

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MÉMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : ENVIRONNEMENT

Thème :

Biochimie des moules de la région Algéroise

Présenté par:

KERBOUB Lakhdar

Soutenu le 06/11 /2014, devant le jury suivant :

Mr	BELHASNET.R	Maître de conférences ENSSMAL	Président
Mr	BOULAHDID. M	Professeur ENSSMAL	Promoteur
Mr	ABDERRAHMANI .K	Doctorant USTHB	Co-promoteur
M ^{me}	BENTCHIKOU. L	Maître assistante A ENSSMAL	Examinatrice
M ^{me}	BOUBECHICHE .Z	Maître assistante A ENSSMAL	Examinatrice

Promotion : 2013 - 2014



Dédicaces

Je dédie ce mémoire aux êtres les plus chers à mon cœur, pour mon père, ma mère et ma grande mère que le Bon Dieu les protège pour moi.

Je le dédie à toute ma famille en particulier mes très chers frères Saad, Abderrahmane, Abdelhamid et Mourad.

A mes chères sœurs Berkahem et Kheira.

A mes beaux-frères et mes belles-sœurs

A mes neveux et mes nièces

A tous mes amis (es) d'ENSSMAL et à toute personne qui me connut...

Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions Dieu le Tout-Puissant pour nous avoir donné la santé, le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

A cet effet, je remercie Monsieur BOULAHDIQ .M, d'avoir accepté de diriger et de suivre constamment la progression de ce travail par ses suggestions et aussi Monsieur ABDERRAHMANI.K

Je tiens à remercier Monsieur BELHASNET.R, d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance.

C'est avec un grand plaisir que je remercie Madame BENTCHIKOU.L, pour avoir pris le temps d'examiner ce travail.

Je remercie Madame BOUBECHICHE.Z, d'avoir aimablement accepté d'évaluer ce modeste travail.

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

Mes remerciements, s'adressent aussi à l'ensemble des personnes de l'E.N.S.S.M.A.L, qui m'ont permis de réaliser cette étude dans les meilleures conditions de travail et dans une bonne ambiance surtout Madame EDDALIA.N.

Enfin, je tiens vivement à remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce présent mémoire.

Liste des figures

Figure 1 :	Anatomie interne de la moule.....	11
Figure 2 :	Système respiratoire et alimentaire chez la moule.....	12
Figure 3 :	Système respiratoire et lamelles branchiales.....	13
Figure 4 :	Système circulatoire.....	13
Figure 5 :	Localisation des sites de prélèvement.....	19
Figure 6 :	Photographie de l'espèce <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819).....	20
Figure 7 :	Photographie de l'espèce <i>Perna perna</i> (Linnaeus, 1758).....	21
Figure 8 :	Lyophilisateur de modèle CHRIST	22
Figure 9 :	Appareil de minéralisation.....	24
Figure 10 :	Aspect de la minéralisation après filtration.....	25
Figure 11 :	Distillateur.....	25
Figure 12 :	Appareil de soxhlet.....	26
Figure 13 :	Concentration de l'extrait et récupération du solvant.....	27
Figure 14 :	Méthode de traçage de la courbe d'étalonnage des glucides.	28
Figure 15 :	Représentation graphique du taux des protéines	30
Figure 16 :	Représentation graphique du taux des lipides.....	31
Figure 17 :	Représentation graphique des concentrations des glucides..	31

Liste des tableaux

Tableau 1 :	La valeur nutritive d'environ 100g de moule.....	17
Tableau 2 :	Taille moyenne des moules de la côte Algéroise.....	22
Tableau 3 :	Indice de condition des moules de la côte Algéroise.....	22
Tableau 4 :	Corrélation entre les tests biochimiques.....	23
Tableau 5 :	Corrélation entre les tests biochimiques et l'indice de condition...	23

Sommaire

Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction générale.....	8
1 ^{er} partie synthèse bibliographique	
I. Généralités sur les moules	10
I.1 Systématique de la moule.....	10
II.2. Anatomie.....	10
II.3. Physiologie.....	11
I.3.1. Locomotion.....	12
I.3.2. Alimentation.....	12
I.3.3. Mode respiratoire.....	12
I.3.4. Système circulatoire.....	13
I.3.5. Système excréteur.....	13
I.3.5. Système nerveux.....	14
I.3.7. Reproduction.....	14
I.4. Ecologie.....	14
I.5. Production des bivalves et maladies	15
I.6. La répartition géographique	16
I.7. Valeur nutritive des moules.....	17
2 ^{eme} partie matériel et méthodes	
II. matériel et méthodes.....	19
II.1. Présentation de la zone d'étude.....	10
II.1.1. La ferme ORCA Marine.....	19
II.1.2. Boudouaou El Bahri.....	20
II.1.3. Figuier	20
II.1.4. Fouka marine.....	20
II.2. Méthodes d'analyses	21
II.2.1. Préparation du matériel.....	21
II.2.2. Traitement des moules	21
II.2.3. Lyophilisation.....	22
II.2.4. Broyage	22
II.3. Analyses biochimiques	22
II.3.1. Dosage des protéines totales.....	22
II.3.1.1. Présentation de la méthode.....	22
II.3.1.2. Principe.....	23
II.3.1.3. Mode opératoire.....	24
II.3.2. Dosage des lipides totaux.....	26
II.3.2.1. Extraction des lipides	26
II.3.2.2. Concentration des extraits.....	27
II.3.3. Dosage des glucides.....	27
II.3.3.1. La courbe d'étalonnage	27
II.3.3.2. Protocole expérimental.....	28
3 ^{eme} partie résultats et discussion	
II. Résultats et discussion.....	30
III.1. Analyse biochimique des moules.....	30
III.2. Paramètres biologiques	32
III.2.1. Taille moyenne	32

III.2.2. Indice de condition	32
III.3. Etude statistique	32
III.3.1. Corrélation entre les tests biochimiques dans les moules.....	32
III.3.2. Corrélation entre les tests biochimique et l'indice de condition dans les moules.....	33
Conclusion.....	35
Références bibliographiques	

Introduction générale

Les eaux côtières de la région Algéroise possèdent de nombreux sites à potentialité conchylicole, à savoir des moulières naturelles (Fouka Marine, Zeralda, Bateau-Cassée ...) ou encore des fermes conchylicoles comme celles de ORCA Marine à Ain Taya ou SEAM à Ain Tagourait.

La consommation des moules diffère d'une région à une autre selon différentes raisons (culturelles, traditionnelles ...). En effet, les moules constituent une source de nutrition pour l'homme, en raison de leur contenance en nutriments importants : Phosphore, Fer, Zinc, Sélénium, Vitamine B1 (Thiamine), Vitamine B2 (riboflavine) et Vitamine B12 (une portion de 100 g de la chair des moules comble dix fois les besoins quotidiens en vitamine B12). Les moules renferment aussi des éléments et substances nutritives de moindre importance : Cuivre, vitamine B3 (niacine), Acide folique, Manganèse, Iode et Acide pantothénique (vitamine B5). Elles présentent aussi des teneurs assez intéressantes en protéines, glucides et lipides (Saoudi, 2009).

Afin d'évaluer la valeur nutritive des moules de la région Algéroise, nous avons réalisé ce travail dans lequel nous avons cherché la qualité biochimique des mules. Ce travail est une suite logique à celui réalisé dans le cadre du mémoire d'ingénieur où nous avons étudié la pollution et la salubrité de ces espèces par les métaux traces et la qualité bactériologique. Il a pour objectif de :

- Déterminer le taux de protéines chez les deux espèces de moules de la région Algéroise *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758).
- Déterminer le taux de lipides chez les deux espèces de moules de la région Algéroise *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758).
- Déterminer la concentration des glucides chez les deux espèces de moules de la région Algéroise *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758)
- Voir s'il y a une corrélation entre l'indice de condition et la qualité biochimique
- Voir s'il y a une corrélation entre les tests biochimiques elles-mêmes.

Ce travail est réparti en trois chapitres :

- Dans le premier chapitre, nous avons fait une description générale des deux espèces étudiées
- Le deuxième chapitre est dédié aux matériel et méthodes où sont décrits les moyens utilisés et la méthode appliquée.
- Le troisième chapitre est consacré aux résultats d'analyse et leurs discussions.

En fin, une conclusion générale clôture ce travail.

CHAPITRE I :
Synthèse bibliographique

I. Généralités sur les moules

I.1 Systématique de la moule

Les moules appartiennent à la classe des bivalves ou lamellibranches. Il existe plusieurs classifications des bivalves selon que les auteurs tiennent compte de la forme de la coquille, de celle de la charnière ou de la structure des branchies. Les moules appartiennent au genre *Mytilus*, qui est extrêmement répandu dans le monde (Marteil, 1976).selon ce dernier la classification des deux espèces est comme suit :

Embranchement	Mollusques
Classe	Lamellibranche
Ordre	Fillibranche
Sous ordre	Anisomyaria
Super famille	Mytiloidea
Famille	Mytilidae
Sous famille	Mytilinae
Genre	<i>Mytilus</i>
Espèce	<i>Mytilus galloprovincialis</i> , <i>Perna perna</i>

II.2. Anatomie

Les mollusques possèdent un corps mou qui, la plupart du temps, est protégé et renforcé par une coquille. Ils sont caractérisés par une symétrie bilatérale. Leur corps peut être divisé en trois parties principales, un pied musculueux qui sert habituellement aux déplacements, une masse viscérale qui contient la plupart des organes internes,, un manteau qui recouvre la masse viscérale et peut sécréter une coquille. Chez de nombreux Mollusques, le manteau se prolonge et forme un compartiment rempli d'eau, appelée cavité palléale, dans lequel baignent les branchies, l'anus et les pores excréteurs (Boué et Chanton, 1962). La moule adulte est formée de deux valves lisses, identiques et oblongues.

La coquille laisse échapper un faisceau de filaments bruns et solides, le byssus, communément appelé la barbe. La chair de la moule est le plus souvent de couleur rosée ou orangée (femelle) ou blanchâtre (mâle), la chair des moules est d'une excellente qualité pour la consommation autour des mois de mars, avril, mai, octobre et novembre, en dehors de la saison de frai, habituellement quand la température de l'eau est plus froide qu'en été (Bouchard, 2004).

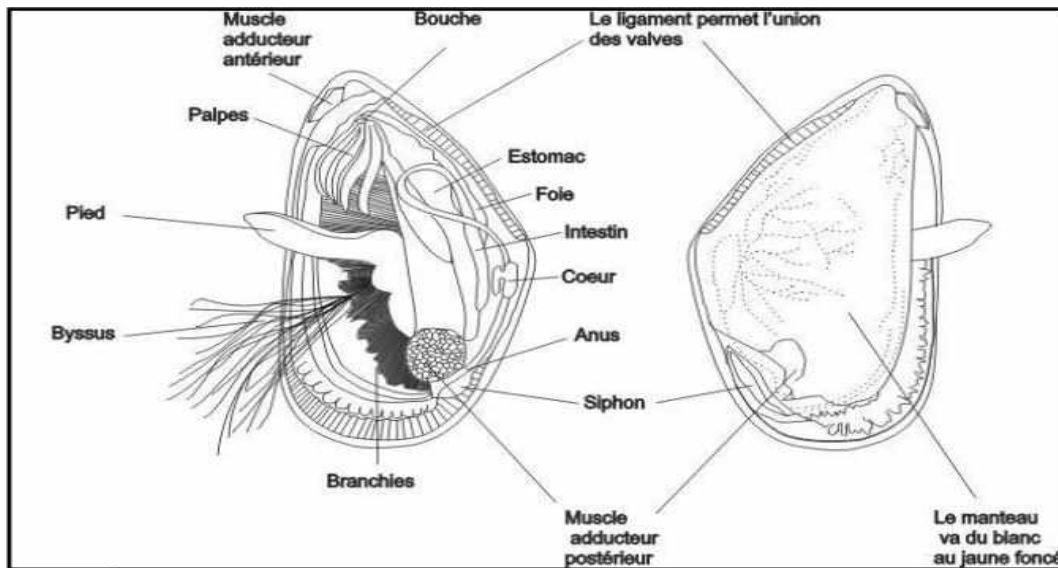


Figure1: Anatomie interne de la moule (Marteil, 1976)

II.3. Physiologie

L'aperçu des différentes parties du corps et des leurs systèmes associés, nous donnera une meilleure appréciation de l'adaptation fonctionnelle des organes.

Parfois les moules rompent certains filaments du byssus et en secrètent de nouveau qu'elles fixent sur le substrat leur permettant un déplacement, très lent et très limité (Boué et Chanton, 1962).

La coquille est formée de deux valves ovales et convexes reliées par une charnière. Celles-ci présentent des stries concentriques, témoins de leur croissance. Le côté postérieur est la partie la plus ancienne de la coquille.

La moule est un Mollusque Lamellibranche à corps mou non segmenté (à branchies lamelleuses) ou Pélécypodes (pied en forme de hache, permet le déplacement et l'enfouissement de l'animal dans le sable. Il peut se replier sous l'action de deux muscles rétracteurs), à masse viscérale (masse des viscères) aplatie transversalement, enveloppée par le manteau formé de deux grands lobes qui entourent le corps, le manteau permet aussi de fabriquer la coquille calcaire bivalve. Ce dernier est sensible au milieu extérieur et insère les branchies dans une cavité où circule l'eau (Boué et Chanton, 1962).

Le bord du manteau sécrète les deux premières couches et assure la croissance en largeur de la coquille, tandis que l'ensemble du manteau produit la couche de nacre et assure la croissance en épaisseur. Les valves de la coquille sont maintenues fermées par la contraction de muscles : le muscle adducteur antérieur et le muscle adducteur postérieur. Le muscle postérieur est le plus développé. Grâce à ces deux puissants muscles, la coquille s'ouvre pour faire entrer l'eau et se referme pour protéger l'animal des prédateurs, ses branchies lui permettent, de filtrer l'eau pour respirer et pour retenir le plancton dont elle se nourrit (Boué et Chanton, 1962).

La moule peut filtrer l'eau pendant 18,5 à 24 heures par jours sans interruption avec une vitesse moyenne de 20 litres/h. Cependant, la durée et le temps de

filtration varient en fonction des différents paramètres à savoir (Marteil, 1976). Elle trie la nature et la taille des particules qui pénètrent dans la cavité palléale de 3 et 13 micromètres (Villeneuve et Désiré, 1965)in (Ben Zaoui,2010).

I.3.1.Locomotion

La moule adulte est un animal fixé, espèce sessile, elle résiste aux courants, aux chocs des vagues *et* à l'arrachement grâce aux solides filaments du byssus qui sont soudés au rocher. Le pied, linguiforme, permet le déplacement et l'enfouissement de l'animal dans le sable. La moule peut se déplacer, mais très lentement, c'est une espèce qui ne fait jamais de grand voyage, car elle est de nature semi-sédentaire. Le pied peut se replier sous l'action de deux muscles rétracteurs. A sa base se trouve la glande du byssus. Elle synthétise des filaments (byssus) qui fixent la moule à son substrat. Une fois qu'ils sont sécrétés, les filaments se solidifient au contact de l'eau de mer (Bouchard. 2004).

I.3.2.Alimentation

La moule est un animal microphage. Cela signifie qu'elle se nourrit de petites particules en suspension dans l'eau de mer. Pour se nourrir, elle filtre l'eau de mer à travers ses branchies et récupère les particules alimentaires qui y sont retenues. Ce sont les algues microscopiques - le phytoplancton - bactéries et débris organiques qui constituent l'essentiel de sa nourriture (Bouchard. 2004).

I.3.3.Mode respiratoire

Les échanges d'oxygène se font par l'intermédiaire des branchies. L'eau chargée en oxygène dissous pénètre dans la cavité palléale *via* le siphon inhalant. Elle est filtrée par les filaments des deux paires de branchies lamelleuses avant d'être évacuée par le courant exhalant. L'oxygène ainsi capté pénètre dans l'hémolymphe pour être distribué dans tout l'organisme lorsque la moule se retrouve à l'air libre, elle ferme sa coquille et passe à une respiration anaérobie (respiration réalisée par certains organismes en l'absence d'oxygène) (Cahen, 2006).

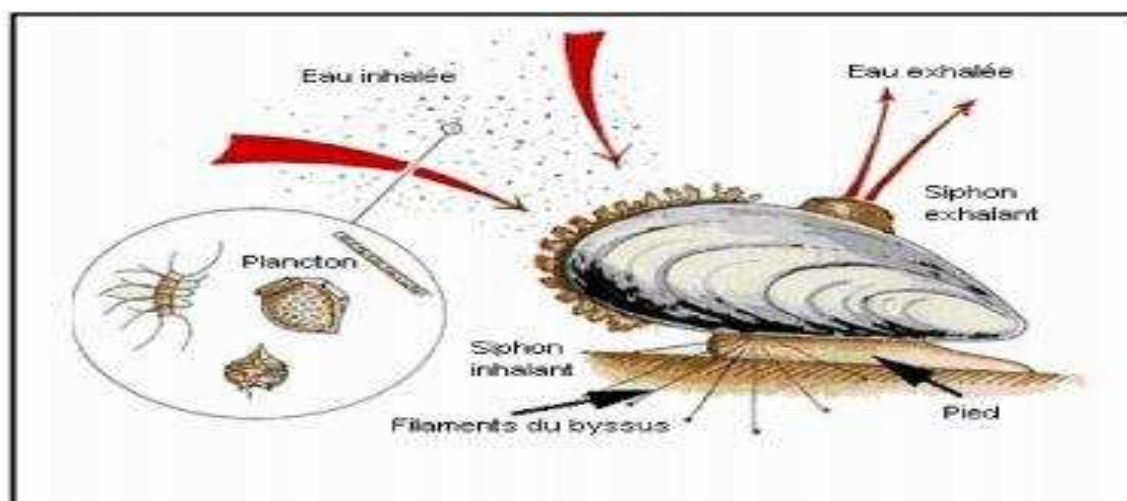


Figure 2 : Système respiratoire et alimentaire chez la moule (MPO, 2003)

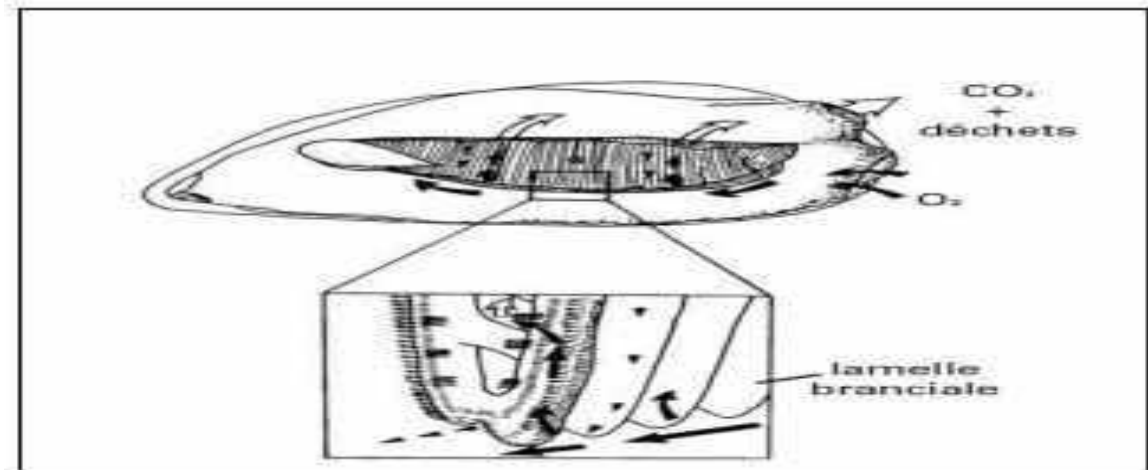


Figure 3 : Système respiratoire et lamelles branchiales (Gosling, 2003)

I.3.4. Système circulatoire

L'appareil circulatoire est relativement simple. On y trouve un cœur dorsal (enveloppé par le péricarde) qui comprend deux oreillettes latérales et un ventricule. L'hémolymphe (mélange de sang et de lymphhe), chassée dans deux aortes, est distribuée aux différentes parties du corps par un réseau de vaisseaux sanguins. Ce système artériel aboutit à des espaces libres sans parois propres : les lacunes (Gosling, 1992). L'hémolymphe n'est plus, à ce moment, canalisée en un système de vaisseaux individualisés. Elle gagne ensuite les reins, où elle est purifiée, avant de pénétrer dans les branchies. Dans ces organes, elle s'enrichit alors en oxygène (O_2) et se décharge en gaz carbonique (CO_2). Une fois oxygénée, l'hémolymphe rejoint les oreillettes du cœur. A ce circuit principal se superpose un circuit accessoire. En effet l'hémolymphe qui circule dans le manteau a la possibilité de suivre une voie de retour directe au cœur sans passer par les reins ni les branchies. Lors du passage dans le manteau, un échange d'oxygène et de gaz carbonique a lieu également (Gosling, 1992).

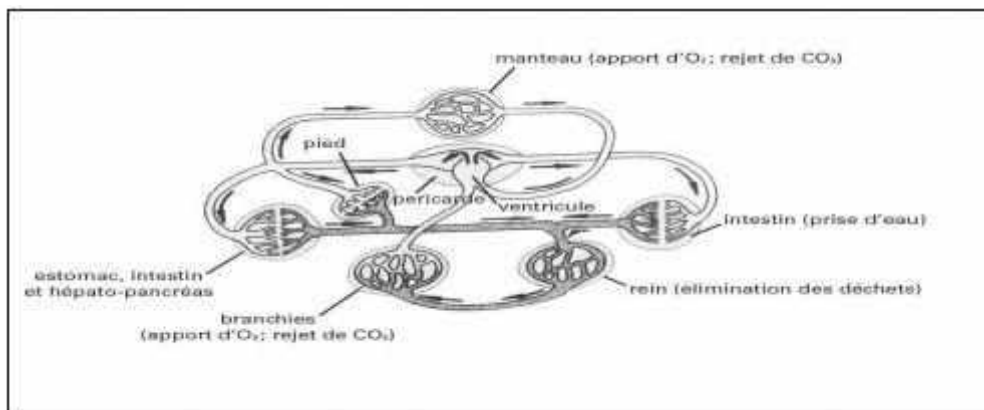


Figure 4 : Système circulatoire (Deconinck, 1971)

I.3.5. Système excréteur

L'excrétion est réalisée par une paire de reins (néphridies) qui acheminent les déchets de l'hémolymphe vers la cavité palléale. Ceux-ci sont ensuite rejetés dans l'environnement de l'animal par le courant d'eau exhalant (Gosling, 1992).

I.3.5. Système nerveux

Le bord du manteau est tapissé de cellules nerveuses sensibles à la température, aux substances chimiques et à la lumière. Le système nerveux est réduit à trois paires de ganglions nerveux situés sur le manteau, le pied et les viscères (Deconinck, 1971).

I.3.7. Reproduction

La moule est sexuellement différenciée. Pendant la période de reproduction, les ovules de la femelle sont libérés dans la cavité palléale où ils sont fécondés par les spermatozoïdes. Ces derniers, déversés dans l'eau par les individus mâles, sont entraînés dans la cavité de la femelle par la circulation d'eau entrante. La fécondation est donc externe, c'est la rencontre des deux gamètes dans l'eau la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) possède une période de ponte établie durant toute l'année et même chose pour *Perna perna* (Linnaeus, 1758) (Boukhroufa, 1982 in Ben Zaoui, 2010). Les œufs très nombreux (environ 500000) donnent deux stades larvaires successifs : trochophore et véligère. La larve trochophore se transforme en larve véligère en 24h. Celle-ci se fixe sur un substrat, après 2 à 3 semaines (Cahen, 2006). La maturité sexuelle se fait entre 5 et 8 mois pour une taille de 15 à 35 mm (Lubet, 1973).

I.4. Ecologie

Habitat : la moule se rencontre principalement dans les zones des marées des mers tempérées des hémisphères Nord et Sud. Elle colonise l'estran, zone qui s'étend de la ligne du flux maximum (vives-eaux) à la ligne de reflux maximum (mortes-eaux). Dans cet espace libéré régulièrement par la mer, les conditions de vie sont difficiles. Les organismes vivants sont recouverts d'eaux ou asséchés, suivant les variations journalières de flux et de reflux. Les zones les plus hautes ne sont couvertes que lors des marées de vives-eaux. Les zones les plus basses ne sont découvertes que lors des marées de mortes-eaux. Dans ces zones de marées, la moule peut coloniser et couvrir de vastes espaces (bancs de moules) (Cahen, 2006)

- **Adaptations aux marées** : son corps est protégé par une coquille. Elle s'accroche à d'autres moules et se fixe sur un substrat, de sorte que l'impact des vagues se fait moins ressentir. Elle filtre sa nourriture de l'eau sans avoir besoin de se déplacer. Lorsque le niveau de l'eau descend, la moule retient l'eau en fermant ses valves. Elle est protégée contre le dessèchement, l'air, la lumière et la prédation. Quand l'oxygène vient à manquer dans l'eau ainsi retenue, la moule passe à un mode de respiration anaérobie. Elle résiste à de nombreux facteurs abiotiques (température, salinité...) ce qui permet de la retrouver dans la zone la plus élevée de l'estran (Cahen, 2006).

- **Mortalité et prédation** : selon Kitching *et al.*, (1959) différents facteurs influencent la mortalité et la dispersion des populations de moules : la température, le dessèchement, les tempêtes et mouvements des vagues, la salinité, les compétitions intra- et interspécifiques et la prédation. La prédation est la plus importante cause de mortalité. De nombreux prédateurs sélectionnent préférentiellement les moules d'une certaine taille et déterminent ainsi la taille moyenne des moules au sein d'une population donnée. Ses prédateurs les plus

importants sont l'escargot pourpre (*Nucella lapillus*) se nourrit de moules dans la zone des marées basses et moyennes, principalement au printemps et en été. Chaque escargot mange entre 0,1 et 0,6 moule par jour. Les moules se protègent contre ce prédateur en l'immobilisant dans les filaments du byssus. L'étoile de mer (*Asterias rubens*, *Marthasteras glacialis* et *Asterina gibbosa*) chasse principalement sous l'eau dans les zones à marée basse. Elle préfère les moules de grande taille (7 cm). La population d'étoile de mer s'accroît démesurément à intervalles réguliers et peut provoquer la disparition d'une fraction très importante de population de moules. Le crabe est le plus féroce des prédateurs (*Cancer pagurus*, *Xantho incisus*, *Carcinus maenas* et *Portinus puber*). Les moules de petite taille sont les plus exposées. Leur vulnérabilité décroît au fur et à mesure de leur croissance. L'huitrier pie et le canard eider consomment de grandes quantités de moules pendant les mois d'hiver. Un vol d'eiders peut consommer environ 4 500 moules/m² pendant 60 jours. Leur influence sur les populations de moules est donc majeure. Les poissons plats comme le flétan (le fi élan de l'océan atlantique *Hippoglossus hippoglossus* le flétan du Groenland *Reinhardtius hippoglossoides* le flétan du Pacifique *Hippoglossus stenolepis*, la plie (Plie du Canada *Hippoglossoides platessoides*, Plie grise (*Glyptocephalus cynoglossus*. Plie rouge *Pseudopleuronectes americanus*. Plie commune *Pleuronectes platessa*. Plie lisse *Liopsetta Putnami*) et la limande (*Limanda aspera* (Pallas, 1814), *Limanda ferruginea* (Storer, 1839), *Limanda limanda* (Linnaeus, 1758), *Limanda proboscidea* (Gilbert, 1896). *Limanda puntatissima* (Seindachner 1879), *Limanda sakhalinensis* (Hubbs, 1915) apprécient également les moules. L'oursin *Paracentrotus lividus* et *Echinus esculentus*. Les oiseaux comme le goéland et la corneille sont également prédateurs de moules.

I.5. Production des bivalves et maladies

La mytiliculture a connu une expansion importante depuis les années 80. La conséquence directe de l'intensification des cultures a été le développement rapide de diverses maladies infectieuses : bactérioses, viroses et surtout maladies liées à des protozoaires, qui ont probablement été à l'origine de pertes économiques importantes. Afin de mieux comprendre

Les raisons de ces pertes, il est nécessaire d'approfondir nos connaissances en pathologie, génétique et surtout sur le fonctionnement du système immunitaire des moules.

Du simple fait de leur maintien depuis des millions d'années, on peut supposer que les bivalves sont capables d'atteindre un équilibre avec leur environnement. Leur système

immunitaire maîtrise naturellement bien les infections ou les invasions « naturelles ».

Cependant, les animaux en élevage sont soumis à des conditions environnementales souvent perturbées, telles une forte densité des animaux, une dégradation du milieu, un déséquilibre nutritionnel ou une forte pollution. Dans de telles conditions, les animaux sont affaiblis et en particulier, leur système immunitaire est moins

performant. Toutes ces conditions favorisent le développement de maladies infectieuses qui vont ensuite se répandre en créant une épidémie d'autant plus dévastatrice que la culture sera intensive. Parmi toutes les maladies rencontrées chez les bivalves cultivés, les protozoaires sont décrits comme étant les agents les plus agressifs.

(i) Protozoaires: les protozoaires les plus connus qui infectent les bivalves sont *Bonamia*, *Marteilia* et *Haplosporidium*. Chez l'huître plate *Ostrea edulis*, les protozoaires *Marteilia refringens* et *Bonamia ostreae* ont causé une baisse importante de la production française dans les années 70 (Comps, 1970; Pichot et al. 1979). En Espagne, la présence de *M. refringens* a été signalée chez des moules *M. galloprovincialis* (Lamarck, 1819) de la région de Galice sans faire état de mortalité (Villalba et al., 1993). Un autre protozoaire *Perkinsus marinus* est considéré comme le pathogène le plus important pour l'huître *Crassostrea virginica* et ce depuis les années 50 sur la côte Est des USA (Oliver et al., 1998). Un autre *Perkinsus*, *P. atlanticus* est capable d'infecter les palourdes *Tapes decussatus* (Casas et al., 2002). En ce qui concerne les espèces d'*Haplosporidium*, *C. virginica* est sensible aux infections dues à *H. nelsoni* à *H. costalis* (Ford and Haskin, 1987).

(ii) Virus: la mortalité massive de l'huître portugaise *Crassostrea angulata*, entre 1967 et 1973 en France, est associée à l'infection par un Iridovirus (Comps and Bonami, 1977; Comps et al., 1976). Des virus appartenant à la famille des Herpes ont été identifiés chez les bivalves dans différents pays producteurs tels les USA (Friedman et al., 2005), la Nouvelle Zélande (Hine, 1996), la France (Arzul et al., 2001; Renault et al., 2001), l'Australie (Hine and Thorne, 1997) et le Mexique (Vasquez-Yeomans et al., 2004).

(iii) Bactéries: les infections bactériennes sont surtout détectées dans les productions de larves de bivalves. Différentes bactéries du genre *Pseudomonas* et *Aeromonas*, ont été identifiées lors de la mortalité de larves d'huîtres en éclosure. Les bactéries les plus présentes dans le milieu marin, les *Vibrios*, sont considérées comme des opportunistes associées

souvent à la mortalité des larves et des juvéniles (Lambert et al., 2001). Cependant, une souche particulière de *Vibrio splendidus*, la souche LGP32, a été décrite comme associée à la mortalité estivale de *C. gigas* en France (Lacoste et al., 2001).

I.6. La répartition géographique

Répartition de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819)

Rencontre en méditerranée, Adriatique, mer noire, côte atlantique du Maroc, du Portugal, de la France de la sw du Royaume-Uni et de la manche occidentale.

Sur le littoral d'Afrique du nord, cette moule est toujours rare sauf dans les zones portuaires et l'on peut se demander si elle n'a pas été introduite par les bateaux (elle est présente à Oran et Alger (Lubet, 1973), cet auteur ne l'a jamais rencontrée au sud-est du cap bon en Tunisie (Asso, 1982).

Sur le littoral Algérien, *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) cohabite avec l'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758) attachée sur le même support (Bouchroufa, 1987 in Ben Zaoui, 2010).

Répartition de *Perna perna* (Linnaeus, 1758)

Le genre *perna* est rencontré en Atlantique tropical et subtropical (Maroc, Mauritanie, Sénégal). Cayre (1978) l'étude sur les côtes de la république populaire du Congo. On peut la rencontrer aussi sur les côtes d'Amérique du Sud, des Antilles à l'Argentine. Sa pénétration en méditerranée est limitée aux côtes africaines de la région occidentale, ainsi qu'aux côtes espagnoles jusqu'à Malaga (Asso, 1982).

I.7.Valeur nutritive des moules

Tableau 1 : La valeur nutritive d'environ 100g de moule (Anonyme, 2005 in Boughachiche et Si Abdallah, 2011).

Poids/ Volume	Moules bleues, 100g (environ 12 moules moyennes)
Calories	172
Protéines	23.8g
Glucides	7.4g
Lipides	4.5g
Fibres alimentaires	0.0g

CHAPITRE II :

Matériel et méthodes

II. Matériel et méthodes

Dans ce travail, nous nous sommes intéressés à étudier la composition chimique des moules de la côte Algéroise.

II.1.Présentation de la zone d'étude

Les sites faisant l'objet de notre étude sont au nombre de quatre(04) (figure 5) une dans la baie de Bou-Ismaïl et trois dans la baie de Zemmouri.

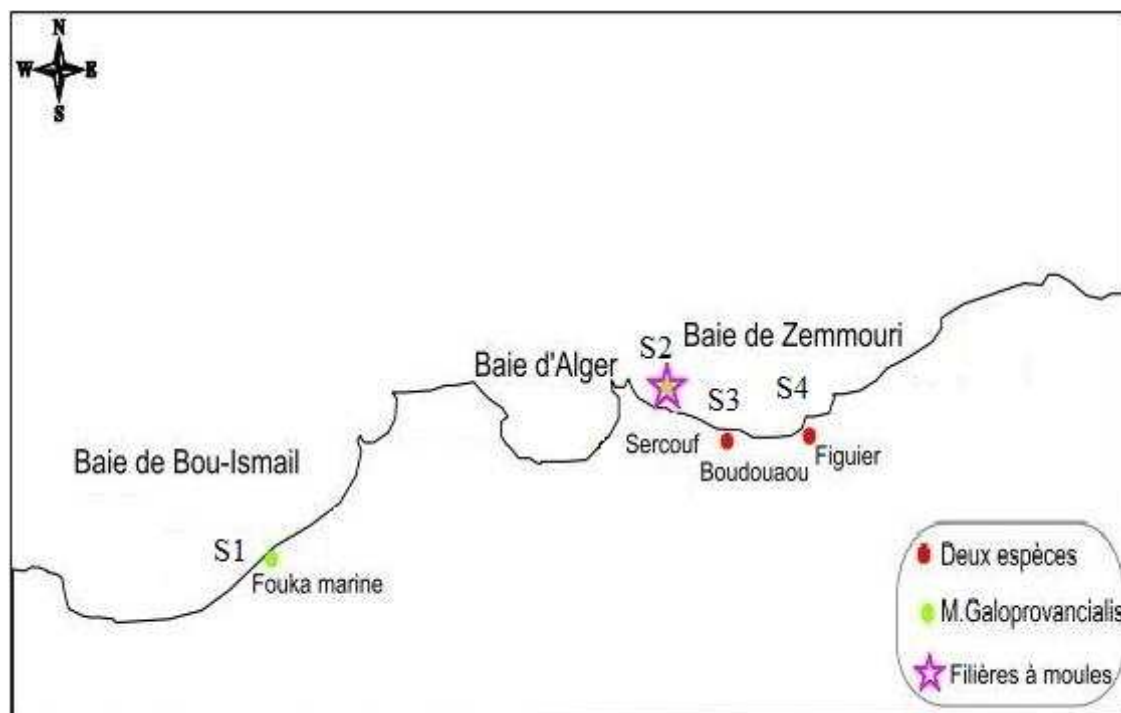


Figure 5 : Localisation des sites de prélèvement

S1: Fouka marine- S2: ORCA marine (sercouf)-S3: Boudouaou El Bahri-S4: Figuier

II.1.1.La ferme ORCA Marine

La ferme conchylicole ORCA Marine a été créée en octobre 1987 par Mr Boualem Khodja pour l'élevage des moules et des huitres. Elle est rentrée en phase d'expérimentation en 1990, et en phase d'exploitation en 2003. Elle est conçue de 2000 m² à terre et 5000m² en mer. Le site de prélèvement « Ain Chrob » (ex Sercouf) est une plage de la commune d'Ain Taya, wilaya d'Alger à 30 km à l'Est d'Alger. Le site d'élevage se situe à peu près à 1 km de la plage, il est constitué de cinq stations. Le site est soumis à l'influence d'un hydrodynamisme sans aucune protection. Hydrodynamisme représenté d'une part par les courants côtiers locaux et d'autre part par la houle qui est essentiellement de direction Nord-est et Nord-ouest pouvant dépasser 3, 25 m/s en hiver.

II.1.2.Boudouaou El Bahri

Boudouaou El Bahri (anciennement *Alma-Marine*) est une commune de la wilaya de Boumerdès, située à 5 km au nord de Boudouaou, à 7 km à l'ouest de Boumerdès et à environ 35 km à l'est d'Alger. Le site de prélèvement est une plage ou une moulière qui se trouve sur des roches naturelles.

II.1.3.Figuiers

El karma (ex Figuiers) est une commune de la wilaya de Boumerdes, situé à 5 km à l'est de Boumerdes. Le site de prélèvement est la plage de figuiers ou la moulière se trouve sur des roches naturelles. Sur ses roches cohabite les deux genres de moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna.perna* (Linnaeus, 1758).

II.1.4.Fouka marine

La commune de Fouka est située au nord-est de la wilaya de Tipaza, à environ 33 km au nord-est de Tipaza et à environ 30 km au sud-ouest d'Alger. Le site de prélèvement est les roches de front de mer de la ville ou la moulière se trouve sur des roches naturelles cette moulière est caractérisée par la présence de *Mytilus galloprovincialis*. (Lamarck, 1819)

Les espèces de moules accueillies sont *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758).



Figure 6 : Photographie de l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819)



Figure 7: Photographie de l'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758)

II.2.Méthodes d'analyses

II.2.1.préparation du matériel

Les instruments (scalpel et pinces) ainsi que la verrerie utilisés lors de notre étude sont minutieusement nettoyés et conditionnés selon le protocole décrit par (A.I.E.A., 1997). Ce dernier exige un lavage avec un détergent suivi d'un rinçage convenable à l'eau du robinet et l'eau bi-distillée, acidulée (HCL 10%) et à l'eau bi distillée puis séchage à l'étuve à 70°C.

II.2.2.Traitement des moules

La taille des moules étudiées a été considérée comme la longueur de la coquille car selon Noel-Lambot et al, (1980) et Nielsen, (1988) in (Essedaoui et Sif 2001) les parties molles croissent parallèlement à la longueur de la coquille. Cette dernière est mesurée par un pied à coulisse.

Le traitement au laboratoire est fait selon les recommandations de Bernhard (1978) in (Abdelouaheb, 1998), le décoquillage a été fait, le même jour. La partie molle, et le muscle ont été récupérés, pesés dans des petits flacons en verre préalablement pesés. Ces flacons sont conservés au congélateur dans le but d'être lyophilisés.

▪ Calcul de l'indice de condition :

L'indice de condition (IC) est un indice biométrique qui est couramment utilisé en conchyliculture pour rendre compte du degré de remplissage des coquilles des animaux. Parmi les nombreuses formules proposées, nous avons choisi l'indice AFNOR (NF V 45056), exprimé par l'équation :

$$IC = (PTSEP / Poids total) * 100$$

- PTSEP = Poids des tissus mous sans l'eau palléale.

II.2.3.Lyophilisation

La lyophilisation a été faite au niveau du centre de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj par un lyophilisateur de marque CHRIST (Figure 8).



Figure 8 : Lyophilisateur de modèle CHRIST.

II.2.4.Broyage

La chair des moules lyophilisée est broyée à l'aide d'un broyeur automatique à une lame en acier inoxydable jusqu'à l'obtention d'une poudre fine. Cette dernière est récupérée dans des petits flacons en verre étiquetés et stockés dans un dessiccateur. (Figure 1 annexe II)

II.3.Analyses biochimiques

Les paramètres biochimiques étudiés sont : la teneur en protéine, en lipide et en glucides.

II.3.1.Dosage des protéines totales

Les analyses des protéines ont été effectuées selon la méthode de « Kjeldahl ».

II.3.1.1.Présentation de la méthode

La méthode Kjeldahl est la méthode de référence pour la détermination des protéines dans les aliments. Il existe deux versions de la méthode qui utilisent le même principe : la méthode macro- Kjeldahl et la méthode micro-Kjeldahl. Elles diffèrent seulement par l'appareillage utilisé et les quantités d'échantillons. La masse d'échantillon analysée par la méthode macro-Kjeldahl est environ 5 fois plus élevée que celle analysée par la méthode micro-Kjeldahl.

II.3.1.2.Principe

La détermination des protéines par la méthode Kjeldahl s'effectue en trois étapes:

Étape 1: Digestion ou minéralisation de l'échantillon

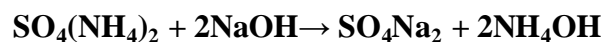
Pendant l'étape de la digestion, l'azote protéique est transformé en azote ammoniacal par oxydation de la matière organique dans l'acide sulfurique concentré à haute température, en présence d'un catalyseur et d'un sel :

- l'acide sulfurique concentré a pour but d'oxyder la matière organique et de transformer l'azote protéique en ammoniac (NH_3). Il sert également à piéger l'ammoniac gazeux sous la forme de sulfate d'ammonium, par action de la base avec l'acide.
- l'addition du sel de sulfate de potassium (K_2SO_4) à pour but d'élever le point d'ébullition de la solution pour accélérer la réaction de minéralisation de la matière organique.
- le catalyseur utilisé est le sélénium (Se).

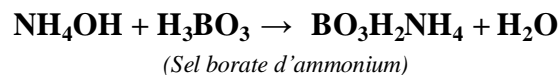
La réaction chimique est la suivante : $\text{H}_2\text{SO}_4 + \text{N (aliment)} \rightarrow \text{SO}_4^{--} (\text{NH}_4)_2^+$

Étape 2: Distillation de l'ammoniac

Avant de distiller l'ammoniac à la vapeur d'eau, on doit libérer l'ammoniac sous la forme du sel $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ par l'addition d'une solution concentrée de NaOH en excès. La transformation chimique se fait comme suit :

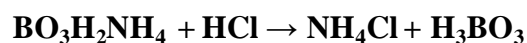


L'ammoniac est ensuite distillé par la vapeur d'eau et piégée dans une solution d'acide borique. L'ammoniac réagit avec l'acide borique pour former des sels borates d'ammonium. La transformation chimique se fait comme suit :



Étape 3 : Titrage de l'ammoniac

L'ammoniac sous la forme de borates d'ammonium est titré directement à l'aide d'une solution standardisée d'acide chlorhydrique HCl et d'un indicateur (le Tashiro) :



II.3.1.3.Mode opératoire

a. Minéralisation

La minéralisation permet de dénaturer les protéines (casser les liaisons) et de libérer les acides aminés, ensuite transformer l'azote organique en azote minérale. Elle est effectuée à l'aide d'un appareil de minéralisation «Inkjel. M, Behrlabor-technikGmbH» équipé d'une plaque chauffante, un porte matras, un collecteur de fumée et un thermostat. Tout le système est relié à une pompe à vide qui est relié à un piègeur de fumée.



Figure 9: Appareil de minéralisation

Dans un matras de Kjeldahl, on met :

0,5 g de l'échantillon, 7g de sulfate de potassium (K_2SO_4), 5mg de sulfate de cuivre anhydre ($CuSO_4$), 1ml de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à 60 %, 10 ml d' H_2SO_4 concentré et aussi 2 à 3 petits morceaux de pierre ponce :

- on agite et on place le matras dans le dispositif de minéralisation ;
- on chauffe doucement et progressivement jusqu'à l'apparition des fumées noires ;
- on poursuit le chauffage durant 45 à 60 mn jusqu'à l'obtention d'une couleur limpide. À la fin de la minéralisation, on laisse les matras refroidir.

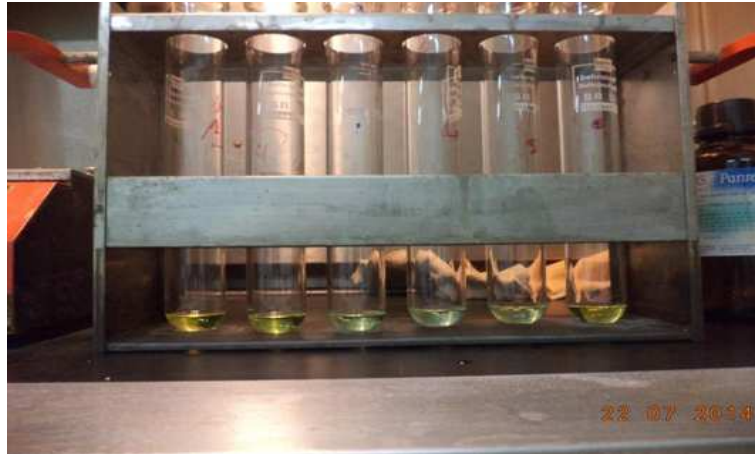


Figure 10: Aspect de la minéralisation après filtration

b. Filtration et dilution du minéralisât :

Après refroidissement, on ajoute environ 50 ml d'eau distillée dans chaque matras et on procède à la filtration dans des erlenmeyers à bouchon colorés en brun jusqu'à 100ml d'échantillon final.

c. distillation

On met dans un matras de Kjeldahl 20 ml du minéralisât filtré pour la distillation.



Figure11 : Distillateur

À l'aide d'un bouton on ajoute 40 ml de la soude (NaOH) à 40% dans le matras et on débute la distillation. On recueille le distillat (ammoniaque entraîné à la vapeur d'eau) dans un erlenmeyer de collecte contenant 20 ml d'acide borique à 4%, dont le pH a été préalablement déterminé.

On continue la distillation jusqu'à obtenir 100 ml de solution (acide borique + ammoniaque entraîné à la vapeur). L'opération dure 5 à 10 mn. On relève de nouveau la valeur du pH (Figure 2 annexe II).

d. Le titrage :

On ajoute au distillat obtenu, 10 gouttes de la solution d'indicateur «Tashiro».

On titre directement la solution obtenue par une solution d'acide chlorhydrique (HCl) à 0.2N, jusqu'à l'obtention du pH initial de la solution d'acide borique.

e. expression des résultats :

Soit : 1 ml de HCl → 2.803 mg N (azote)

Selon Aissou (2012), le taux des protéines est calculé par l'équation suivante :

$$\% \text{ de protéine} = X * F = \frac{2,803 * V * 100}{100 * m} * F$$

X : quantité d'azote dans 100g de la matière sèche

F : facteur dépendant du type d'aliment analysé = 100/16 (6.25)

V : volume d'HCl

m : le poids de l'échantillon en (g)

II.3.2. Dosage des lipides totaux

Les lipides sont insolubles dans l'eau et très solubles dans les solvants organiques, tel l'éther éthylique. La plupart des méthodes de dosage des lipides exploitent ces propriétés physiques pour extraire les lipides des aliments dans le but de mesurer leur concentration. L'extraction des lipides totaux est réalisée par la méthode de Soxhlet.

II.3.2.1. Extraction des lipides

L'extraction est réalisée à l'aide d'un extracteur soxhlet. 0,5 grammes de moule est introduit dans une cartouche en cellulose (28mm x 100mm). L'extraction se fait comme suit :

On verse 160 ml d'éther-éthylique dans chaque matras et on les ferme.

On règle la température de la plaque chauffante à 100°C jusqu'à l'ébullition du solvant, après on réduit la température à 60°C de sorte à maintenir l'ébullition du solvant stable. Pour épuiser complet du solide, on garde le rythme pendant 2h30 qui correspond à 30 cycles (un cycle dure en moyenne 5 mn), après on arrête le système et on laisse les ballons refroidir.



Figure 12 : Appareil de soxhlet.

II.3.2.2. Concentration des extraits

Environ 120ml de l'extrait récupéré est concentré à sec avec l'évaporateur rotatif «BuchiRotavapor R.210» (Température : 40°C, Pression : 1,5 bars une vitesse de rotation de 6 à 7 tours/mn).



Figure13 : Concentration de l'extrait et récupération du solvant

On sèche les ballons dans l'étuve à 37°C, puis on laisse refroidir dans un dessiccateur et on le pèse, soit **P** ce poids. Le taux des lipides est donné par la formule suivante :

$$\% \text{ lipides} = \frac{m}{M} * 100$$

M : quantité des lipides (P-P0) en g.

P : poids du ballon rempli de lipides en g.

P0 : poids de ballon vide en g.

m : poids de l'échantillon en g.

II.3.3. Dosage des glucides

Les oses totaux sont dosés selon Dubois et *al.* (1956). Les glucides donnent une couleur orangée lorsqu'ils sont traités avec du phénol et par l'acide sulfurique concentré. La réaction est sensible et la coloration est stable. Les glucides totaux sont ainsi dosés par spectrophotométrie à 485nm. Une courbe d'étalonnage est effectuée à partir d'une solution de glucose.

II.3.3.1. La courbe d'étalonnage

Introduire 175mg du glucose dans 1000 ml d'eau distillée, préparer la solution de phénol à 5%. 5 tubes à essais sont remplis de la solution glucose (0ml, 2.5ml, 5ml, 7.5ml, 10ml) puis complétés avec de l'eau distillée jusqu'à 10 ml. Ajouter 1ml de la solution phénol + 5ml de H₂SO₄. Les tubes sont placés au bain-marie à 30°C pendant 20 minutes, puis ils sont refroidis sous l'eau de robinet à 20°C. L'absorbance est mesurée à 485 nm.

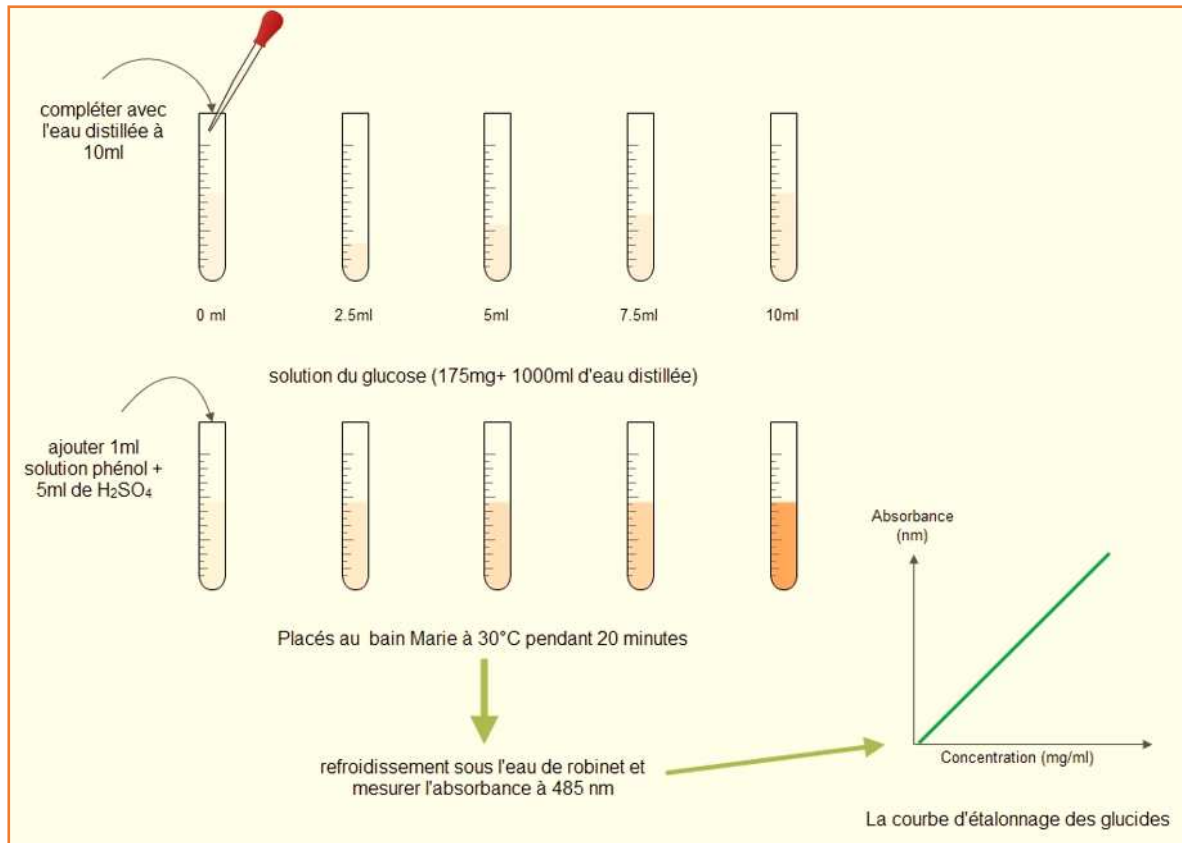


Figure 14 : Méthode de traçage de la courbe d'étalonnage des

II.3.3.2. Protocole expérimental

Préparer une solution à 0.2 % (m/v) de la poudre des moules dans de l'eau distillée. 2ml de la solution à doser sont mis dans un tube à essai avec 1ml de phénol (à 5% dans l'eau). 5ml de H₂SO₄ sont ajoutés rapidement sans les faire couler le long des parois et le mélange est agité immédiatement. Une coloration jaune se développe, stable durant plusieurs heures. Les tubes sont placés au bain-marie à 30°C pendant 20 minutes puis refroidis sous l'eau à 20°C. L'absorbance est mesurée à 485nm. Les teneurs sont déterminées en référence à une gamme étalon de glucose.

CHAPITRE III :

Résultats et discussion

III. Résultats et discussion

III.1. Analyse biochimique des moules

Les résultats obtenus pour l'analyse biochimique des moules sont représentés dans le tableau suivants :

Les résultats obtenus pour l'analyse biochimique montrent des valeurs proches de celles citées par (Anonyme, 2005 in Boughachiche et Si Abdallah, 2011).

Les résultats obtenus montrent que le taux de protéine varie entre un minimum de 18,03 % pour la chair de *Perna perna* (Linnaeus, 1758) dans la station de Figuier et un maximum de 21,32 % pour la chair de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) au sein de la même station, avec une moyenne de 19,90 % .

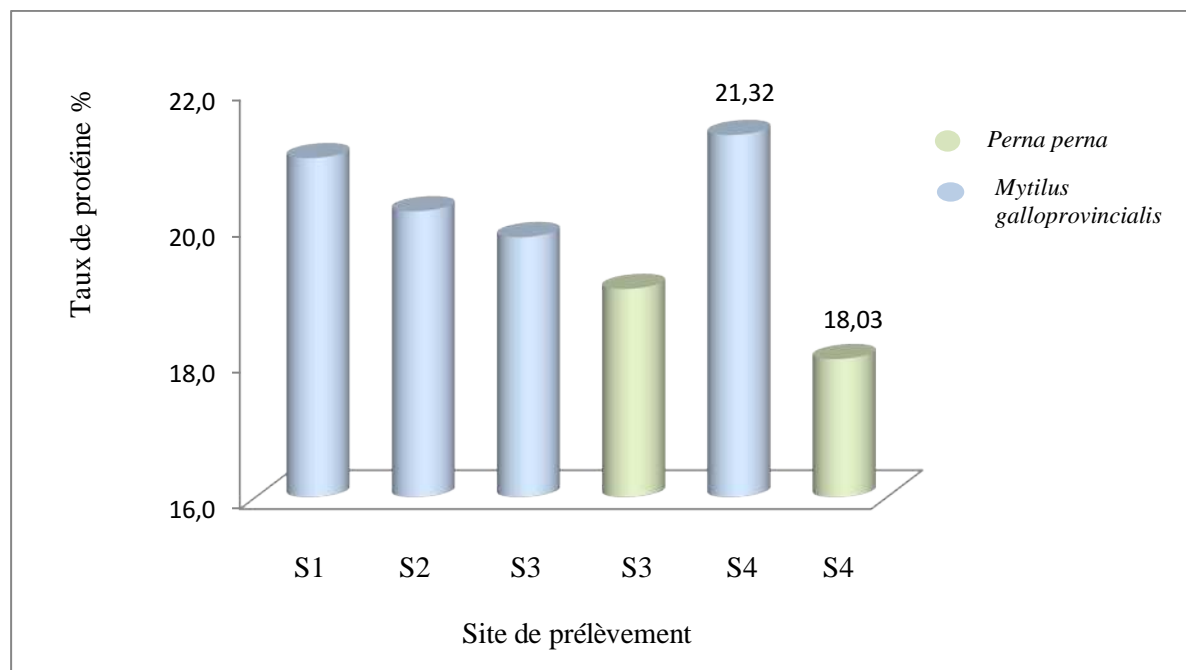


Figure 15: représentation graphique du taux des protéines.

Pour les teneurs en lipides les résultats varient entre un minimum de 4,09 % pour la chair de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) dans la station de Fouka marine et un maximum de 5,96 % pour la chair de *Perna perna* (Linnaeus, 1758) de la station de Boudouaou, avec une moyenne de 5,04 % .

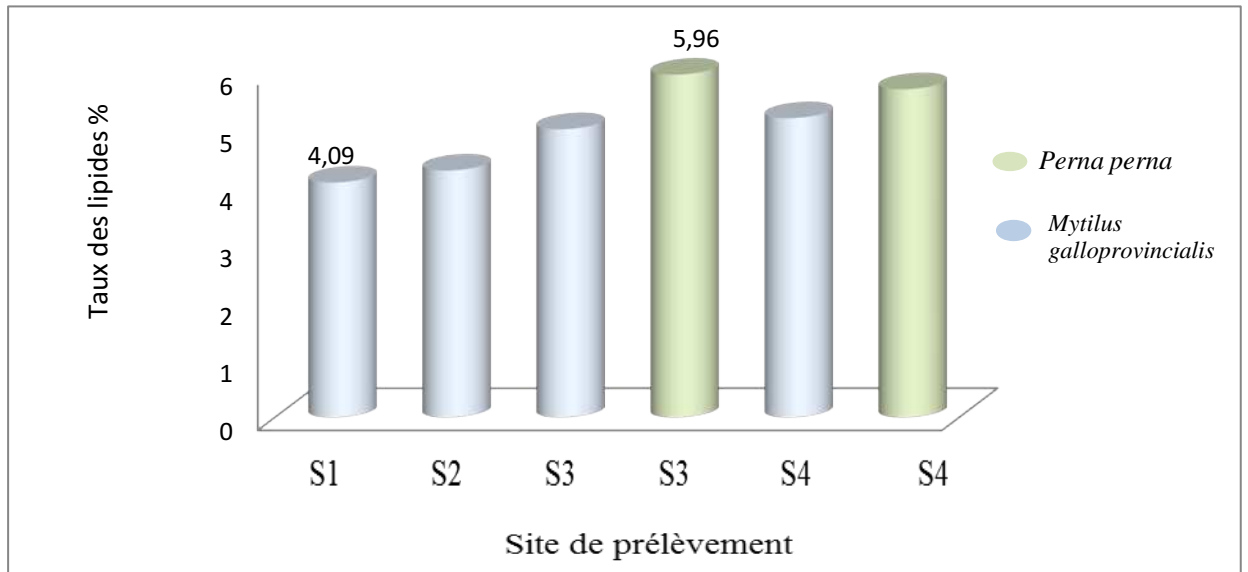


Figure 16: représentation graphique du taux des lipides

La courbe d'étalonnage (Figure 1 annexe I) nous a permis de déterminer des concentrations pour les glucides variant entre un minimum de 0,033 mg/ml pour la chair de *Perna perna* (Linnaeus, 1758) dans la station de Figuiers et un 0,059 mg/ml pour la chair de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) pour la station de Fouka marine et d'Ain Taya avec une moyenne de 0,04 mg/ml.

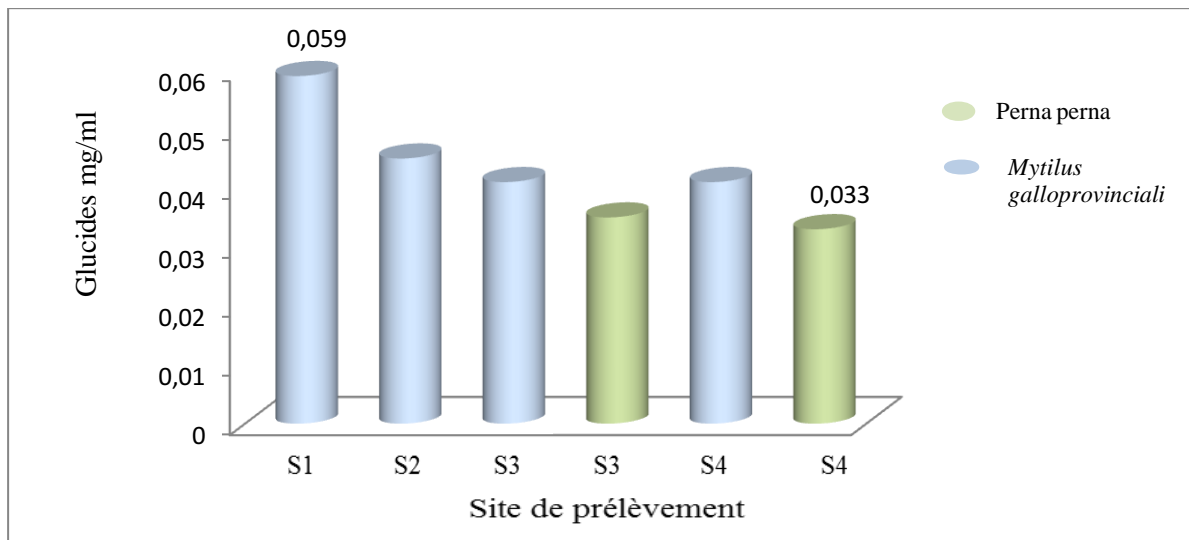


Figure 17: représentation graphique des concentrations des glucides

III.2. Paramètres biologiques

III.2.1. Taille moyenne

D'après le tableau 3 Les moules de la baie de Zemmouri ont des tailles plus élevés que celles des moules de la baie d'Alger et la baie de Bou-Ismaïl et elles sont entre 50 et 71 mm.

Les tailles moyennes de l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) de la station de Fouka Marine sont les plus petites (32,62mm) et les tailles les plus grandes sont enregistrées chez la même espèce mais dans la station de Boudouaou (63,1mm).

Tableau 2 : Taille moyenne des moules de la côte Algéroise

Station	espèce	S1	S2	S3	S4	S5	S6
Taille moyenne (cm)	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	32.62	44.46	35.95	61.74	63.1	58.45
	<i>Perna perna</i>	-	44.7	-	-	58.79	58.94

III.2.2. Indice de condition :

Tableau 3 : Indice de condition des moules de la côte Algéroise

Station	espèce	S1	S2	S3	S4	S5	S6
Indice de condition	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	31.52	25.71	30.31	26.88	26.46	31.52
	<i>Perna perna</i>	-	32.4	-	-	28.41	28.28

Les résultats de l'indice de condition, exprimé dans le tableau ci-dessous, sont compris entre 25,71% pour l'espèce de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) du site de Zéralda et 32,4% pour l'espèce de *Perna perna* (Linnaeus, 1758) de la même station.

L'indice de condition, est un indicateur de l'état physiologique des animaux (Margus, 1985 ; Hariati, 1986 et Cossa & Sanjuan, 2002). Sa variation est due à plusieurs paramètres dont l'état de reproduction et de nutrition (Cossa, 1980; Langston & Spence, 1995). La différence inter-sites n'est pas vraiment significative, montrant un remplissage des coquilles en faveur des moules.

III.3. Etude statistique

Une étude statistique a été faite afin d'avoir les corrélations entre les différents paramètres étudiés.

III.3.1. Corrélation entre les paramètres biochimiques dans les moules :

Une seule corrélation significative entre le couple TL – CG (taux de lipides et concentration en glucides) est révélé (Tableau 4).

Tableau 4: Corrélation entre les tests biochimiques

Type de corrélation	R ²	Conclusion
TP – TL	0,4453	Corrélation non significative
TL – CG	0,8036	Corrélation significative
TP – GC	0,5138	Corrélation moyenne

III.3.2. Corrélation entre les tests biochimique et l'indice de condition dans les moules :

Le tableau 5 montrent une corrélation non significative pour les tests biochimiques avec l'indice de condition qui implique que le TP (taux de protéines), le TL (taux des lipides) et la CG (concentration en glucides) ne peuvent s'expliquer que par la différence des variables biologiques (taille, poids...etc.) des moules.

Tableau 5: Corrélation entre les tests biochimiques et l'indice de condition

Type de corrélation	R ²	Conclusion
TP – IC	0,3261	Corrélation non significative
TL – IC	0,0267	Corrélation non significative
CG – IC	0,2149	Corrélation non significative

Conclusion

L'analyse des résultats obtenus à partir analyses biochimiques des moules dans la région Algéroise, nous a permis de conclure ce travail par la mise en relief des points essentiels. Les résultats obtenus :

- Sont homogènes et proches de celles citées par plusieurs auteurs (Anonyme, 2005 in Boughachiche et Si Abdallah, 2011).
- Montrent que les teneurs en protéines chez *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) sont plus élevées que celles observées chez *Perna perna* (Linnaeus, 1758).
- Montrent que les teneurs en lipides observées chez *Perna perna* (Linnaeus, 1758) sont assez élevées par rapport à celles observées chez *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).
- Montrent que les concentrations des glucides observées chez *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) sont élevées par rapport à celles observées chez *Perna perna* (Linnaeus, 1758).
- Une seule corrélation significative est observée entre le taux des lipides et la concentration des glucides.
- Il n'existe pas de corrélation significative entre les différents tests biochimiques et l'indice de condition.

En perspectives :

- Ce travail mérite d'être poursuivi par d'autres études afin de confirmer et renforcer les résultats obtenus dans cette étude.
- Pour mieux apprécier la qualité biochimique des moules, des études spatiotemporelles sont recommandées.

Références bibliographiques

- ARZUL, I. et al. (2001).** Evidence for interspecies transmission of oyster herpesvirus in marine bivalves. *J Gen virol*.pp. 70-82.
- ASSO, A. (1982).** *Contribution à l'étude des polluants métalliques chez la moule Perna (L), dans la région d'Alger.* Mémoire de Magister en Océanologie Biologique, Université d'Aix-Marseille II.138 p.
- BEN ZAOU, M Y. (2010).** *Mesure du stress sur la moule M.galloprovincialis (lamarck, 1819) de la baie de kristel (Est oranais).* Memoire magister bilogie.Université d'Oran.87 p.
- BOUE, H et CHANTON ,R. (1962).** *Traite de zoologie, les invertébrés.* Paris: éd G Doin cl Cie. Tome I: 723 p.
- BOUGHACHICHE, Z. et SI ABDELLH, C. (2012).** *Contribution à la détermination de la qualité microbiologique des moules produites dans une ferme aquacole d'Algérie.* mémoire d'ingénieur en Aquaculture. Alger.ENSSMAL.60 p.
- CAHEN, D. (2006).** Dossier didactique, moules natures, muséum des sciences naturelles.
- CASAS, S. M.et al. (2002).** Study of the perkinsosis of the carpet shell clam *Tapes decussatus* in Galicia (NW Spain). I. Identification of the etiological agent and in vitro modulation of zoosporulation by temperature and salinity. *Dis. Aquat. Org.* pp. 51-65.
- COMPS, M. (1970).** Observations sur les causes d'une mortalité anormale des huîtres plates (*Ostrea edulis*L.) dans le bassin de Marennes. *Rev. Trav. Inst. Pêches Marit*.pp. 317-326.
- COMPS, M.et al. (1976).** Une virose de l'huître portugaise *Crassostrea angulata*. *C.r. Acad. Sci. Paris* 282 (D),1991- 1993.
- COMPS, M et BONAMI, J. R. (1977).** Infection virale associée à des mortalités chez l'huître *Crassostrea angulata* Th. *C.r. Acad. Sci. Paris*.pp. 1139-1140.
- COSSA, D. (1980).** Utilisation de la moule bleue comme indicateur du niveau de pollution par les métaux lourds et les hydrocarbures dans l'estuaire et le golfe du St Laurent. Rapport INRS Océanologie. Univ. Quebec.74 p.
- COSSA,D et SANJUAN, J. (2002).** Bioaccumulation du Hg chez *Mytilus galloprovincialis*. Analyse de la covariance entre le facteur de concentration et l'indice de condition selon les caractéristiques physicochimiques et trophiques des milieux, Nantes : Ifremer, DEL/PC.
- ESSEDAOUI, A . et SIF , J.(2001) ;**Bioaccumulation des métaux lourds et induction des métalloprotéines au niveau de la glande digestive de *Mytilus galloprovincialis* . Maroc :éd rabah.25 p.

- HARIATI, T. (1986).** Some notes on condition index analysis of two populations of Bob Creek Mussel (*Mytilus edulus*) grown at Olympia (Washington State) and the other at Winchester (Oregon State), USA: *J. Mar. Fish. Res.* pp. 85-93.
- FORD, S. E. et HASKIN, H. H. (1987).** Infection and mortality patterns in strains of oysters *Crassostrea virginica* selected for resistance to the parasite *Haplosporidium nelson* (MSX). *J Parasitol.*pp. 368-376.
- FRIEDMAN, C. S. et al. (2005).** Herpes virus in juvenile Pacific oysters *Crassostrea gigas* from Tomales Bay, California, coincides with summer mortality episodes. *Dis Aquat Organ.*pp. 33-41.
- GOSLING, E. (1992).** "genetics of mytilus." elsevier amsterdam.
- HINE, P. M. et THORNE, T. (1997).** Replication of herpes-like viruses in haemocytes of adult flat oysters *Ostrea angasi*: an ultrastructural study. *Dis Aquat Organ.*pp. 197-204.
- KITCHING, J.A. et al. (1959).** The Mussels and Their Predator. *The Journal of Animal Ecology* 28(2):pp. 331-341.
- LACOSTE, A. et al. (2001).** *Vibrio splendidus* strain is associated with summer mortality of juvenile oysters *Crassostrea gigas* in the Bay of Morlaix (North Brittany, France). *Dis Aquat Organ.* pp. 46-45.
- LAMBERT, C. et al. (2001).** Toxicity to bivalve hemocytes of pathogenic *vibrio* cytoplasmic extract. *J Invertebr Pathol.*pp. 165-172.
- LANGSTON, W.J. ET SPENCE S.K. (1995).** Biological factors involved in metal concentrations observed in aquatic organisms. *Environ. Sci. Technol.*pp. 407-467.
- LUBET, P. (1973).** Exposé synoptique des données biologiques sur la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lmk.. ISI9). *Synop. F.A O. Pêche*, 88 p.
- MARGUS D. (1985).** Comparative methods for calculation of index of condition in mussels (*Mytilus galloprovincialis*, Lmk.). *Acta Biologica Jugosl.*pp. 59-67.
- MARTEIL, L. (1976).** La conchyliculture française ; biologie de l'huître et de la moule, 319 p.
- MPO. (2003).** Direction des politiques des services économiques. Région du Golfe, Profil de la moule bleue [*Mytilus edulis*] Pêche Océans Canada. 59 p.
- OLIVIER, D. et al. (1998).** In press. Mussel and oyster and culture in Saldanha Bay, South Africa: potential for sustainable growth, development and employment creation. *Journal of Food Security*.

PICHOT, Y. et al. (1979). Recherches sur *Bonamia ostreae*, parasite nouveau de l'huître plate, *Ostrea edulis* L. Rev. Trav. Inst. Pêches Marit. pp. 131-140.

PHILIPS, D. J. H. (1977). "The use of biological indicator organisms to monitor trace metal pollution in marine and estuarine environments - a review." Environ. Pollut 13: pp. 281-317.

RENAULT, T. et al. (2001). A herpes-like virus infects a non-ostreid bivalve species: virus replication in *Ruditapes philippinarum* larvae. Dis Aquat Organ. pp. 1-7.

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

SAOUDI, H. (2009). *Prévalence de la contamination par Escherichia Coli de la moule ; mytilus galloprovincialis dans les golfes de Annaba et de Chétaibi, Mém de poste de graduation spécialisée en aquaculture et ichtyopathologie.* Mémoire d'ingénieur . Alger ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE. 42 p.

Villalba, A. et al. (1993). Marteiliasis affecting cultured mussels *Mytilus galloprovincialis* of Galicia (NW Spain). I. Etiology, phases of the infection, and temporal and spatial variability in prevalence. Dis. Aquat. Org. pp. 61-72.

VASQUEZ-YEOMANS, R. et al. (2004). Herpeslike virus associated with eroded gills of the Pacific oyster *Crossostrea gigas* in Mexico. J. Shellfish Res. pp. 417-419.

Annexes

Annexe I

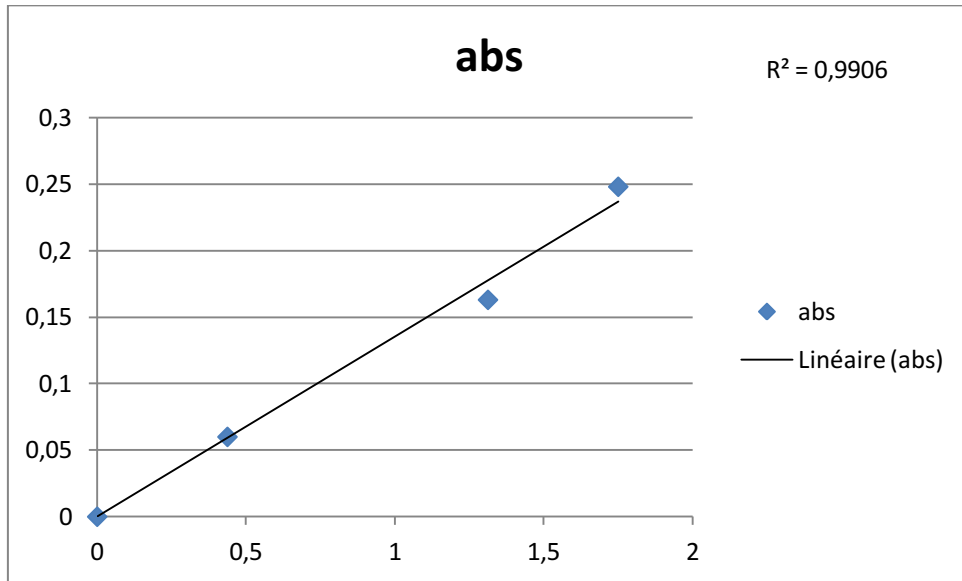


Figure 1 : courbe d'étalonnage du glucide

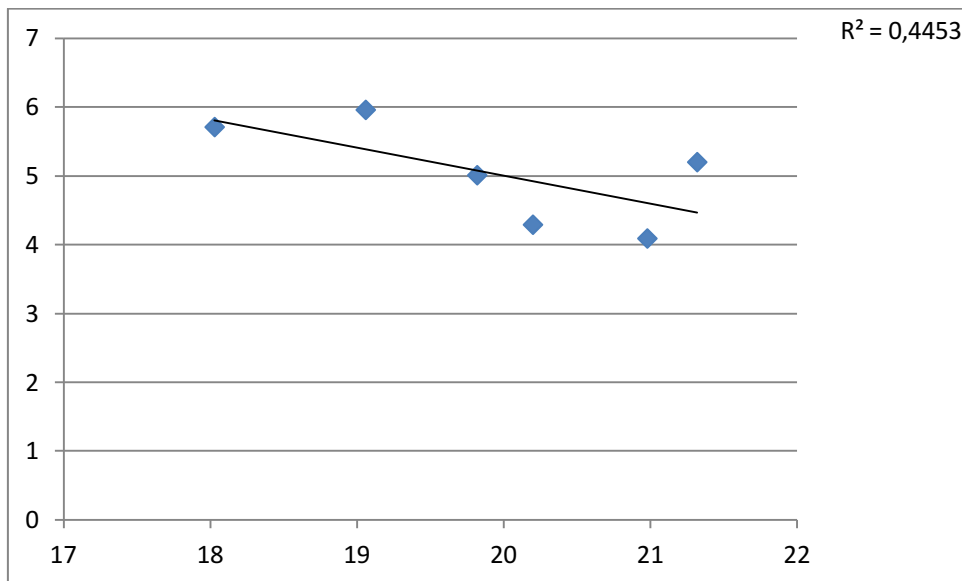


Figure 2: Corrélation entre le taux des protéines et le taux des lipides

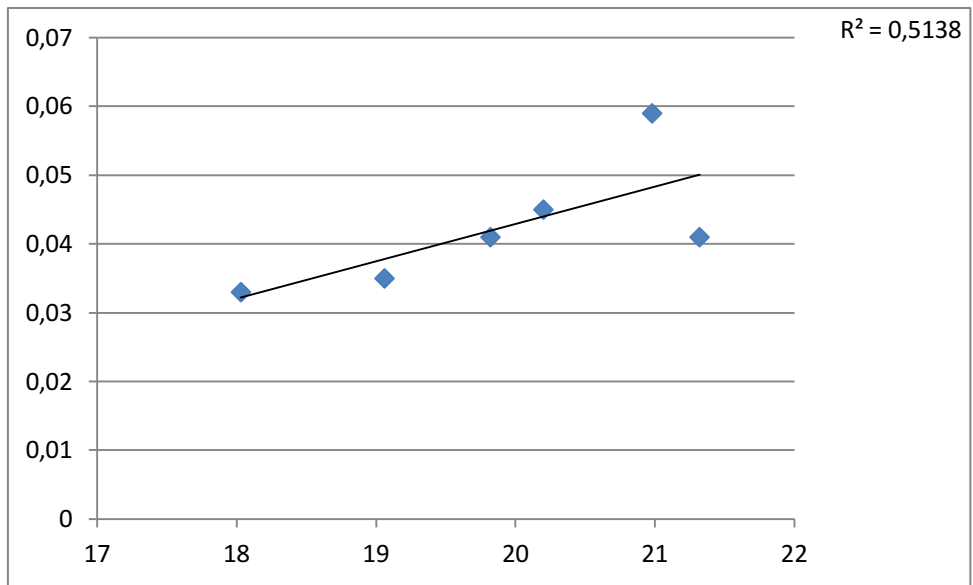


Figure 3 : Corrélation concentration en glucides et taux des protéines

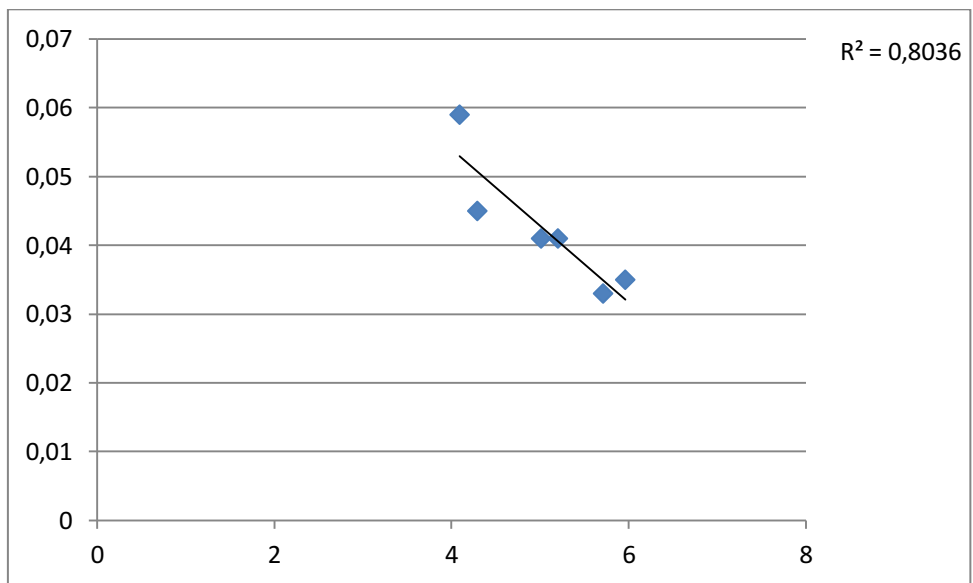


Figure 4 : Corrélation concentration en glucides et taux des lipides

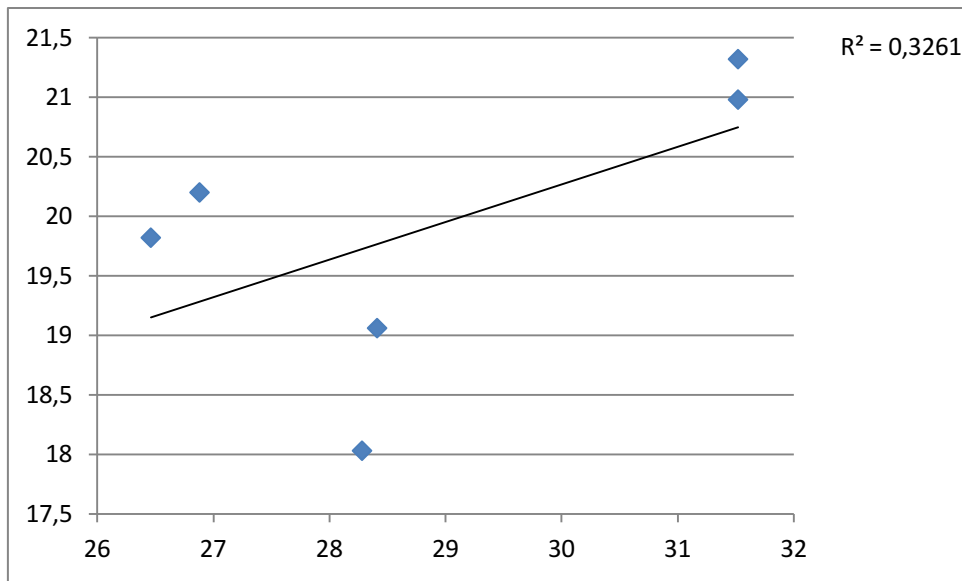


Figure 5 : Corrélation indice de condition et taux des protéines

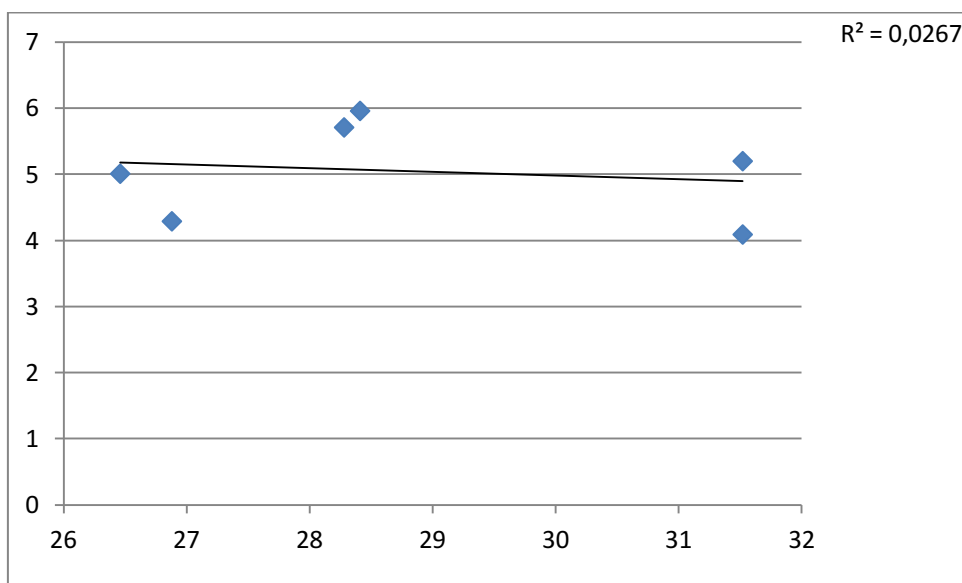


Figure 7: Corrélation indice de condition et taux des lipides

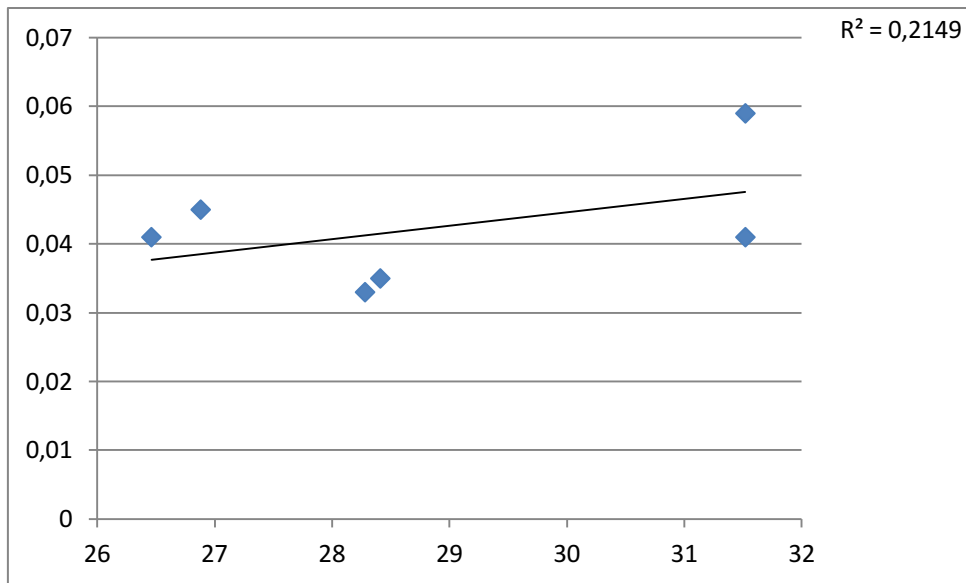


Figure 5 : Corrélation indice de condition et concentration en glucides

Annexe II



Figure 1 : Broyeur automatique



Figure 2 : pH metre