

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE – ALGER

المدرسة الوطنية للبيطرة-الجزائر

PROJET DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION

DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

THEME

Analyse du processus d'élevage des moules :
reproduction, paramètres d'élevage et qualité du
produit final cas de la ferme ORCA MARINE

Présenté par : Melle Achour Sakina et Mr Segueni Ilyes Mohamed
Soutenu le : 27 juin 2006

Le jury :

- Président	BENDEDDOUCHE . B	(Chargée de cours).
- Promoteur	BOUDJANAH . M	Responsable des recherches scientifiques (CNDPA)
- Examineur	HAMDI . T	(Chargée de cours).
- Examineur	ZOUAMBI . B	(Chargée de cours).

Année universitaire 2005/2006

Les remerciements.

En premier lieu, je remercie dieu pour la force et le courage qu'il m'a donné pour accomplir mon travail.

Avant d'entreprendre la rédaction de notre mémoire, nous souhaitons vivement remercier et exprimer notre gratitude envers :

- *notre promoteur Mr BOUDJNEH Mustapha, pour nous avoir proposé ce sujet, pour son encouragement et sa confiance pour la réalisation de ce travail.*
- *Le président du jury Mr BEN DEDDOUCHE, d'avoir accepté de présider notre juré, ainsi qu'aux membres du jury ; Mr Hamdi, Mme ZOUAMBI, pour l'honneur qu'ils nous font d'assister à notre soutenance.*
- *tous nos enseignants qui nous ont encadré tout au long de notre cycle universitaire.*
- *Un remerciement aux personnes volontaires qui nous ont offert leur temps et leur attention :*
 - ° *Mr KHOUDJA Boualem.*
 - ° *Mr le directeur du CNDPA, ainsi qu'à tout le Personnel.*
 - ° *Mr Serge CARL, le directeur d'Aqualogue.*
 - ° *Mrs Marc Armand CHOFFLET et Ferdinand MEYER de AWB.*
 - ° *Mr Fayçal LAMOUDI de AWB.*
 - ° *Mr CHABANE Rabah de DPS.*
 - ° *Férial, Amina et Rachda.*
- *Toutes les personnes qui par leur soutien moral ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.*

Dédicace

Je m'offre le privilège de dédier ce modeste travail à mes chers parents, qui m'ont soutenu avec leur amour, leur affection et leur sacrifice jusqu'au bout du chemin.

A mes chers frère Merouane, Hakim et sa femme Radia .

Une spéciale dédicace au chouchou de la famille Nassim.

A mes deux grandes mères ainsi qu'à tous mes oncles et tantes.

A mes cousins ; Amine, reda, Abdellatif, Hamza, Abdessalam, Chafik, Redouane ainsi qu'à mohamed, abdelghani, youcef, mustafa Sidali et leurs épouses.

A mes cousines ; Feriel, Amina, Assia, Aïcha, Meriem, Amel, Nibelle, ainsi qu'à Rachda, Fatiha, karima et leurs époux.

A mes Amies :

Sakina.

Sommaire

Introduction	1
---------------------------	----------

Chapitre I : Généralités

I-1 Généralités sur l'aquaculture	2
I-1-1 Historique.....	2
I-1-2 Généralités sur les mollusques	3
I-1-2-1 Caractéristique sur les mollusques	3
I-1-2-2 Les bivalves.....	4
I-1-2-3 Phylogénie de la moule	4
I-1-2-3-1 Mytilus Edulis.....	5
I-1-2-3-2 Mytilus Galloprovincialis.....	5
I-1-2-3-3 Mytilus Californianus.....	5
I-2 Généralités sur la moule.....	5
I-2-1 Morphologie et anatomie	5
I-2-1-1 Morphologie	5
I-2-1-1-1 Aspect extérieur	5
I-2-1-1-2 Aspect intérieur	6
I-2-1-2 Anatomie	7
I-2-1-2-1 Structure et composition de la coquille	7
I-2-1-2-2 Aperçu du corps et des différents systèmes	9
I-2-1-2-2-1 Appareil digestif.....	10
I-2-1-2-2-2-1 Appareil respiratoire	10
I-2-1-2-2-2-2 Système respiratoire	11
I-2-1-2-2-3-1 Appareil circulatoire	12
I-2-1-2-2-3-2 Système circulatoire	12
I-2-1-2-2-4 Système excréteur.....	13
I-2-1-2-2-5 Système nerveux	13
I-2-1-2-2-6 Charnière et ligament	13
I-2-1-2-2-7 Les muscles adducteurs	14
I-2-1-2-2-8 Le pied	14
I-2-1-2-2-9 Branchies	15
I-2-2 Ecologie	16
I-2-2-1 Répartition géographique	16
I-2-2-2 Répartition bathymétrique	17
I-2-3 Alimentation	17
I-2-3-1 Régime alimentaire	17
I-2-3-2 Filtration	17
I-2-4 Reproduction	19
I-2-4-1 Reconnaissance des sexes	19
I-2-4-2 Anatomie de l'appareil reproducteur	19
I-2-4-3 Détermination des stades de maturité	21
I-2-4-4 Facteurs influençant l'évolution de la gonade	22
I-2-5 Vie larvaire et croissance	23

I-3	Généralités sur l'élevages.....	24
I-3-1	l'élevages sur bouchots	24
I-3-1-1	Historique	24
I-3-1-2	Méthodes élevages	25
I-3-2	l'élevages sur parc	25
I-3-3	l'élevages sur cordes	26
I-3-4	Les facteurs influençant l'élevage	27
I-3-4-1	La profondeur 7 à 30 m	27
I-3-4-2	Du courant	28
I-3-4-3	L'orientation	29
I-3-4-4	Prendre garde a la qualité du milieu	30
	Attention aux interdictions de vente dues aux germes pathogènes.....	30
	Comment une zone est elle reconnue insalubre	30
I-3-5	Les ennemis de la moule	31
I-3-5-1	Les prédateurs	31
I-3-5-1-1	étoiles de mers	31
I-3-5-1-2	Bigorneaux perceurs	31
I-3-5-1-3	Les oiseaux	32
I-3-5-1-4	Les Poisson	33
I-3-5-2	Les Compétiteurs	33
I-3-5-2-1	Les Crépidules	34
I-3-5-2-2	Les Balanes (dents de chien).....	34
I-3-5-2-3	Les Ascidie plissée (tuniciers)	35
I-3-5-3	Les parasites	36
I-3-5-3-1	Les petits crabes	36
I-3-5-3-2	Les trématodes	36
I-3-5-3-3	Les petits crustacés	36
I-3-5-3-4	Les algues	37
I-3-6	Les voisins	37
I-3-7	Les infrastructures	37

Chapitre II : Présentation de la ferme ORCA MARINE

II-1	Le mode d'élevage utilisé dans la ferme	38
II-1-1	Présentation de la filière.....	38
II-1-1-1	Description des équipements de la filière.....	38
II-2	choix du site d'installation	39
II-3	La position géographique du site	39
II-4	Paramètres physicochimiques :	40
	-température	40
	-PH	40
	-O ₂ (mg/l)	41
	-MES (mg/l)	41
	-Salinité (‰)	41
II-5	paramètres bactériologiques	41

Chapitre III : analyse et suivi des étapes de production

III-1	Essai d'induction de la ponte	42
III-1-1	La ponte	42
III-1-1-1	induction de la ponte	42
III-1-1-1-2	ponte par scarification	42
III-1-1-1-3	Ponte par stimulation mécanique et sexuelle	42
III-1-1-1-4	Ponte par choc thermique	42
III-1-1-2	Mode opératoire	42
III-1-1-2-1	Acquisition des géniteurs	42
III-1-1-2-2	Conditionnement et nettoyage	43
III-1-1-2-3	Matériel nécessaire à la ponte par choc thermique	44
III-1-1-2-4	Etapes à suivre	44
III-1-1-2-5	Résultats et interprétation	44
III-2	Mise en élevage. Grossissement et Récolte	46
III-2-1	Préparation pour la mise en charge	46
III-2-1-1	Captage des naissains	46
III-2-1-1-1	Le boudinage	46
III-2-1-1-2	Le captage naturel sur la suspension d'élevage elle-même.	46
III-2-1-1-3	Le captage sur cordes	47
III-2-1-1-3-1	Le cordage entre les bouchots	47
III-2-1-1-3-2	Le captage en spirale autour d'une suspension	47
III-2-2	La mise en charge	49
III-2-2-1	Le cordage	49
III-2-2-1-1	Le cordage en spirale autour de la suspension	49
III-2-2-2	Le boudinage	45
III-2-2-2-1	Garnir la filière avec des moules en boudins	50
III-2-2-2-2	La nature du filet : différente selon la saison et les sites	50
III-2-2-2-3	La confection des boudins : à la main ou en machine.	51
III-2-2-2-4	La mise en place des boudins indépendants : en parallèle en spirale autour de la suspension	52
III-3	L'élevage	53
III-4	La récolte	54
III-5	Les préparer pour la vente.	54
III-5-1	Traitement du produit	55
III-5-2	Premier lavage	55
III-5-3	purification	55
III-5-4	Conditionnement	56
III-5-5	stockage	56

Chapitre IV : Pathologies des moules et conséquences

IV-1	Les principales toxines marines	59
IV-1 -1	Acide domoïque	59
IV-1 -2	Acide okadaïque	59
IV-1 -3	Brévéttoxine	59
IV-1 -4	Saxitoxine	60
IV-1 -5	Tétradotoxine	61

IV-1 -6 Ciguatoxine	61
IV-2 Micros algues	62
IV-2-1 Le Dinophysis.....	62
IV-2-1-1 intoxication diarrhéique causée par la consommation des moules « DSP » (diarrhoeic shellfish poisoning)	63
Les étapes à suivre pour la surveillance du dinophysis(par ifremer-concarneau(29) -le 11juin 2001).....	64
IV-2-2 L'Alexandrium	65
IV-2-2-1 Intoxication paralytique causée par la consommation des moules PSP (paralytic shellfish poisoning).....	66
IV-2-3 Gyrodinium.....	69
IV-2-4 Prorocentrum micans	69
IV-3 La pollution chimique	70

Chapitre V : Analyse des dangers, points critiques pour leur maîtrise, HACCP

V-1 les principes généraux du plan HACCP	72
V-2 Mise en place du plan HACCP au niveau de la ferme ORCA MARINE	72
• Etape 1 : Constituer l'équipe HACCP	72
• Etape 2 : Description du produit.....	73
• Etape 3 : Identification de l'utilisation.....	73
• Etape 4 : Les différentes étapes de la «fabrication ».....	73
• Etape 5 : Vérification.....	74
• Etape 6 : Listes des dangers et des mesures préventives.....	75
• Etape 7 : Identification des Points Critiques pour la Maîtrise, les C.C.P.....	75
• Etape 8 : Limites critiques.....	76
• Etape 9 : Surveillance.....	77
• Etape 10 : Correction.....	78
• Etape 11 : Vérification.....	78
• Etape 12 : Enregistrement.....	79
V-3 Identification d'un point critique de contrôle au sein de la ferme ORCA MARINE.....	79
V-4 Proposition de mesure corrective pour la ferme ORCA MARINE	80

Conclusion	81
-------------------------	-----------

Résumé :

L'objet de ce mémoire est la synthèse bibliographique des connaissances dans le domaine de la production des moules, sa présentation, définition du mode et des différentes étapes d'élevage utilisé au niveau de la ferme ORCA MARINE et d'identifier les éléments environnants qui peuvent influencé et nuire la production .

Pour évité les risques de contamination des moules lors du processus de production et après l'analyse de ses conditions générale , selon les normes et les exigences du marché national et international qui demande un stricte control du produit et du processus de production, et afin de fournir un produit sain et de qualité supérieur, aux consommateurs ; nous avons proposer d'une part l'application du plan HACCP qui s'articule au tour des différentes étapes et d'autres parts l'amélioration des structures de base.

Summary

The object of this memory is the bibliographical synthesis of knowledge in the field of the production of the moulds, its presentation, definition of the mode and the various stages of breeding used on the level of the firm ORCA MARINE and to identify the surrounding elements which can influenced and to harm the production.

For avoided the risks of contamination of the moulds during the process of production et after general analysis of the conditions of production, according to the standards and the requirements of the national and international market which requires strict a control of the product and production process, and in order to provide a holy product and of superior quality, with the consummators; we have to propose on the one hand the application of the plan HACCP which is articulated with the turn of the various stages and other shares the improvement of the basic structures.

Introduction :

Considérée comme une activité agricole en dépit des nombreuses différences qui la séparent de l'agriculture, l'aquaculture est l'ensemble des activités de culture des plantes aquatiques et d'élevage d'animaux d'eau douce ou d'eau de mer. elle est fondée sur des principes proches des fermes d'élevage agricole s'appuyant sur les résultats d'études scientifiques relatives à la croissance et à l'amélioration des espèces existantes. L'aquaculture produit une vaste gamme d'organismes comprenant des algues, des poissons et des mollusques

A cet effet la conchyliculture est le secteur de l'aquaculture qui comprend l'élevage des mollusques marins comestibles, qui forment une partie importante dans la production halieutique mondiale. En 2000, cette production a été estimée à 14 millions de tonnes entre élevage et pêche confondue (HELM et al, 2004).

Dans notre pays, bien que l'activité existe depuis 1921, la participation de l'aquaculture à l'approvisionnement du marché en produit de la pêche demeure très faible. En effet, avec une façade maritime méditerranéenne d'une longueur de 1280 km, offrant des sites favorables à l'installation de l'élevage conchylicole, qui restent malheureusement peu exploités. Il faut savoir que l'essentiel de la production des bivalves disponibles sur le marché provient d'une part de l'exploitation directe des moulières naturelles et d'autre part de quelques unités de production.

C'est dans ce sens qu'intervient le plan de relance économique national qui consacre une place importante au développement des activités aquacoles et grâce auquel on constate le démarrage des premières fermes de production de bivalves et l'apparition sur le marché national de nouveaux produits (moule et huîtres) dont la qualité nous impose un suivi et une meilleure maîtrise des conditions de production.

A cet effet, nous avons jugé utile d'étudier de plus près les méthodes et les conditions de production.

Pour cela nous avons choisi le cas de la ferme ORCA MARINE (unité de production conchylicole en mer ouverte de Ain Taya) afin d'analyser le procédé d'élevage et les systèmes de production de la moule « *Mytilus galloprovincialis* », exploitée au niveau de cette dernière.

Notre étude sera axée sur plusieurs points à savoir :

- Généralités de la biologie de l'espèce *Mytilus galloprovincialis*.
- Généralités sur les méthodes d'élevage conchylicole.
- Analyse et suivi des étapes de production au niveau de la ferme.
- Pathologies de la moule et leurs conséquences.
- Analyse et étude des éléments environnants (conditions physico-chimiques et biologiques du milieu)
- Qualité du produit (proposition pour la mise en place du programme HACCP)

Chapitre I : Généralités

I-1 Généralité sur l'aquaculture en Algérie:

I-1-1 Historique : (Karali et al, 2005)

L'aquaculture en Algérie c'est un peu comme l'Arlésienne : tout le monde en parle mais personne ne l'a vue. En fait les premiers essais d'aquaculture en Algérie remontent à plus d'un siècle.

Plusieurs centres spécialisés ont vu le jour pour encadrer scientifiquement et techniquement ces opérations :

- **Station aquacole de Castiglione**
- **l'Aquarium de Beni-Saf.**
- **La station Océanographique du port d'Alger.**
- **la station Hydro biologique du Mazafran.**

Différentes opérations ont marqué l'histoire de l'aquaculture algérienne ; Selon le biologiste français « **Novella** » les premiers essais furent en **1880** au niveau de **l'embouchure d'Arzew**.

1921: Création de la station d'aquaculture et de pêche de Bousmail avec pour objectif : Détermination des meilleurs sites pour la conchyliculture et la pisciculture.

1937: Création de la station d'alevinage du Grib (empoissonnement en truites arc en ciel).

1940: Exploitation des lacs Oubeira et El Mellah et Tonga avec culture de coquillages

1947: Création de la station Mazafran, dans l'optique de repeuplement en poissons d'eau douce et de recherches hydro biologiques

1962-1980: L'après indépendance, la quasi totalité des actions ont été menées sur les lacs de l'est et sur la station de Mazafran

1973: Mise en valeur du lac El mellah, pour l'installation des tables conchylicoles.

1974: Une étude de mise en valeur du lac Oubeira a conduit à un projet d'installation d'une unité de fumage d'anguilles.

1978: Un programme de coopération avec la Chine a été mis en place, centré sur 2 axes: Initiation aux techniques de reproduction et d'alevinage pour le repeuplement Tentatives d'élevage larvaire de crevettes *Peneus kerathurus*.

1982 à 1990, exploitation de l'anguille aux lacs **Tonga, Oubeira** et **Mellah** par un privé. La production annuelle moyenne était de l'ordre de 80 tonnes exportés vers l'Italie

1983/1984: Premiers travaux de réalisation d'une écloserie de loup au lac El mellah

1985/1986: Des réservoirs d'eau furent peuplés ou repeuplés en poissons importés de Hongrie: carpes royales, carpes à grande bouches, carpes herbivores, carpes argentées, sandres.

1987: Filière sub-surface installée par l'ONDPA

1989: Implantation d'une éclosérie type mobile à Harreza pour la reproduction de carpes (10 millions de larves), une autre éclosérie de carpes à double capacité que la première a été implantée à Mazafran

1991: dans le cadre de repeuplement, 6 millions d'alevins de carpes ont été lâchés dans les plans d'eau des barrages Baraka, Gargar, Meurdjet-El amel, Benaouda, Oubeira.

Durant les années de **1921 à 1993** aucune politique durable n'a permis de promouvoir le secteur de l'aquaculture.

1999: Inventaires des sites aquacoles à travers le pays

2000: Création d'un comité national autour du sujet : Aquaculture en Algérie ; ce qui a abouti à des résultats importants du point de vue perspectives, ainsi un établissement du plan national d'aquaculture en Algérie.

2001: Début de la première campagne d'élevage d'alevins, ainsi qu'une exploitation plus ample de sites aquatiques à travers le territoire national (côtière, intérieure, Saharienne)

I-1-2 Généralités sur Les mollusques :

I-1-2-1 Caractéristiques des mollusques : [12]

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 musculieux 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, appelé cavité palléale, dans lequel baignent les branchies, l'anus et les pores excréteurs.

Un grand nombre de mollusques utilisent une radula, langue rugueuse en forme de râpe, pour ramasser leur nourriture. La plupart des mollusques sont marins mais certains vivent aussi en eau douce et sur la terre ferme. On a décrit plus de 180 000 espèces de mollusques dont 130 000 vivantes. Actuellement, ce groupe présente une énorme variété d'espèces. On distingue les classes suivantes (figure I-1) : Aplacophores, mono-placophores, polyplacophores, scaphopodes, bivalves (lamellibranches), gastéropodes et céphalopodes.

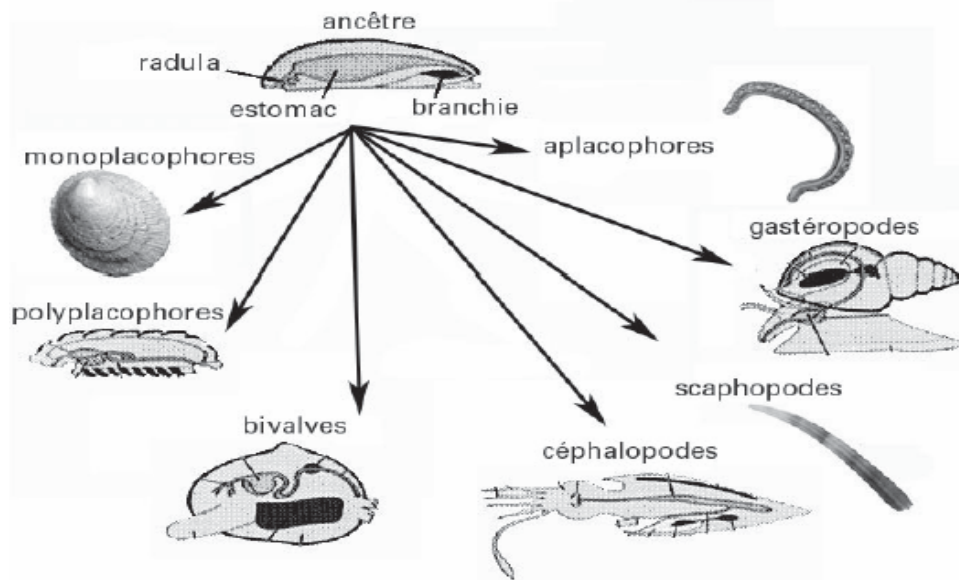


Figure I-1 : les classes de mollusques descendraient toutes d'un ancêtre commun hypothétique. [12]

I-1-2-2 Les bivalves : [12]

La caractéristique principale de cette classe est une coquille faite de deux valves reliées par une charnière. Le corps est comprimé latéralement et enveloppé dans le manteau. Les bivalves ne possèdent ni tête, ni radula. Les sexes sont différenciés. La plupart sont des organismes filtreurs et mènent donc une vie plutôt sédentaire. La classe des bivalves (huître, moule, palourde...) comprend 31 000 espèces décrites dont 20 000 vivantes. L'espèce la plus grande est le bénitier, *Tridacta gigas*, qui peut mesurer jusqu'à 135 cm. La moule est incontestablement le représentant le plus connu de ce groupe. Figure 1 : les classes de mollusques descendaient toutes d'un ancêtre commun hypothétique

I-1-2-3 Phylogénie de la moule :

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

Embranchement : Mollusques.

Classe : Lamellibranches.

Ordre : Filibranches.

Sous ordre : Anisomyaria.

Super famille : Mytiloidea.

Famille : Mytilidea.

Sous famille : Mytilinae.

Genre : *Mytilus*.

Espèces : *Mytilus edulis*

Mytilus galloprovincialis

Mytilus californianus

I-1-2-3-1 *Mytilus edulis* (moule commune) :

La moule commune se rencontre dans les zones des marées des mers tempérées des hémisphères nord et sud. La taille adulte varie de 5 à 12 cm et peut atteindre exceptionnellement 22 cm.

I-1-2-3-2 *Mytilus galloprovincialis* (moule de Méditerranée) :

L'aire de répartition de la moule de Méditerranée s'étend de la Norvège à la mer Méditerranée. Son habitat est identique à celui de la moule commune, toutefois elle affectionne les zones rocheuses.

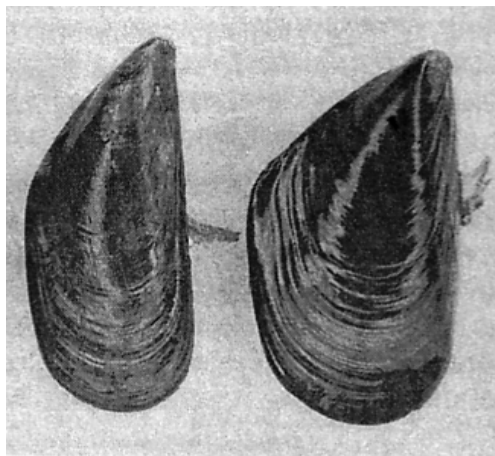


Figure I-2 : *Mytilus edulis*, *Mytilus galloprovincialis*

L'*edulis* se distingue par une coquille plus allongée sur laquelle courent de fines bandes violacées, le bord du manteau est jaune-brun, alors qu'il est violacé pour la *galloprovincialis*. (Bomtis et al, 1991).

I-1-2-3-3 *Mytilus californianus* (moule de Californie) :

La moule de Californie est présentée de l'Alaska jusqu'au sud de la Californie jusqu'à une profondeur de 24 m. Le plus grand spécimen peut atteindre 25 cm de long.

I-2 Généralités sur la moule (*Mytilus galloprovincialis*) :

I-2-1 Morphologie et anatomie :

I-2-1-1 Morphologie : (figure I-3).

I-2-1-1-1 Aspect extérieur :

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

Les deux valves sont unies par un ligament situé le long de la charnière dorsale. La partie antérieure du mollusque correspond à l'extrémité rétrécie (le crochet) de la coquille. On peut observer à partir du crochet de fines stries concentriques qui sont des stries d'accroissement représentant les étapes de croissance de l'animal (Marteil, 1976), (figure I-1). La taille commune de la moule varie entre 5 et 8 cm; avec un maximum de 15cm.

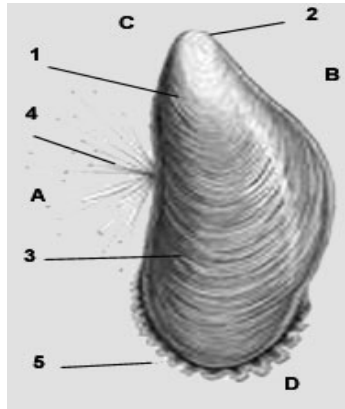


Figure I-3 : Morphologie de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarch, 1819).

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

I-2-1-1-2 Aspect intérieur :

La coloration de l'intérieur de la valve est bleu ardoisée très foncée ; presque noire vers les bords postérieurs, et presque blanche sous les crochets (Djediat, 1993).

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

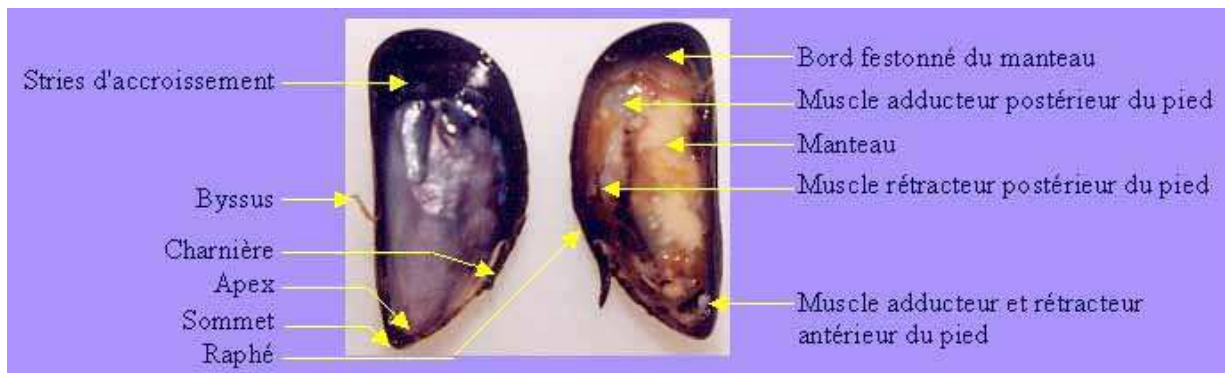


Figure I-4: aspect intérieur d'une moule.

I-2-1-2 Anatomie : [12]

I-2-1-2-1 Structure et composition de la coquille :

La coquille (figure I-5) 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 coquille est constituée de trois couches (figure I-6):

Une couche extérieure sombre et fine (péριοstracum) protège la coquille contre les acides dissous dans l'eau. Elle est formée d'une protéine, la conchyoline, proche de la chitine présente dans la cuticule des insectes. C'est la même substance qui constitue la charnière.

-Une couche plus épaisse (ostracum), sous la couche extérieure, faite de cristaux prismatiques de carbonate de calcium (calcite) imbriqués dans un réseau protéinique.

-Une couche intérieure de nacre est également constituée de cristaux de carbonate de calcium superposés en plusieurs couches fines et imbriqués dans une trame de conchyoline (aragonite).

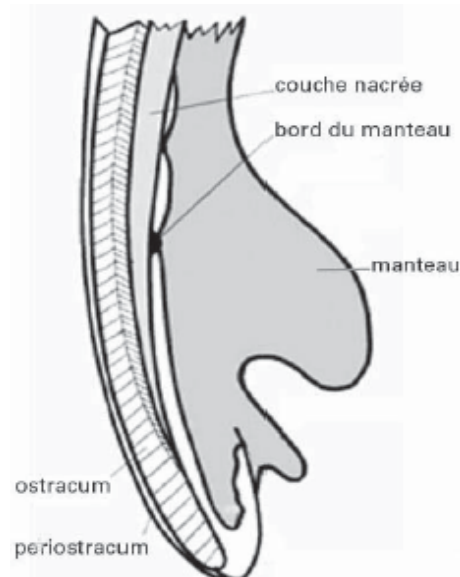


Figure I-5 : coupe de la coquille.

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 des muscles : le muscle adducteur antérieur et le muscle adducteur postérieur. Le muscle postérieur est le plus développé. Là où les muscles du manteau se fixent sur la coquille apparaissent des empreintes. L'ensemble de celles-ci est appelé « impression palléale » (Figure I-6).

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

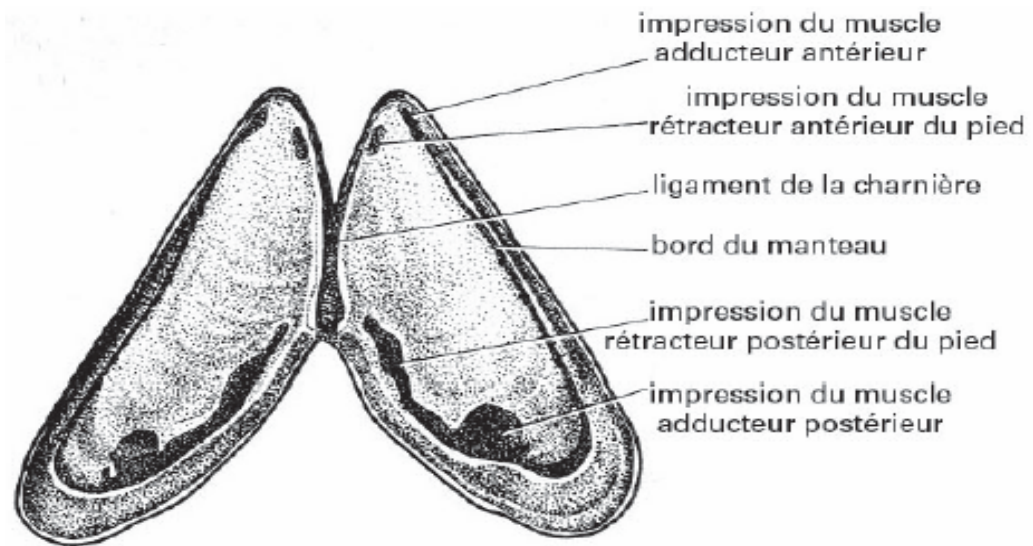


Figure I-6 : face interne des valves (de W.Deconinck, 1971).

I-2-1-2-2 Aperçu du corps et des différents systèmes :

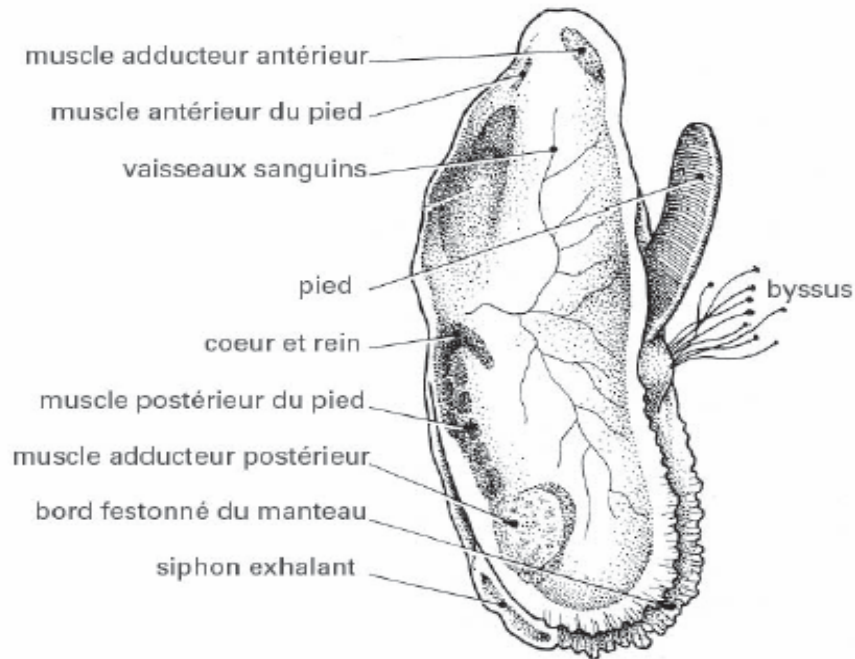


Figure I-7 : moule sortie de sa coquille côté droit (de W.Deconinck, 1971).

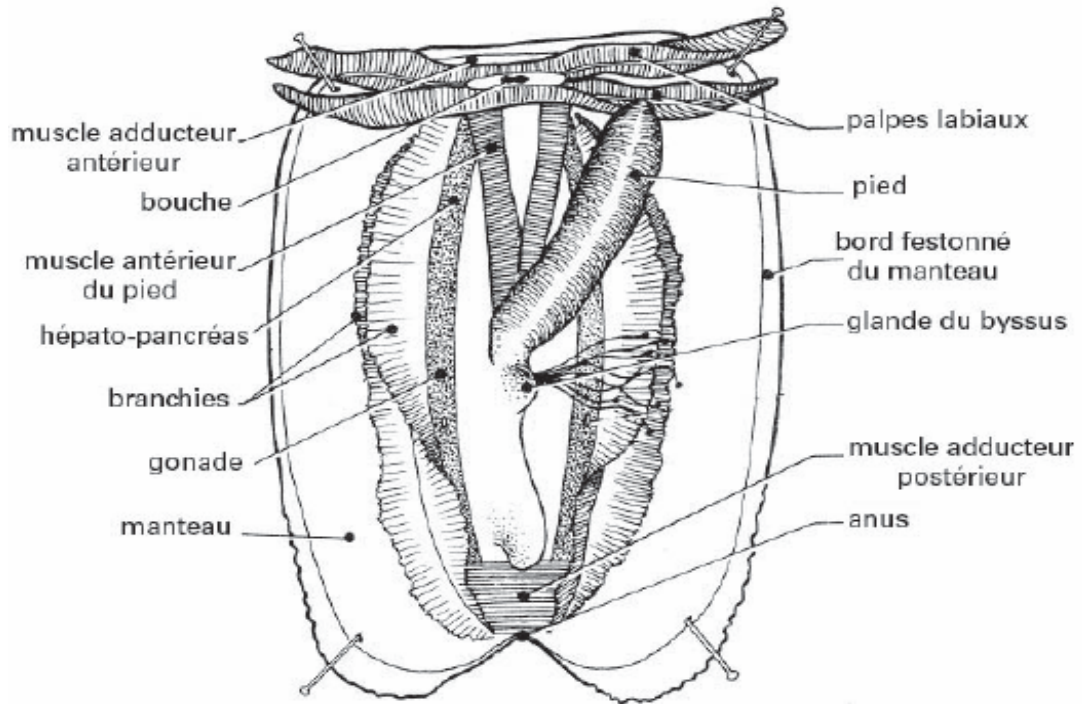


Figure I-8 : dissection de la moule (de W.Deconinck, 1971).

I-2-1-2-2-1 Appareil digestif :

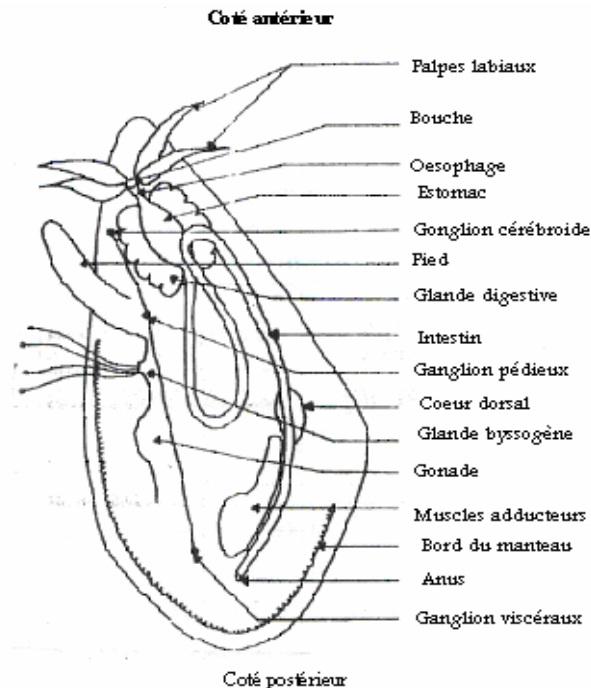
Chez la moule, on trouve une bouche, mais on ne trouve de regroupement d'organes sensoriels. Cette absence de tête et une cérébralisation réduite ne sont qu'un caractère secondaire lié à la vie fixée.

Les moules possèdent quand même des chemorecepteurs sur l'épiderme. La moule ne possède pas d'œils, contrairement à la coquille Saint-Jacques.

La moule est entourée par des palpes qui permettent d'amener les aliments vers la bouche.

La bouche se poursuit par un œsophage très court arrivant à un estomac globuleux pourvu d'un cæcum postérieur long, dans lequel se trouve une tige cristalline qui tourne sur elle même grâce à des cils ; elle a pour rôle de dissociation physique des aliments et la digestion enzymatique.

L'intestin est contourné, il se poursuit par un rectum rectiligne qui passe dans le péricarde et le ventricule cardiaque. L'anus est situé au-dessus du muscle adducteur postérieur à proximité du siphon exhalant.



**Figure I-9 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche)
d'après (Marteil, 1976).**

I-2-1-2-2-2-1 Appareil respiratoire :

Les moules se nourrissent en suspension et, comparativement à d'autres mollusques, elles sont les plus efficaces à cette activité. Elles se nourrissent en filtrant activement les particules de l'eau qui entre et qui sort de la cavité du manteau en passant par les siphons dentelés (figure I-10). La respiration se fait quand un courant d'eau passe sur les branchies de la moule. Les cellules

phytoplanctoniques, vivantes et mortes, constituent la principale source de nourriture, mais d'autres sources de carbone, comme des macrophytes en décomposition ou des détritux en suspension peuvent aussi compléter le régime alimentaire. À mesure que la densité du gisement augmente, la demande de nourriture finit par dépasser l'offre, ce qui entraîne une rareté des aliments et pourrait réduire la croissance.

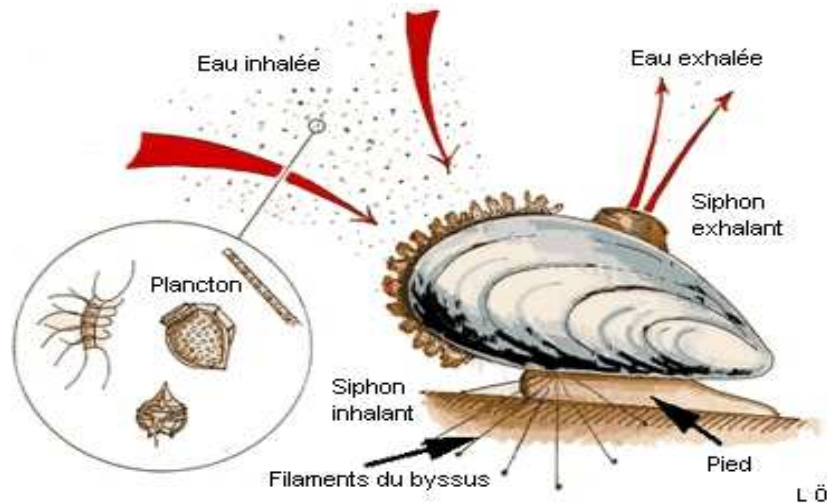


Figure I-10 : Respiration de la moule [1]

I-2-1-2-2-2 Le système respiratoire :

Les échanges d'oxygène se font par l'intermédiaire des branchies. L'eau chargée en oxygène dissout 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 (figure I-11).

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).

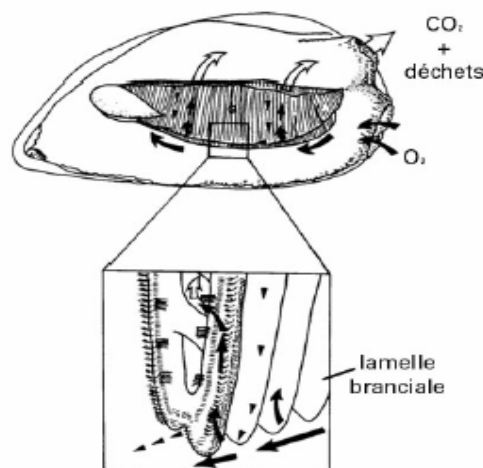


Figure I-11 : système respiratoire (de Gosling, 2003)

I-2-1-2-2-3-1 Appareil circulatoire

Le cœur, entouré du péricarde, est formé de deux oreillettes et d'un ventricule. Le ventricule propulse le sang dans l'aorte antérieure et une aorte postérieure. Ces aortes débouchent dans des lacunes.

Le sang est collecté dans un sinus ventral et filtré par les reins puis gagne les branchies par les veines afférentes et en ressort par les veines efférentes qui le conduisent au cœur.

Il existe deux paires de branchies. Chaque branchie en lamelles possède un feuillet direct et un feuillet réfléchi reliés entre eux par des septa branchiaux transverses : on parle de lamellibranches Filibranches.

I-2-1-2-2-3-2 Le système circulatoire

L'appareil circulatoire est relativement simple. On trouve un cœur dorsal (enveloppé par le péricarde) qui comprend deux oreillettes latérales et un ventricule.

L'hémolymphe (mélange de sang et de lymphe), 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. 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 (figure I-12).

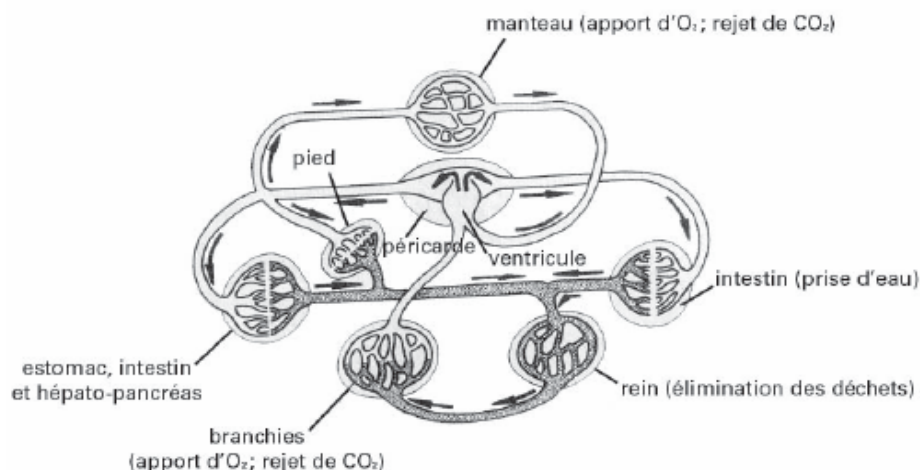


Figure I-12 : système circulatoire (de W. Deconinck, 1971)

I-2-1-2-2-4 Le système excréteur

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

I-2-1-2-2-5 Le 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 la tête, le pied et les viscères (figure I-13).

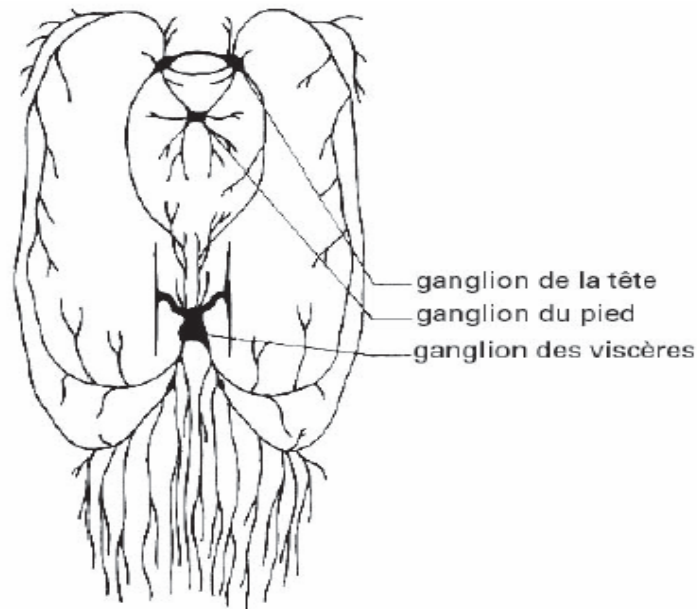


Figure I-13 : système nerveux (de W.Deconinck 1971)

I-2-1-2-2-6 Charnière & ligament :

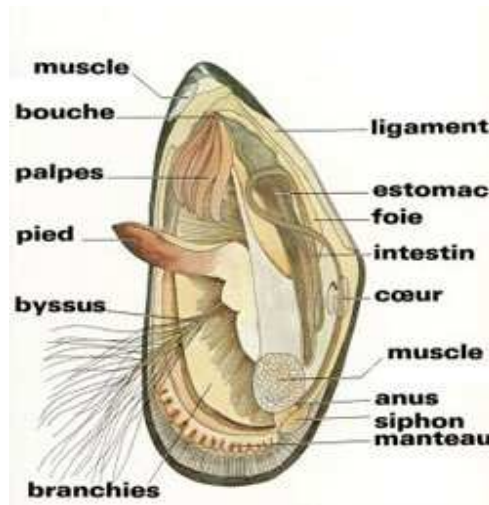
La charnière, ou articulation des valves ; est un dispositif d'engrenage plus ou moins compliqué, où les dents d'une valve pénètrent dans une cavité de l'autre.

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

La valve droite possède une sorte de sillon dans lequel s'emboîte une crête de la valve gauche.

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

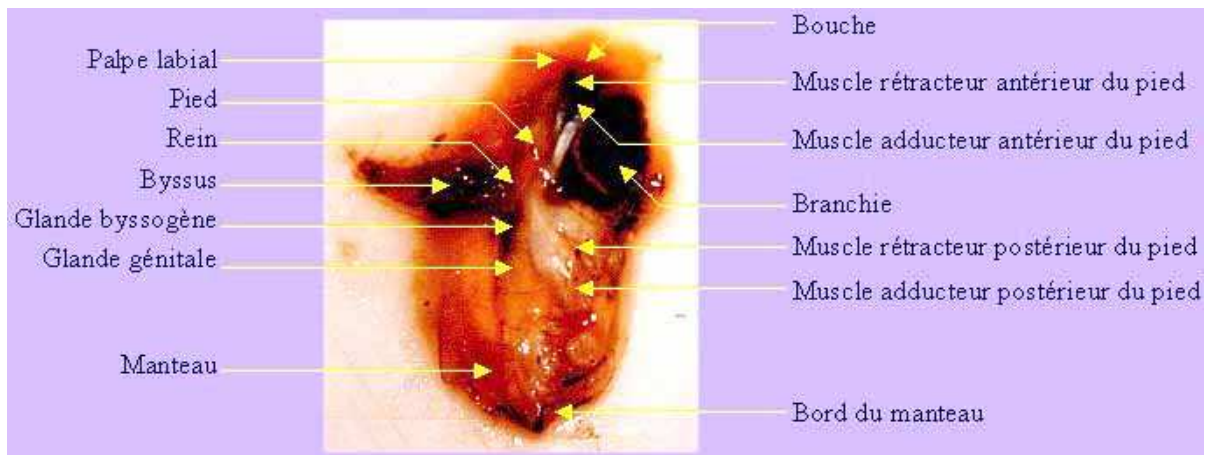
La moule se fixe sur le substrat par le biais d'un *byssus*, une touffe de longs filaments résistants sécrétés par une glande située dans leur pied.



**Figure I-14 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche)
d'après [2]**

I-2-1-2-2-7 Les muscles adducteurs :

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



**Figure I-15 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche)
d'après (Marteil, 1976).**

I-2-1-2-2-8 Le pied :

Le pied est une saillie musculaire située au-dessous de la masse viscérale. Sa grande mobilité est due à l'existence de deux systèmes de faisceaux musculaires, l'un inséré sur les valves, l'autre sans rapport avec elles. La glande byssogène occupe, chez la moule, la plus grande partie du pied où elle

forme un sillon entouré sur presque toute sa longueur d'un épais manchon des cellules glandulaires. Ce sillon aboutit à une cavité byssogène débouchant à l'extérieur par le pore pédieux. Le byssus. De nature protéinique, est constitué de nombreux filaments terminés par un disque adhésif. Leur résistance est considérable ; toutefois, la moule peut les rompre les uns après les autres, ce qui lui permet de se déplacer sur son support et de refixer un peu plus loin. (Marteil, 1976).

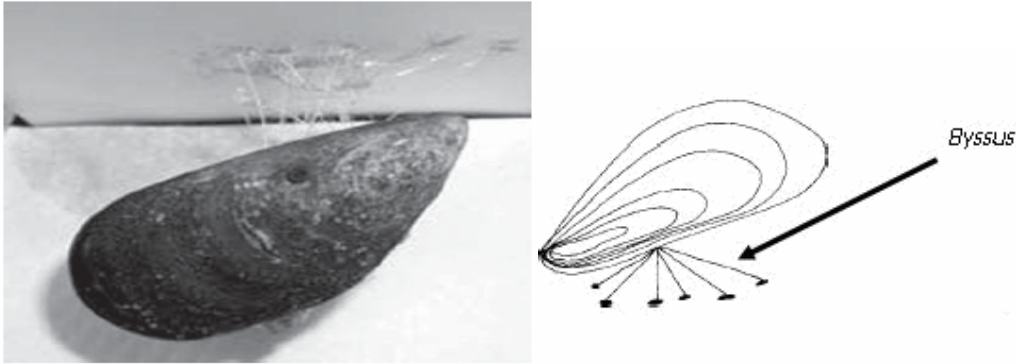


Figure I-16 : le pied (byssus)

I-2-1-2-2-9 Branchies:

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

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

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

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

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

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

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

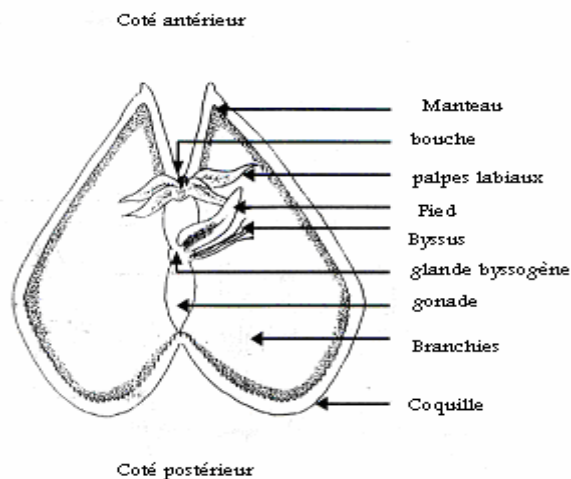


Figure I-17 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue de face) d'après (Boukhroufa, 1987)

I-2-2 Ecologie :

I-2-2-1 Répartition géographique : (figure I-18)

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

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

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

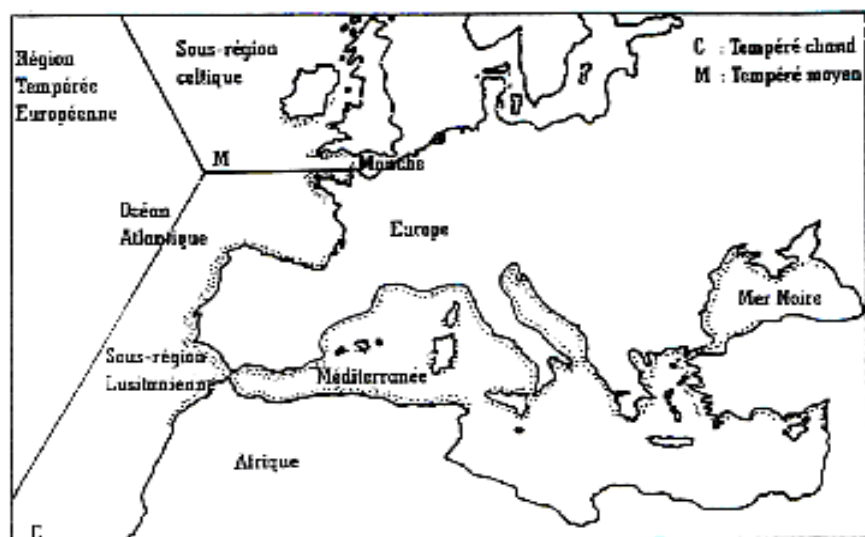


Figure I-18 : Aire de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* selon (Hosmi, 1978).

I-2-2-2 Répartition bathymétrique :

Fixée par son byssus sur des fonds très variés durs (rocheux, graveleux) ou même meubles (sableux, vaseux), dans la zone littorale et à faible profondeur. Forme souvent des communautés denses (Poutiers, 1993) ; donc elle subit les changements extrêmes des conditions environnementales (température, salinité, nourriture, exposition à l'air,...). La limite supérieure de la distribution de la moule dans la zone intertidale serait principalement déterminée par la durée d'exposition à l'air et l'importance de la dessiccation auxquelles, elle est soumise. On la retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20m et plus (Seed, 1976) in (Benchaira et al, 1999).et même 30 à 40m (mer baltique) (Quero et al, 1998).

I-2-3Alimentation :

I-2-3-1 Régime alimentaire :

Comme tous les filtreurs, la moule vit, pour l'essentiel, aux dépens des particules en suspension dans l'eau (Dardignac-corbeil, 1989). Elle ingère la plupart des particules présentes dans le milieu qui l'entoure : diatomées, dinoflagellés, débris organiques, flagellés et protozoaires divers, spores, fragments d'algues, débris inorganiques...etc. En effet (desgouil' 1969) a remarqué dans les contenus stomacaux de moules de la rade de Toulon, une prépondérance de diatomées.

I-2-3-2 Filtration : (figure I-19).

Les moules se nourrissent essentiellement de petits éléments en suspension dans l'eau. Ces éléments qu'elles tamisent avec leurs branchies sont des cellules du phytoplancton ou du zooplancton, des

bactéries, des fragments d'algues, des détritux divers. Ce sont aussi des particules qui n'ont aucune valeur nutritive comme la vase, constituée d'éléments très fins que les moules peuvent aisément absorber.

La quantité d'eau filtrée par une moule est très difficile à préciser. Elle varie en effet avec la saison et certains facteurs comme la température et la turbidité de l'eau. Elle dépend également de la taille de la moule et de son état physiologique, en particulier si c'est la période de reproduction. Chez un même individu, elle varie aussi constamment. Cela dit, on peut considérer que la vitesse de filtration d'une moule se situe entre 0,5 et 5 litres par heure, même si des valeurs plus fortes peuvent être observées.

Il serait faux de penser que plus il y a d'éléments en suspension dans l'eau, plus la moule "mange" et profite. Car, au delà d'une certaine concentration, elle ne peut pas tout ingérer. Une partie des éléments est écartée de la bouche et rejetée à l'extérieur.

Par ailleurs, la qualité de ces éléments en suspension joue un rôle important. Si l'eau contient une grande proportion d'éléments sans valeur nutritive, comme des grains de sable ou des particules de vase, la moule est obligée de filtrer des quantités très importantes pour récupérer des particules nutritives dont elle a besoin. Celles-ci se retrouvent en quelque sorte « diluées ». Dans ces conditions la moule peut avoir bien du mal à assurer sa ration journalière. Sa croissance est alors ralentie, voire stoppée, et bien souvent, elle maigrit car elle puise son énergie dans ses propres réserves.

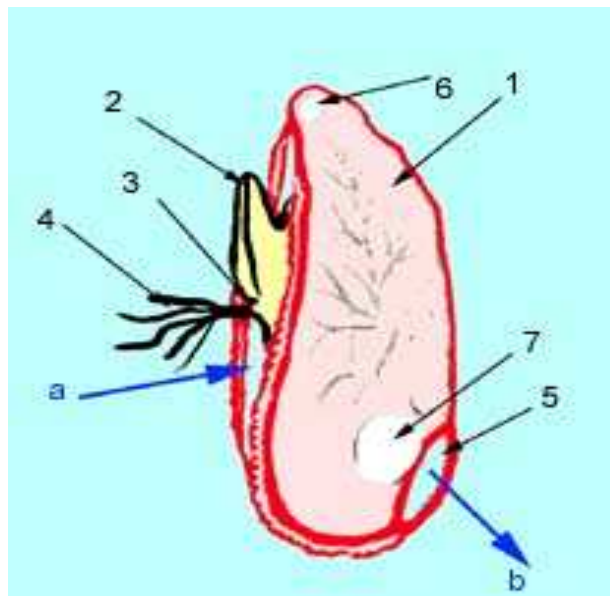


Figure I-19 : Courant d'eau qui traverse la moule

- 1- lobe du manteau
- 2- Pied.
- 3- Glande du byssus.
- 4- Byssus.
- 5- boutonnière.

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

I-2-4 Reproduction :

I-2-4-1 Reconnaissance des sexes :

Les moules sont des animaux gonochoriques. Cependant quelques rares cas d’hermaphrodisme ont été signalés par (Lubet, 1959) chez *Mytilus edulis*.

Les moules sont dépourvues de caractères sexuels secondaires. Toutefois, en période de maturité, la couleur de la gonade nous permet de déterminer le sexe. Ainsi, la gonade femelle aura des teintes allant du jaune- orangée au rose saumon, tan dis que la gonade male sera blanc-jaunatre (Haouchine, 1995).

Ces critères de coloration se retrouvent chez beaucoup de bivalves, *Mytilus edulis* (Lubet, 1959), *Perna perna* (Boukroufa, 1987). Cette coloration n’est pas suffisante pour pouvoir discerner avec certitude le sexe (Djediati, 1993). Cet examen de couleur de la gonade doit être donc suivi d’un examen microscopique (histologique) pour confirmer que la gonade rose-saumon est femelle et que la gonade blanc-jaunatre est male. En dehors de la période de maturité, le sexe n’est pas reconnaissable à l’œil nu, In (Atmani et al, 2000).

I-2-4-2 Anatomie de l’appareil reproducteur :

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

La gonade de *Mytilus galloprovincialis*, (Lamarch, 1819), est constituée de tubules qui débouchent dans des canaux ciliés ramifiés. Elle peut être observé au niveau de la masse viscérale dans la région immédiatement postérieure au pied (Djediati, 1993), (figure I-20).

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

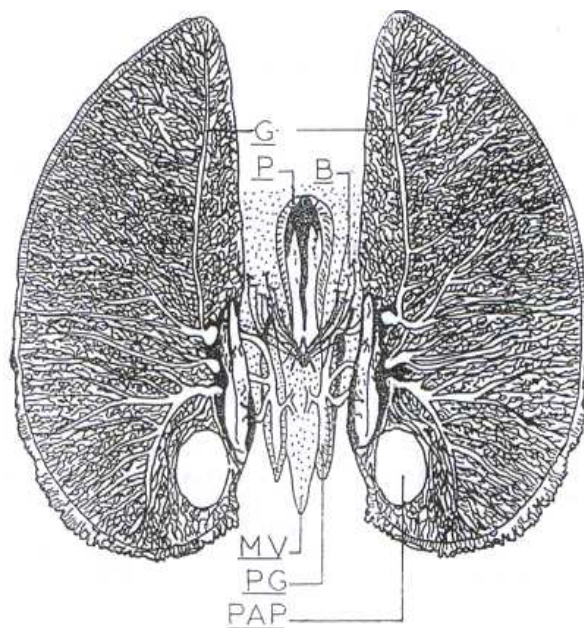


Figure I-20 : Anatomie de l'appareil reproducteur de *Mytilus galloprovincialis*.

B : Byssus.

G : Gonoductes.

MV : Masse viscérale.

P : Pied.

PAP : Passage de l'adducteur postérieur.

PG : Processus Génital.

I-2-4-3 Détermination des stades de maturité :

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

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

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

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

I-2-4-4 Facteurs influençant l'évolution de la gonade :

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

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

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

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

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

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

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

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

I-2-5 Vie larvaire et croissance : (figure I-21).

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

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

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

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

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

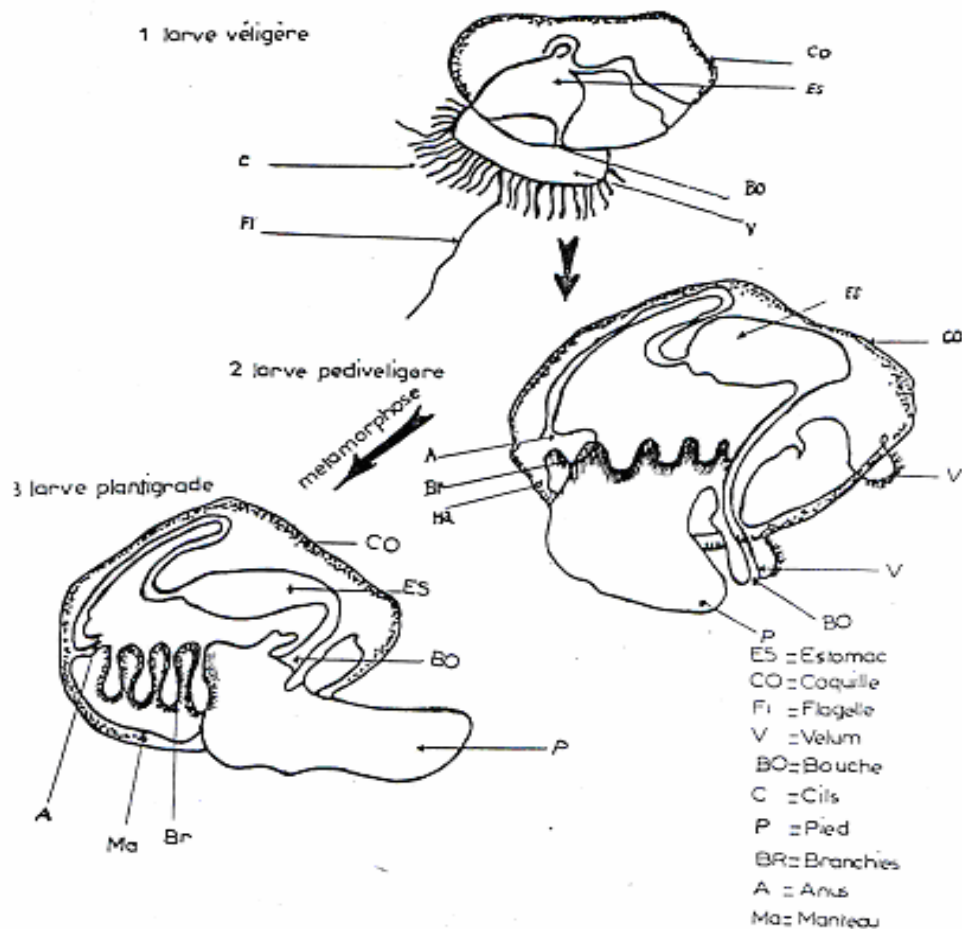


Figure I-21 : Morphologie simplifiée des grandes étapes de développement larvaire de *Mytilus* sp. (Seed, 1987).

I-3 Généralités sur les élevages

I-3-1 L'élevage sur bouchots

I-3-1-1 Historique :

L'histoire attribue l'origine des bouchots à un irlandais qui aurait fait naufrage en baie de l'aiguillon sur les côtes charentaises (France) en 1235. Seul rescapé de cette aventure, Patrick Walton, pour survivre tendit des filets à marée basse pour pêcher du poisson. Il s'aperçut que sur les piquets soutenant les filets se fixaient des moules. L'idée lui vint de planter d'autres piquets pour récolter davantage de moules. Le premier bouchot était né. [3]

I-3-1-2 La méthode d'élevage :

Des cordes sont tendues horizontalement pour recueillir le naissain qui peut se fixer facilement. En juin les cordes sont disposées sur les portiques en bois appelés chantiers.

Le naissain se développe là jusqu'à la fin de l'été.

Ensuite, les cordes sont enroulées en spirale autour des bouchots à partir de septembre. Pour protéger les moules contre l'invasion des crabes, les pieux sont habillés d'une jupe ou tahitienne.

Le développement des moules a lieu pendant l'hiver et le printemps suivants. Le catinage consiste à entourer les pieux de filets pour que les moules ne soient pas emportées par les tempêtes. Les algues sont enlevées régulièrement et les invasions de prédateurs surveillées.

Après un an sur le bouchot, les moules sont cueillies mécaniquement par bateau amphibie ou tracteur pour être lavées, triées et conditionnées pour l'expédition et la vente. [2]



Cordes garnies de naissain en provenance
de l'atlantique - Mai / Juin année N



ensemencement
été N



grossissement
automne N



récolte avec pêcheuse
Juillet à Janvier N+1

[3]

I-3-2 L'élevage sur parc :

Ce mode de culture, utilisé pour les huîtres, reste minoritaire pour les moules. Elles sont à même sol ou en surélévation, en poches ou non.

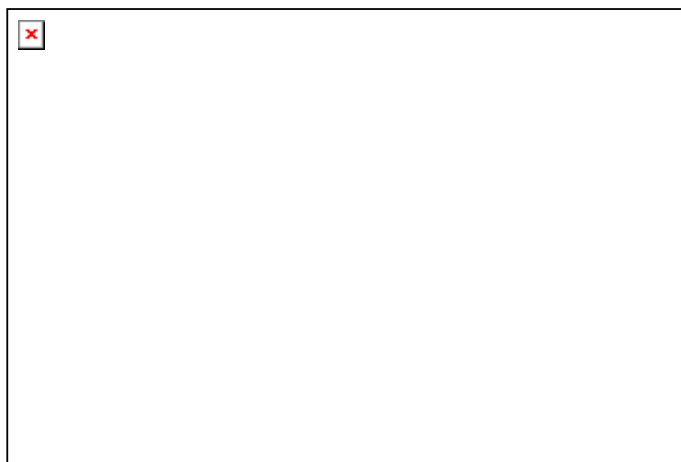


Figure I-22 : Elevage sur parcs [2]

I-3-3 L'élevage sur cordes :

L'élevage sur filières s'est développé pour gagner de nouveaux espaces de production mytilicole en haute mer sans surcharger les élevages côtiers.

Une filière est composée d'une aussière qui supporte des cordes immergées par des lests. L'ensemble flotte grâce à des bouées et est ancré au fond par de gros corps-morts.

Sur des lignes munies de flotteurs sont accrochées les cordes d'élevage. Nos filières sont implantées à 3 miles des côtes sur des fonds de 25 mètres, les moules se trouvent en suspension, entre 7 et 30 mètres de profondeur.

La filière mesure 250 m de long, supporte environ 300 cordes de 6 m pour une production de 20 Tonnes/an

Les cordes de 6 mètres peuvent peser 150 à 200 Kg chacune. (Figure I- 23, I-24)

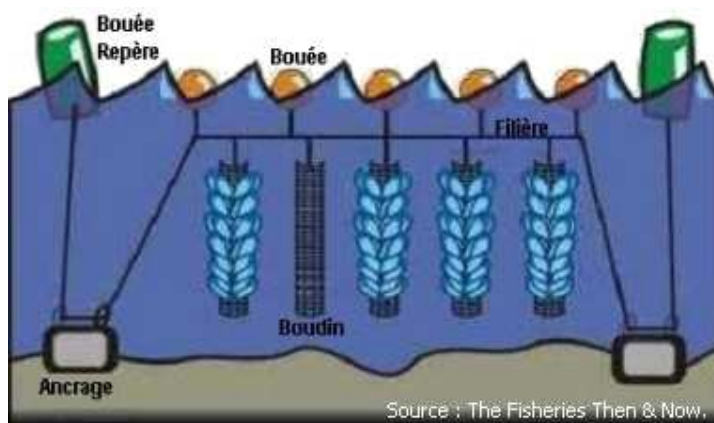


Figure I-23 : Mytiliculture - Système de filières

[1]



Figure I-24: Vues sous-marines des filières [4]

Les filières subissent des contraintes mécaniques très importantes (tempêtes, houle, surcharge, flottabilité), aussi nécessitent-elles un suivi régulier par les mytiliculteurs.

En contrepartie, les installations sont constamment accessibles, quelque soit l'horaire des marées. Les moules, toujours immergées ont une croissance plus rapide ; la récolte s'effectue donc plus tôt (mi-mai), ce qui permet de démarrer leur commercialisation avant celle des moules de bouchots. Un autre avantage de cette technique est une production de naissain très abondante, qui sert à regarnir les pieux.

I-3-4 Les facteurs influencent l'élevage :

Avant de choisir un matériel, de l'assembler, de le mettre en place. On doit d'abord savoir où l'installer.

Pour choisir un site d'élevage, on doit prendre en compte beaucoup de facteurs. La profondeur et le courant sont bien sur des critères importants. Mais, pour mettre toutes les chances de votre côté et éviter quelques écueils, il faut se renseigner aussi sur la qualité du milieu, le voisinage....

I-3-4-1 La profondeur : de 7 à 30 mètres :

- On recherche des sites d'au moins 7 mètres de profondeur. En effet, les suspensions d'élevage ne doivent jamais toucher le fond. Or, pour un élevage rentable, elle doivent faire au moins 4 mètres. A cela, on doit ajouter l'immersion de l'aussière et la flèche qu'elle prend sous le poids des moules, ce qui fait un total de 7 mètres en moyenne pour les filières flottantes ou subflottantes et 10 mètres pour les filières de subsurfaces.
- D'un autre côté, on choisit pas un site trop profond : on recherche un qui ne dépasse pas 30 mètres de profondeur sur les côtes marée et 35 en Méditerranée. En effet, la taille des amarrages longs et plus encombrants. De plus, la mise à l'eau et la surveillance du matériel

se font bien souvent par plongée sous-marine : pour des raisons d'ordre biologique, plus une plongée est profonde, plus elle doit être courte. Par exemple, si le plongeur utilise de l'air comprimé, il peut travailler 3 heures à 12 mètres et seulement 5 minutes à 40 mètres sans devoir effectuer de paliers de décompression.

- En résumé, on cherche des sites où la profondeur est comprise pour les filières flottantes entre 7 et 30 mètres et pour les filières de subsurface entre 10 et 35 mètres.

I-3-4-2 Du courant :

On choisit un site où il existe un courant faible qui ne dépasse jamais deux nœuds.

Le courant est nécessaire aux moules : il véhicule les organismes dont elles se nourrissent, mais un courant fort est gênant :

- Il provoque, chez les moules exposées, la formation d'un byssus très dense. Une fois récoltées, les moules doivent être nettoyées avec plus de soin.
- Quand des suspensions d'élevages se retrouvent alignées dans l'axe du courant, il peut arriver que quelques-unes d'entre elles se soulèvent plus que d'autres et viennent frotter (Figure I-25). On peut réparer facilement ce phénomène : en général, les moules qui frottent les unes sur les autres perdent le vernis de leur coquille. Les mytiliculteurs parlent alors de « moules bleues ». Le bout, appelé aussi « bec », est souvent abîmé et plus rond « moules boudeuses ».

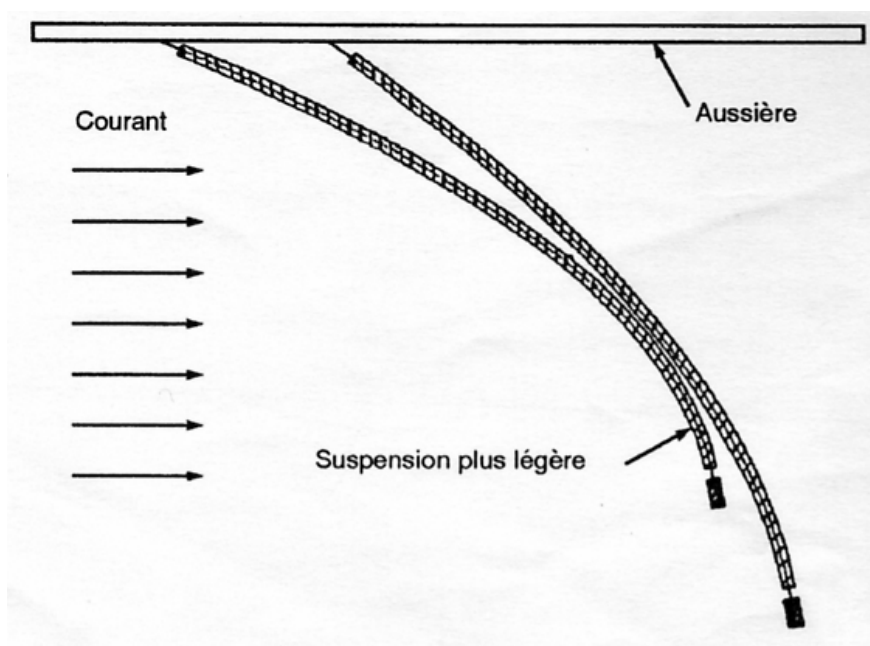


Figure I-25 : avec le courant, une suspension plus légère (peu chargée) se lève plus. Elle vient frotter dessus.



Figure I-26: deux suspensions de moules qui ont frotté sur l'autre : les moules disparaissent aux endroits de frottement.

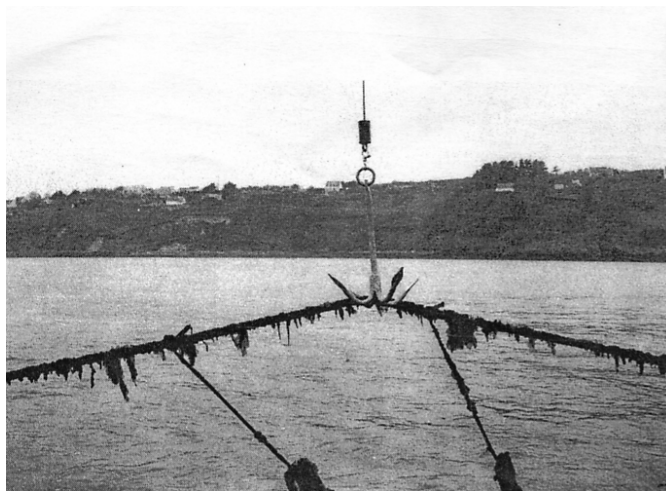


Figure I-27 : quand la filière est ramenée à la surface, on peut voir l'inclinaison des suspensions sous l'effet du courant (variable d'une suspension à l'autre).

I-3-4-3 L'orientation :

Les exploitations de Méditerranée disposent leurs filières en travers du courant et dans des plus fortes houles, c'est-à-dire à angle droit de la cote (Figure I-28).

Il faut surtout éviter de disposer une filière dans la direction exacte du courant si celui-ci est assez fort : comme on vient de le voir, les suspensions d'élevage risquent de frotter ou de s'emmêler. Pour les dimensions du sites d'élevage :

- Prévoyez un chenal d'accès entre les filières : au moins 50mètres de largeur.
- Pour la longueur, pensez que les amarrages occupent parfois autant de place que la partie « production ».

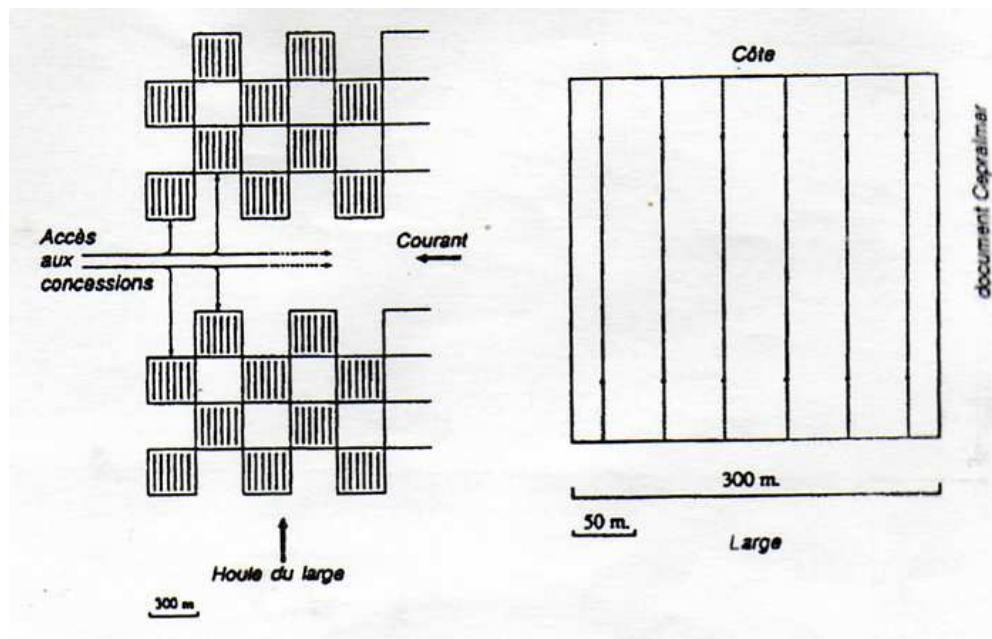


Figure I-28 : disposition des filières en Méditerranée : dans le sens de la houle et en travers du courant.

I-3-4-4 Prendre garde à la qualité du milieu :

Attention aux interdictions de vente dues aux germes pathogènes :

Certaines zones sont interdites pour l'élevage. D'autres peuvent être fermées provisoirement. Il faut se renseigner sur leur salubrité car il est interdit d'élever les coquillages dans des zones classées insalubres.

Comment une zones est-elle reconnue insalubre ?

Le classement des zones insalubres est placé sous l'autorité de l'Etat.

Pour déterminer si une zone est salubre ou non, en France l'arrêté du 12 octobre 1976 prévoit des prélèvements de coquillages tout au long de l'année. Des analyses permettent d'apprécier la qualité microbiologique par le biais de « coliformes fécaux ». Ces germes ne sont pas nocifs pour l'homme mais indiquent la présence d'autres germes associés, tels que les salmonelles, les virus.....qui, eux, peuvent l'être. La salubrité d'un site est très liée aux rejets urbains, agricoles, industriels

Dans une zone reconnue salubre, le réseau de surveillance peut constater une présence accidentelle de germes pathogènes dans les coquillages. En ce cas, le préfet peut interdire la vente pour une période donnée. Ces fermetures, même courtes, peuvent ternir l'image de marque des produits et la renommée du secteur incriminé. Cela implique que, pour tout projet d'élevage de coquillage, vous devez prendre en compte la salubrité du milieu. Ceci est d'autant plus vrai pour les moules qui concentrent facilement les germes.

I-3-5 Les ennemis de la moule :

La moule connaît trois sortes d'ennemis : les prédateurs, les compétiteurs et les parasites.

I-3-5-1 Des prédateurs aux « dents longues » :

Plusieurs animaux peuvent s'attaquer à la moule et la détruire :

I-3-5-1-1 Les étoiles de mer : sur les bouchots, ce sont de loin les plus redoutables car elles seront très friandes de moules. Les mollusques constituent un aliment de choix pour l'étoile de mer. Pour arriver à ses fins, l'étoile des mers procède de façon surprenante. Tout d'abord elle agrippe les deux valves de la moule en y fixant ses ventouses, puis elle entrouvre la moule en effectuant des tractions continues. Une fois la moule entrouverte, l'étoile de mer dévagine son estomac puis la digère par ses sucs à l'intérieur même de la coquille



Figure I-29 : étoile de mer.

I-3-5-1-2 Les bigorneaux perceurs : appelés de la sorte parce qu'ils percent un petit trou dans la coquille de la moule avant d'en manger la chair

Le bigorneau perceur (famille des Muricidae) est de nos jours un des principaux prédateurs de la moule. Il met en œuvre pour arriver à ses fins une technique particulière. Il possède en effet une trompe

qui est elle-même pourvue de la radula : une sorte de tête foreuse dont la rotation parvient à creuser la coquille. La sécrétion d'enzyme aide, en attaquant la conchiolyne, au forage du trou.



Figure I-30 : bigorneaux perceurs [5]

Les bigorneaux-perceurs sont armés d'une sorte de tarière qui perce la coquille de la moule adulte. Le bernard-l'ermite, lui, préfère s'attaquer au naissain.



Figure I-31 : des moules percées par des bigorneaux perceurs [6]

I-3-5-1-3 Les oiseaux tels que les goélands, les eiders, les macreuses....qui se nourrissent de moules et qui peuvent occasionner des dégâts considérables.



Figure I-32 : les prédateurs (les goélands) [6]

I-3-5-1-4 Les poissons : les mytiliculteurs signalent parfois des dégâts provoqués par des raies, des balistes ou des bancs de dorades. On reconnaît leur passage par l'abondance de coquilles broyées à leur extrémité. La chair est avalée totalement ou en partie.

Les poissons plats comme le flétan, la plie et la limande apprécient également les moules.



Figure I-33 : la plie

NB : À l'exception des poissons et des oiseaux « plongeur », ces prédateurs sont pratiquement absents des élevages sur filières. Ils ne peuvent pas accéder à des moules élevées en culture suspendue, sauf si les suspensions traînent accidentellement sur le fond.

Il peut arriver cependant, sur certains sites d'élevage, que des larves d'étoiles de mer se fixent sur les supports d'élevage.

Faites attention aussi aux jeunes moules mises en élevage : si elles ont été pêchées, ramassées sur les rochers ou captées sur l'estran, elles peuvent contenir des larves de prédateurs ou même des individus adultes. Ceux-ci, comme les moules, vivent très bien en « culture » suspendue.

I-3-5-2 Les compétiteurs :

Pour se nourrir, le moule filtre l'eau et retient les petites particules qui l'intéressent. Les compétiteurs se nourrissent des mêmes éléments qu'elles.

Le nombre de particules nutritives est grand mais pas infini. En d'autres termes, si trop d'animaux sont présents, la part de chacun se réduit. Et un animal qui mange moins grandit moins.

Parmi les compétiteurs de la moule, vous rencontrez surtout les **crépidules** qui ont envahi certains sites de Manche et de l'Atlantique.

En Méditerranée, ce sont surtout les **ascidies** ou **tuniciers**. Les **balanes** sont aussi gênantes, surtout pour la vente : elles altèrent l'aspect des moules et en diminuent le prix. (Figure I-36)

I-3-5-2-1 Les crépidules :

Les crépidules sont des mollusques gastéropodes qui envahissent les zones de pêche et rentrent en compétition avec les espèces commercialisables. Cet inquiétant parasite dont l'espérance de vie est exceptionnelle (10 ans environ) a la fâcheuse particularité de se fixer sur tous les supports qu'on lui propose : coquilles Saint-Jacques, moules, huîtres, praires ou pétoncles

Sa capacité extraordinaire de prolifération (jusqu'à 10 000 individus au mètre carré), constitue une menace pour les conchyliculteurs. [7]



Figure I-34: une crépidule [8]

I-3-5-2-2 Les balanes :

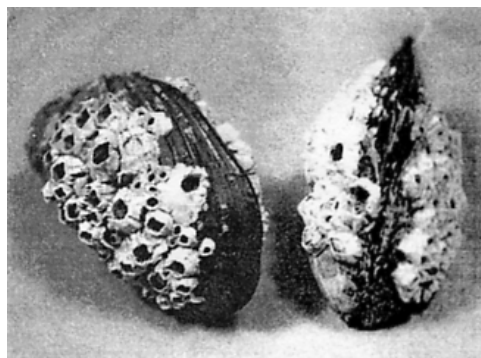


Figure I-35 : les balanes collées sur des coquilles de moule.[9]

I-3-5-2-3 Ascidie plissée (*Styela clava*)

La présence de l'ascidie plissée, originaire du Pacifique Ouest, a été signalée dans la rivière Brudenell (Î.-P.-É.) en janvier 1998. L'ascidie plissée pousse en touffes denses comportant jusqu'à 1 000 individus par mètre carré. À l'état adulte, elle peut atteindre une longueur de 16 à 18 cm. L'espèce a infesté des quais, des bouées et d'autres surfaces depuis la laisse de basse mer jusqu'à des profondeurs de 4 à 5 mètres. L'ascidie plissée nuit à la fixation des larves d'huître et de moule et dispute l'espace et la nourriture aux jeunes huîtres et moules. C'est un parasite grave pour l'aquaculture.



Figure I-36 : ascidie plissée.

L'ascidie plissée nuit à la fixation des larves d'huître et de moule et dispute l'espace aux jeunes huîtres et moules indigènes.



Figures I-37 : des boudins de moules couvertes d'ascidies plissées (tuniciers) à l'Ile du Prince Édouard. [Les envahisseurs aquatiques - des invités surprises.htm](http://www.mddp.gouv.qc.ca/mer/invites_surprises.htm)

I-3-5-3 Les parasites : des hôtes à éviter

Les **parasites** vivent à l'intérieur de la moule et à ses dépens. Ils provoquent parfois son amaigrissement ou même sa mort. La moule connaît trois parasites principaux :

I-3-5-3-1 Les petits crabes :

Que les biologistes appellent *Pinnotheres pisum* (Figure I- 37). Ils vivent dans le manteau de la moule et se nourrissent de petites particules filtrées. Ils n'attaquent pas la moule comme le ferait un prédateur mais ils peuvent la blesser et l'amaigrir. De plus, le consommateur n'apprécie guère le croquant des moules « crabées »

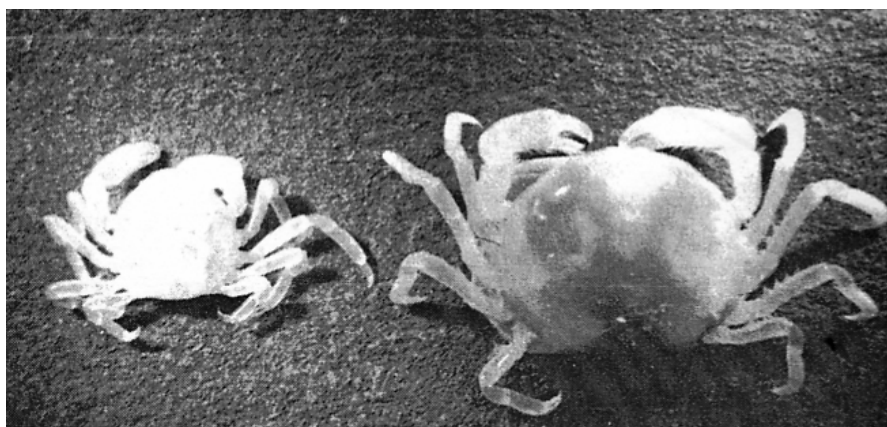


Figure I-38 : petits crabes (Pinnothères) : Ils se logent dans les moules et sont peut appréciés du consommateur (à gauche, un mâle, à droite, la femelle).

I-3-5-3-2 Les trématodes :

Petits vers plats, sont parfois hébergés par la moule à certains stades larvaires. Ils peuvent, selon le cas ou l'espèce, ne pas agir sur elle ou bien, au contraire, provoquer son amaigrissement et sa mort. En 1986, un suivi biologique mené par l'Ifremer en Bretagne a montré qu'à l'époque ce parasite infestait les moules de filières. Celles de l'espèce *galloprovincialis* et les hydrides y seraient moins sensibles.

I-3-5-3-3 Le petit crustacé *Mytilicola intestinalis* :

Se présente sous forme très allongée. Il peut mesurer jusqu'à 1cm de long. Il est bien souvent rouge vif. Quand il est présent en grand nombre, il peut entraîner la mort massive de moules. Cela touche surtout celles qui sont affaiblies par de mauvaises conditions de température ou de salinité. Ce parasite est tenu pour responsable de la mortalité considérable survenue dans la baie de l'Aiguillon (France) en 1961 et 1962.

I-3-5-3-4 Algues envahissantes :

Lorsque de grandes algues commencent à se fixer et à pousser sur les suspensions de moules, elles offrent une prise au courant très forte. Cela favorise l'emmêlement des suspensions et peut provoquer de sérieux dégâts dans les moules.

A cause de la température de l'eau, les algues, Leur taille- la feuille en quelque sorte- peut atteindre plusieurs mètres. Dans la partie nord, comme sur beaucoup d'autre côtes, ce sont les sargasses qui sont les plus gênantes : importées du Japon par accident, Elles peuvent atteindre 4 à 5 mètres de long, avec une poussée de 4 à 5 cm par jour durant les mois de mai et juin.

Les algues colonisent en priorité les suspensions peu ou mal garnies. La meilleure façon de s'en préserver consiste à placer une densité de moules suffisante. Sur les flotteurs, la seule solution efficace consiste à les « raser » régulièrement.

I-3-6 Les voisins « mauvais coucheurs » :

Certaines communes s'opposent parfois à l'installation de filières en mer, est surtout vrai quand le site est proche de la côte :

- Les filières peuvent gêner certaines activités : voile, pêche amateur...
- Selon certaines, elles peuvent aussi gêner le paysage. Il faut en tenir compte

Dans certaines régions, les ostréiculteurs peuvent craindre une surcharge des bassins. Les moules sont, à leur yeux, de sérieux compétiteurs des huîtres. Surtout si les filières d'élevage sont proches de leurs propres zones.

Votre élevage peut aussi être mal toléré à cause des pontes : les larves des moules se fixent sur les installations voisines. Dans les élevages des poissons, ces jeunes moules peuvent boucher les crépines de pompes ; elles peuvent aussi alourdir les amarrages et les filets des cages. Dans les zones ostréicoles, elles se fixent s'opposer eux aussi à des projets de filières d'élevage qui empièteraient sur leurs zones de travail.

I-3-7 Les infrastructures à terre :

Pour exploiter des filières, vous avez besoin d'un bateau ou d'un chaland. Cherchez un mouillage proche de votre concession.

Vous devez aussi débarquer votre produit : tout est beaucoup plus facile quand le port est équipé d'un quai ou d'une cale où l'on peut approcher un véhicule.

Enfin, il vous faut un local proche du lieu de débarquement : vous pouvez ainsi stocker et préparer le matériel. Vous pouvez aussi traiter les moules récoltées si vous ne le faites pas directement sur le pont du bateau : lavage, tri, mise en sac.

Chapitre II : Présentation de la ferme ORCA MARINE :

La ferme conchylicole **SARL ORCA MARINE** a été créée en 1987 à AIN CHROB (Surcouf) AIN TAYA Alger, par MR KHOUDJA Boualem , (pêcheur et fils de pêcheur).

les avantages que représente cet élevage (moules et des huîtres), sont : le non recours à un renouvellement de l'eau au niveau des structures de production ; une alimentation provenant du milieu naturel, ainsi qu'un produit soit très rentable.

Parmi les 120 projets aquacoles à l'échelle nationale, celui de Mr Khoudja est le premier et à produire et commercialiser ses produits localement.

II-1 Le mode d'élevage utilisé dans la ferme :

Le mode d'élevages utilisé chez ORCA MARINE (voir page ...)

II-1-1 Présentation de la filière

II-1-1-1 Description des équipements de la filière

La structure de production à installer est une filière sub-surface avec un amarrage, constituée de :

- l'aussière en polypropylène "corde principale" de 40 mm de diamètre pré étiré et épissée au deux extrémités possédant une longueur de 200 m ;
- (07) corps morts en béton d'une (01) tonne chacun;
- (05) jambettes en polypropylène de 30 mm de diamètre;
- (05) flotteurs de jambe de 300 l ;
- (01) flotteur de signalisation de 12 l ;
- (07) morceaux de chaîne de 30mm, longueur 0.5 mètre ;
- (30) manilles en acier de 28 mm;
- (15) manilles galvanisées de 40 mm;
- (25) cosses - cœurs galvanisées de 30 mm.

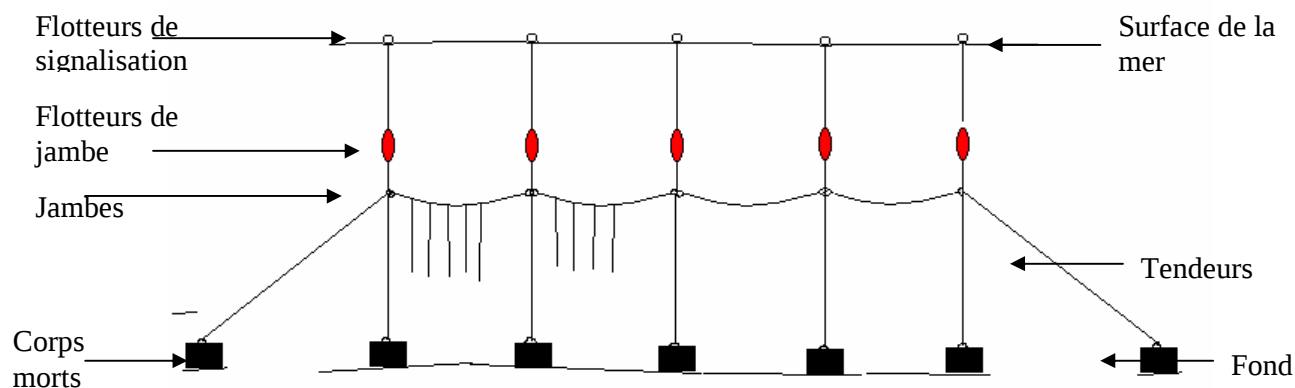


Figure II-1 : schéma général de la filière dans l'eau.

- de la surface de l'eau aux flotteurs de jambe nous avons une profondeur de 6 à 7 m ;
- du flotteur de jambe au corps morts nous avons une profondeur de 14 à 16 m ;
- du premier au deuxième flotteur nous avons une distance de 50 m.

II-2 choix du site d'installation : Etant donné que AinTaya est la région natale de monsieur KHOUDJA, le choix s'est vite fait, en plus que cette partie là était exempte de toute forme de pollution (voir tableau).

II-3 La position géographique du site :



Figure II-2 : position géographique des filières.

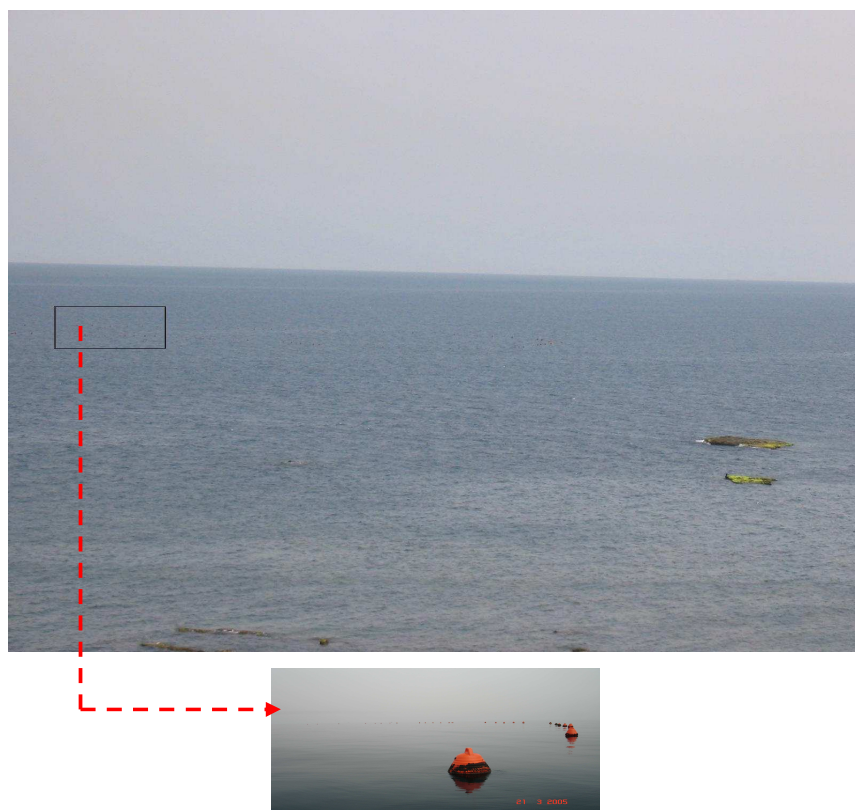


Figure II-3 : les filières qui se trouvent à 1000 m de l'infrastructure à terre

Concession : 2000m² à terre, Et 5000m² en mer, les filières se situent à un kilomètre de la terre ferme.

II-4 Paramètres physicochimiques :

-température :

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

-pH :

Un minimum de 7,84 et un maximum de 8,45, qui ne s'éloigne pas du PH moyen de l'eau de mer. En effet Galstof (1964) in (Deltreil et al, 1974) a montré qu'un abaissement du PH au dessous de 6,5 réduit le taux de consommation de l'O₂ chez les moules. Pour Calabrese (1966) in (DELTREIL et al, 1974), le PH durant la période de reproduction de moules ne doit être trop inférieur à 6,8 ni se maintenir au dessus de 9.

-O₂ (mg/l) :

C'est le plus important des gaz en ce qui concerne la vie des animaux. Sa raréfaction ou une chute brutale de sa pression partielle peut entraîner la mort de nombreux mollusques (Deltreil et al, 1974). Cependant la qualité requise des eaux conchylicoles selon la réglementation européenne doit être $\geq 70\%$ environ 4 à 5 mg/l (valeur moyenne) [13]. Au niveau du site d'installation les valeurs enregistrées sont de l'ordre de 6.35 mg/l en dénotées d'une bonne qualité des eaux.

-Turbidité (mg/l) :

L'excès de la turbidité a un effet néfaste sur l'activité de pompage et de filtration des mollusques, car ces derniers dépensent plus d'énergie pour l'éliminée sous forme de pseudofèces (Deltreil et al, 1974).

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

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

II-5 paramètres bactériologiques :

L'analyse bactériologique des eaux des stations de prélèvement nous a permis de s'assurer de leur bonne qualité. En effet les résultats obtenus sont conformes aux normes de qualité.

Tableau n° 2 : la qualité bactériologique des eaux de site. (mars 2006)

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

Chapitre III : analyse et suivi des étapes de production

III-1 Essai d'induction de la ponte :

III-1-1 La ponte :

III-1-1-1 induction de la ponte :

Plusieurs méthodes existent pour provoquer la ponte chez les bivalves :

- ponte par scarification.
- Ponte par stimulation mécanique et sexuelle.
- Ponte par choc thermique.

III-1-1-2 ponte par scarification :

Il faut prendre un géniteur mature, l'ouvrir doucement pour ne pas l'abîmer et couper le muscle adducteur adhérent à la valve supérieure. Une fois la valve supérieure enlevée, il faut prendre une lame de rasoir et lacérer les gonades, puis à l'aide d'un béccher rempli d'eau de mer filtrée on verse doucement sur les gonades lacérées ; l'eau va entraîné les produits génitaux qu'il faut alors recueillir dans un autre récipient. Une fois cette opération terminée, on observe au microscope pour déterminer la nature du produit, ovules ou spermatozoïdes.

La détermination ainsi faite, on sépare les produits génitaux males des femelles dans deux récipients différents (Bitant et al, 1979).

III-1-1-2 Ponte par stimulation mécanique et sexuelle :

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

III-1-1-3 Ponte par choc thermique :

Les géniteurs sont placés dans un bac contenant une eau filtrée à une température de 10 C° durant 45 minutes en suite on les a déplacés dans une eau chaude à 28 C°. Ils subissent alors un choc thermique qui peut provoquer la ponte. Selon (Bitand et al, 1979), il est possible d'ouvrir un géniteur mâle, de prélever un peu de sperme et de le diluer dans l'eau, ceci peut stimulé la ponte d'un géniteur femelle.

III-1-2 Mode opératoire :

III-1-2-1 Acquisition des géniteurs :

En générale les géniteurs proviennent du milieu naturel ou des centres d'élevages. Pour notre expérience, des moules (*mytilus galloprovincialis*) d'un poids moyen de 35.1g , d'une longueur moyenne de 69.8mm et d'une largeur moyenne de 37mm, (voir tableau 1) ont été choisies au niveau des bassins de stockage de la station conchylicole de Ain Taya appartenant à Mr Khodja (ORCA MARINE).

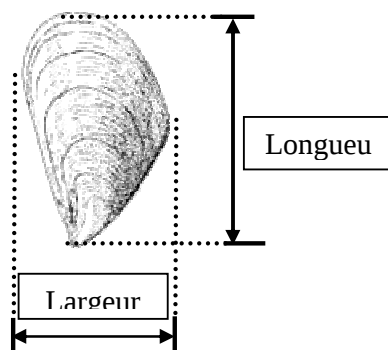


Figure III-1 : méthode pour mesurer la longueur et largeur des moules choisi.

Tableau n°3: Résultats biométriques des géniteurs de moules utilisés pour induire la ponte.

	Longueur (cm)	Largeur (cm)	Epaisseur (cm)
Moule 1	6,5	3,7	2,3
Moule 2	7,3	3,8	2,5
Moule 3	7,1	3,8	2,7
Moule 4	8,6	4,5	2,9
Moule 5	8	3,7	2,7
Moule 6	7,5	4,2	2,4
Moule 7	7,1	4	2,9
Moule 8	7,2	3,8	2,7
Moule 9	6,8	3,7	2,3
Moule 10	7,2	3,6	2,7
Moule 11	6,9	3,6	2,3
Moule 12	6,5	3,7	2,5
Moule 13	6,1	3,4	2,4
Moule 14	5,9	3,2	2,1
Moule 15	6,1	2,9	2,3
	m=6,9	m=3,7	m=2,5

m: la moyenne.

III-1-1-2-2 conditionnement et nettoyage :

Avec une brosse, nous avons bien nettoyé les coquilles de façon à éliminer les saletés et les petits animaux qui risquent de gêner le déroulement de l'expérience, et enfin on a effectué un rinçage avec eau propre.

III-1-1-2-3 Matériel nécessaire à la ponte par choc thermique :

- 6 bacs :
 - * deux pour l'eau froide (10°C).
 - * deux pour l'eau chaude (28°C).
 - * deux pour la séparation des mâles et des femelles.
- un seau de 10 L pour recueillir les produits génitaux et faire la fécondation.
- un grand bac (aquarium) pour mettre les œufs après la fécondation (20 à 30 L).
- un bec benzen ou camping gaz pour chauffer l'eau.
- un thermomètre pour contrôler la température de l'eau.
- un microscope pour observer les différents stades larvaires.
- de l'eau de mer filtrée (dispositif de filtration).
- une pipette pour faire les prélèvements.
- un tamis de 20 à 30 μm pour éliminer les spermatozoïdes après la fécondation.

III-1-1-2-4 Etapes à suivre :

Pour notre essai de reproduction des moules nous avons choisi la méthode par choc thermique. Les moules ont été mises dans 3 récipients contenant de l'eau froide à 10°C pendant 45 minutes, ensuite, elles ont été transférées dans un autre récipient contenant un eau plus chaude à 28°C pour une même période.



Figure III-2 : Méthodes de reproduction par choc thermique

III-1-1-2-5 Résultats et interprétation :

Après avoir fait subir le choc thermique aux moules, on a pu observer des contractions de la plus parts de ces dernières. On effet, les individus traités s'ouvrent et se ferment soudainement, on

observe aussi l'expulsion des produits génitaux chez 6 femelles et 3 males (spermatozoïdes de couleurs blanc laiteux et des ovules de couleurs rouge orangé pour les femelles).



Figure III-3 : femelles expulsent leur produit génital

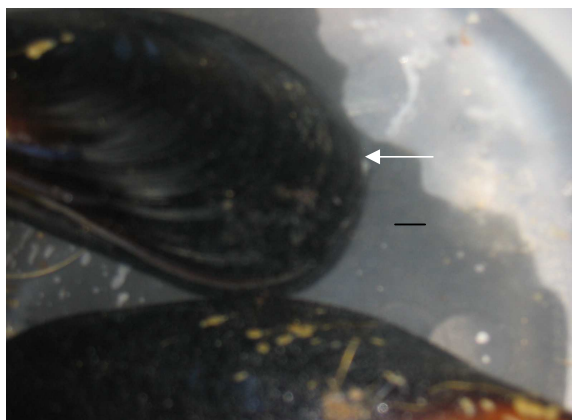


Figure III-4 : male expulse son produit génital

En ouvrant les autres individus qui n'ont pas pu expulser on constate l'atrophie de leurs gonades, ce qui dénote un stade poste ponte (les individus ont déjà pondu dans le milieu naturel) (voir figure III-4)



Figure III-5 : photo de deux géniteurs de moule *Mytilus galloprovincialis* en stade de poste ponte

III-2 Mise en élevage. Grossissement et Récolte :

III-2-1 Préparation pour la mise en charge :

III-2-1-1 Captage des naissains :

Trois techniques sont employées.

III-2-1-1-1 Le boudinage : l'utilisation des moules plus âgées que vous mettez dans un filet (boudin).

III-2-1-1-2 Le captage naturel sur la suspension d'élevage elle-même :

L'utilisation du naissain qui se fixe naturellement sur un support

Avantage : gratuit et sans stress

Le captage est gratuit et nécessite peu de main-d'œuvre, les moules fixent dès le départ sur leur support d'élevage définitif Croissance n'est pas perturbée par un transfert éventuel



Figure III-6 : opération de captage [2]

Inconvénient : difficile à maîtriser

- Le captage peut ne pas survenir au moment voulu : il y a des risques de manquer la « vague » principale.
- Des vagues de captage espacées de quelques semaines ou quelques mois donnent, dans le même lot final, des moules de taille et de maturité différentes. Les jeunes moules viennent souvent « étouffer » les plus âgées et ralentir leur croissance.
- La densité d'élevage n'est pas maîtrisée : en cours d'élevage, les moules sont en surnombre. On doit alors en prélever pour les placer sur un autre support.

III-2-1-1-3 Le captage sur cordes :

Les techniques des « cordes de coco » permettent de capter le naissain sur une zone qui s'y prête pour le transporter ensuite sur les divers sites d'élevage.

Il existe plusieurs méthodes pour le captage des naissains.

III-2-1-1-3-1 Le cordage entre les bouchots :

Les cordages en fibres de coco sont tendus entre des pieux de bouchots ou bien sur des cadres accrochés sous les filières

Ce sont des cordages assez pelucheux qui fixent bien les larves .Cependant, ils pourrissent assez facilement. Une fois « captés », ils doivent donc être associés à un support d'élevage plus résistant. Ce support est soit un bouchot, soit une suspension de filière.



Figure III-7 : Des cordes de coco entre les bouchot.

III-2-1-1-3-2 Le captage en spirale autour d'une suspension :



Figure III-8 : méthode de captage en spirale autour d'une suspension :

La mise en place consiste à enrouler en spirale autour de la suspension. A l'aide de deux personnes, la corde est fixée solidement à une extrémité. Un fait tourné la suspension le deuxième guide la corde pour l'enrouler en spirale (figure III-8).

Il existe d'autre méthode pour le captage des naissains

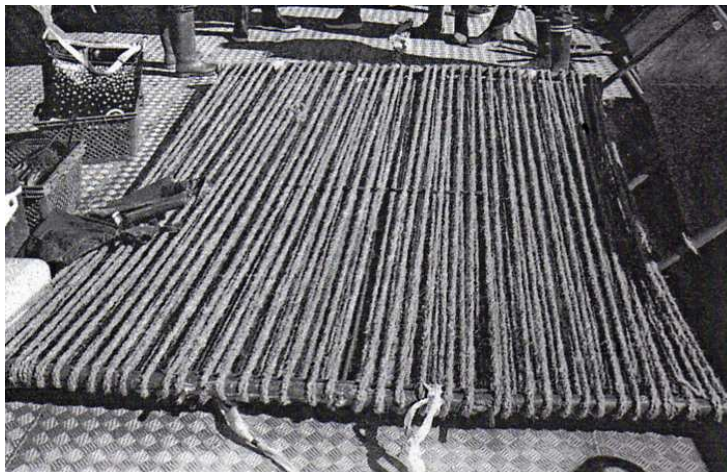


Figure III-9 : ce cadre en châtaignier, garni de cordes de coco, est prêt à être accroché sous une filière.



Figure III-10 : Des naissains captés par des fibres de coco.

(Pour savoir si une corde de coco a capté, les mytiliculteurs mordent dedans. Les jeunes moules sont en effet tellement petites qu'ils ne les voient pas : ce sont de minuscules grains qu'ils sont obligés de mettre sous la dent pour les sentir).

III-2-2 La mise en charge :

III-2-2-1 Le cordage :

III-2-2-1-1 Le cordage en spirale autour de la suspension :

Pour mettre en élevage une corde de coco, le meilleur procédé consiste à l'enrouler en spirale autour de la suspension. Vous tendez celle-ci entre un émerillon d'un côté et un axe équipé d'une manivelle de l'autre. Vous y fixez solidement la corde de naissain à une extrémité. Puis, pendant qu'un collègue tourne la manivelle, vous guidez la corde pour l'enrouler en spirale.



Figure III-11 : corde de coco : placer en spirale autour de la suspension.

Avantages :

- Transfert et stockage possibles
- Les sites d'élevage peut être différents des sites de captage : vous limitez ainsi les risques « d'étouffement » par une deuxième vague.
- Vous pouvez stocker provisoirement les codes de coco avant leur mise en place, les moules restent sur leur support de captage originel avant de coloniser petit à petit le support d'élevage ; le reste est réduit ; vous pouvez contrôler la densité en plaçant plus au moins de coco sur le support.

Inconvénients :

- Placer les cordes de coco sur le support demande du temps et de la main-d'œuvre.
- Les sites d'élevage sont dépendants des sites de captage. Les mauvaises années, ceux-ci ne peuvent pas servir tous leurs clients : ils doivent parfois « sélectionner ».

III-2-2-2 Le boudinage :

III-2-2-2-1 Garnir la filière avec des moules en boudins :

La deuxième technique pour mettre les moules en élevage consiste à les placer dans des boudins en filet, appelés parfois « chaussette ».

Vous avez le choix entre deux méthodes :

- Vous confectionnez un boudin de moule indépendant et vous le fixez en suite au rapport (en parallèle ou en spirale).
- Vous confectionnez un boudin en y incluant le support au milieu, le filet ceinturant les moules autour.

Ces deux techniques sont empruntées à la mytiliculture traditionnelle. Le boudin indépendant se rencontre surtout sur les bouchots et, sous une certaine forme, sur les élevages des étangs méditerranéens. Le boudin incluant le support en son centre, quant à lui, est utilisé pour les élevages sur radeaux en Espagne, d'où son nom de « **boudin à l'espagnol** ».

III-2-2-2-1 La nature du filet : différente selon le saison et les sites :

Pour les bouchots, les mytiliculteurs utilisent des filets différents selon la saison jusqu' à la fin août, ils sont en coton putrescible (maille de 22mm). Plus tard, à une époque où les moules se fixent moins bien support, ils comportent un maillage double : un maillage serré en coton et un maillage large en plastique (polypropylène). Le coton disparaît assez rapidement et les grandes mailles de plastique demeurent jusqu'à la récolte.

Les mytiliculteurs de Sète, de leur côté, confectionnent des boudins pour filières avec du filet synthétique. Celui-ci est en polypropylène extrudé, à mailles en losange de 4mm de côté. Une fois garnis de moules, les boudins sont fixés sur les suspensions, en parallèle, par des bracelets de caoutchouc. Quelques exploitants utilisent aussi la technique des « bourses molles ».

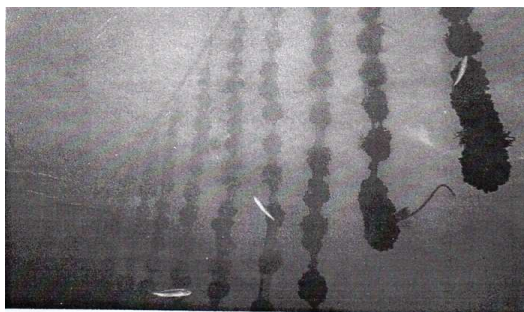


Figure III-12 : « bourses molles » accrochées sous une filière.

Ils forment des espèces de poches en étranglant régulièrement le filet par des liens. Le filet joue aussi rôle du support d'élevage puisqu'il n'y a pas de suspension. D'autres travaillent avec

des « marseillaises » (technique utilisée surtout dans l'étang du Thau). Ce sont des bandes de filet de 50cm de large, à mailles carrées de 40mm.



Figure III-13 : confection d'une « marseillaise ».

Posées à plat, on les recouvre d'abord d'une bande de papier Kraft ou de filet en coton (provisoire). On y place ensuite les moules avant de « coudre » les bandes bord à bord pour former un boudin.

III-2-2-3 La confection des boudins : à la main ou en machine

Beaucoup de mytiliculteurs fabriquent les boudins à la main. Pour cela, ils emploient une table percée sous laquelle ils placent le filet, en le retroussant sur un tube. Pour former un boudin, ils posent les moules sur la table et les poussent petit à petit dans le trou, en dosant la qualité qui tombe.



Figure III-14 : confection d'un boudin avec une table percée.

Pour le boudinage à l'espagnole, on procède assez rarement de cette manière : en général, les suspensions d'élevage, incluses au centre du boudin, sont munies de taquets et ceux-ci sont très gênant. On se sert alors des machines spéciales appelées « boudineuses »

On place les moules dans une trémie. Elles sont entraînées dans un tube par un avis sans fin. Un filet est enfilé sur l'extérieur de ce tube tandis que la suspension d'élevage est placée dans un autre tube, sous le premier. A leur sortie de la vis, les moules sont regroupées contre la suspension en même temps que le filet les ceinture.

Bien souvent, les exploitations préparent leurs boudins à l'avance. Dans le pertuis Breton, ils les stockent dans des bacs spéciaux sur l'estran. A Sète, ils les suspendent dans l'étang de Thau avant de les placer sur leur filière en mer.

Mais vous pouvez aussi fabriquer les boudins en mer, juste avant de les pendre sous la filière.

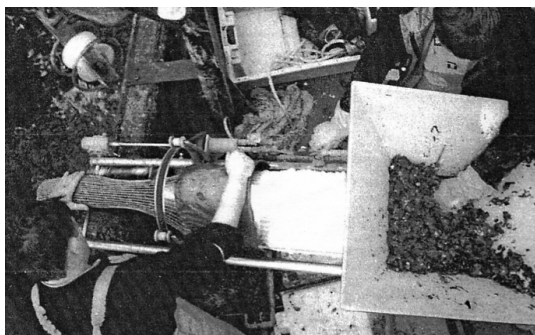


Figure III-15 : fabrication d'un boudin « à l'espagnole » (vue de dessus). : Les moules sont placées dans une trémie (à droite sur la photos) et entraînées, par une vie sans fin, vers le filet pour former le boudin (à gauche sur la photos).

Où trouver les petites moules ?

Soit vous en avez sur place, soit vous les achetez. En Méditerranée, les petites moules sont récupérées sur les filières elle-même : la récolte ainsi obtenue varie de 5 à 10 kg par mètre de cordage. Sur la cote atlantique, on peut acheter des petites moules (de l'espèce edulis).

III-2-2-2-4 La mise en place des boudins indépendants : en parallèle en spirale autour de la suspension :

Les mytiliculteurs de Sète placent le boudin de moules et la suspension cote à cote et les relient ensemble par des bracelets de caoutchouc.



Figure III-16 : enrouler le boudin en spirale autour de la suspension.

Sur la cote atlantique, les exploitations procèdent d'une façon un peu différente ; ils enroulent le boudin **en spirale** autour de la suspension (de la même façon que les boucholeurs enroulent les boudins en spirale autour des pieux de bouchots).

Avantage du boudinage :

- Les jeunes moules sont bien maintenues dans le filet. Elles ont largement le temps de s'accrocher à la suspension avant que le filet ne disparaisse (sauf si les conditions de mer sont mauvaises dans les jours qui suivent la mise en place).
- Vous pouvez préparer les boudins à l'avance et les stocker.
- Surtout, vous contrôlez la charge en moules. Cela vous permet, d'un cycle d'élevage à l'autre, d'ajuster la densité pour obtenir les meilleurs résultats. Certains exploitants vont même jusqu'à compter les moules placées sur les suspensions ayant donné les meilleurs résultats de pousse. L'année suivante, ils replacent le même nombre de jeunes individus sur les suspensions (pour la Méditerranée, le chiffre de 500 à 750 moules par mètre est parfois cité comme donnant d'excellents résultats).

Inconvénients :

- Filet gênant et main-d'œuvre importante.
- Les moules ne se fixent pas dès leur « naissance » sur le support élevage.
- Le filet peut ralentir la colonisation du support par les jeunes moules qui se retrouvent prisonnières. Il peut aussi gêner la récolte (les mailles synthétiques ne pourrissent pas).
- La main-d'œuvre est importante.

III-3 L'élevage :

Sur les filières, le plus gros travail consiste à ajouter des flotteurs au fur et à mesure de la pousse des moules. Il faut aussi, de temps en temps, débarrasser l'aussière et les flotteurs des salissures qui s'y développent (enlever les algues).

Sur certains sites où le captage naturel est important, vous devez ôter les moules en surnombre.

De temps en temps, faites aussi contrôler la filière par un plongeur : il vous signalera les pièces à surveiller ou à remplacer.

La durée du cycle d'élevage dépend de beaucoup de facteurs. Elle est très liée à la taille des moules utilisées pour garnir la filière. Dans le produit Breton, par exemple, le cycle de croissance est d'environ 10 mois sur les filières (contre 15 à 25 mois sur les bouchots !). En Méditerranée, il est en moyenne de 5 mois, mais peut descendre à 4 mois et monter jusqu'à 12 mois selon la taille des

moules du dépars. Surveillez les amarres des flotteurs de cordes. Remplacer-les dès que vous constatez une usure.

III-4 La récolte :

Pour récupérer les moules secouez les !

la récolte consiste à répondre les suspensions une à une et à les dégrapper. Sur celles de petit diamètre, le dégrappage est en général aisé : vous les secouez simplement sur le pont du bateau. Vous devrez parfois gratter celles de gros diamètres. Les filets synthétiques utilisés pour le boudinage ralentissent l'opération.

Pour sortir les suspensions de l'eau, les exploitants méditerranéens se servent souvent d'un tapis roulants.

III-5 Les préparer pour la vente :

En raison de sa croissance rapide, la moule de filière possède un très bel aspect mais aussi une coquille fine et fragile. Il faut donc la traiter avec plus de douceur qu'une moule de bouchot. Après récolte, le lavage devra être léger : quelques mytiliculteurs conseillent même un simple rinçage, sans brossage. Tout dépend de la qualité du produit à l'origine et de la propreté que vous souhaitez pour le vendre.

Quelques exploitants de filières conseillent aussi de « tromper » les moules avant de les vendre. Selon eux, il faut habituer la moule à tenir sa coquille fermée quand elle est à l'air libre. Pendant tout le cycle d'élevage, en effet, elle est toujours restée dans l'eau. Elle n'ait donc pas habituée à survivre hors de l'eau. « Tromper » une moule consiste à la stocker tour à tour dans l'eau et hors de l'eau. Cela l'accoutume à rester à l'air libre sans s'ouvrir, ce qui serait d'un effet désastreux sur l'état du poissonnier ... un bassin de stockage est évidemment l'idéal pour ce traitement. Mais on peut aussi utiliser, comme on Charente-Maritime, des paniers grillagés suspendus entre des pieux sur l'estran.

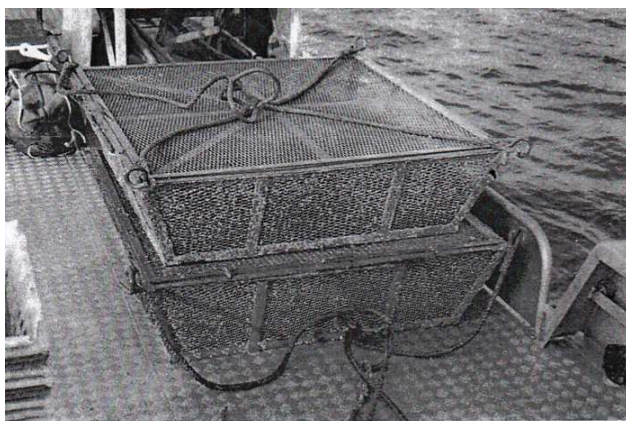


Figure III-17 : panier de stockage utilisés dans le pertuis Breton.

III-5-1 Traitement du produit :

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

III-5-2 Premier lavage :

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

- dégrapage : se fait à l'aide d'une dégrapeuse de dimension (2.30m longueur, 0.70m largeur, 1.10m hauteur).
- brossage : se fait à l'aide d'une brosseuse de dimension (2.5m longueur, 1.20m largeur, 2.10 hauteur).
- lavage : se fait avec une laveuse de dimension (2.5m longueur, 1.0m largeur, 1.10m hauteur).

Les appareils sont placés en série comme suit :

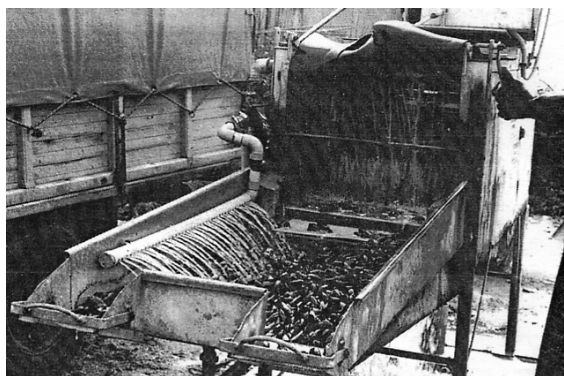
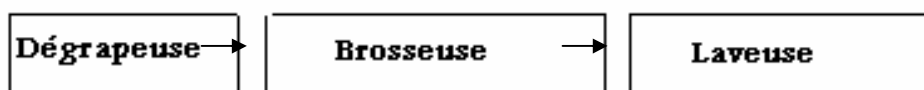


Figure III-18 : lavage des moules après récolte.

III-5-3 purification : (figure 58).

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

Selon (Le Saux et al, 2003), l'opération de purification consiste à immerger les coquillages vivants dans des bassins alimentés en eau de mer naturellement propre ou rendue propre par un traitement

approprié, pendant le temps nécessaire à l'élimination des contaminants microbiologiques et autres, et les rendre aptes à la consommation humaine immédiate.



Figure III-19 : Bassins de purification des moules.

III-5-4 Conditionnement :

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

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

III-5-5 stockage :

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

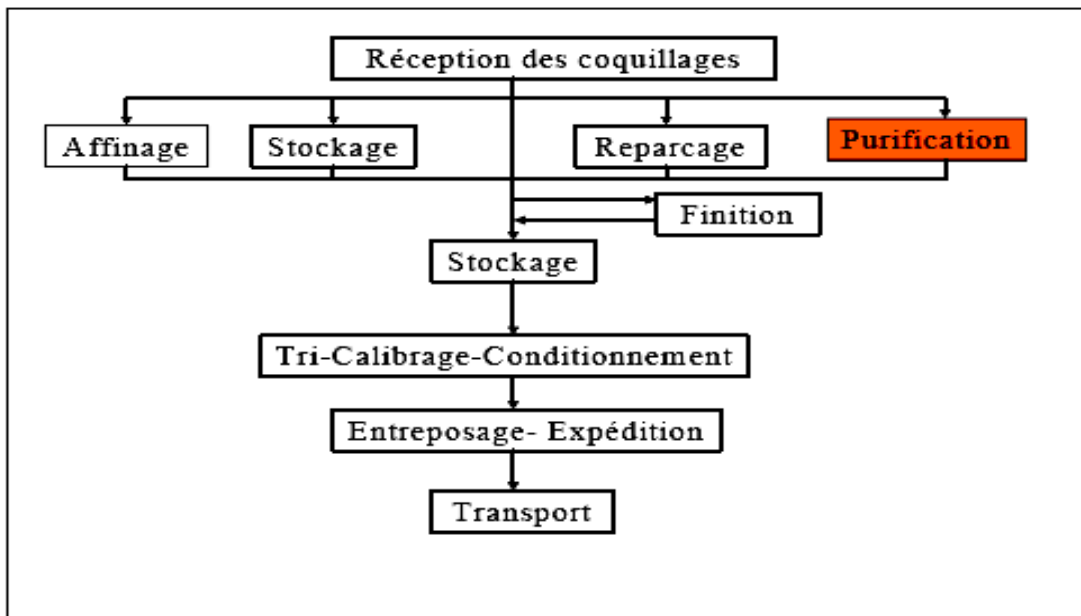


Figure III-20 : Les principales étapes de mise sur le marché des coquillages vivants
In (Le Saux et al, 2003).

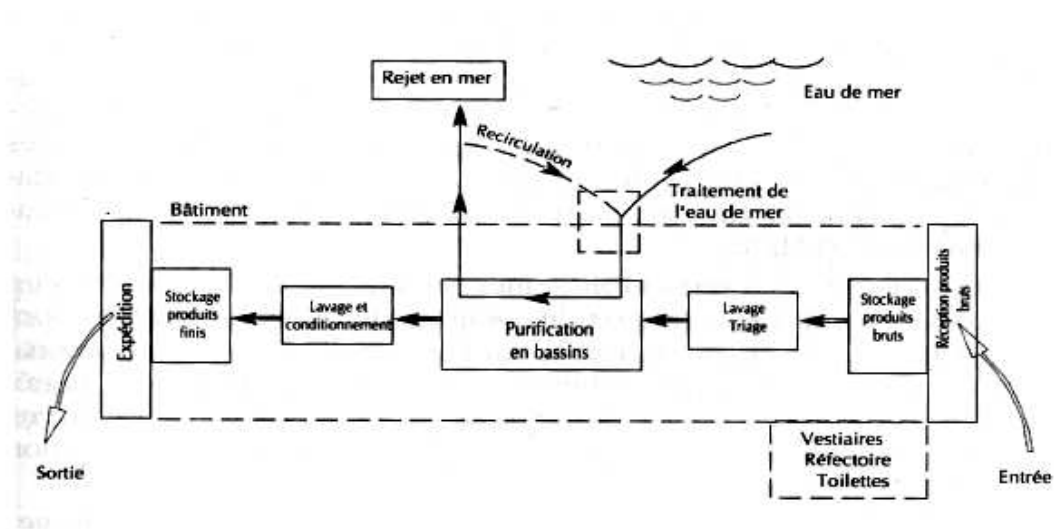


Figure III-21 : Principe général de la purification d'après (Furfari, 1966) in (Le Saux et al, 2003).

Chapitre IV : Pathologies des la moules et conséquences:

La consommation de mollusques (moules, **huîtres**, coques, bourgots, mies, clams et même crabes) surtout de mai à septembre, peut provoquer une intoxication grave, parfois mortelle, causée par une toxine paralysante.

A côté de la PSP la plus connue, il faut également relever la DSP (Diarrheic shellfish poisoning), LA NSP (Neurotoxic shellfish poisoning) et l'ASP (Amnesic shellfish poisoning).

L'exemple le plus connu est celui du *Dinophysis*, mais ce n'est pas le seul. il y'a aussi l'*Alexandrium* et la *Gyrodinium*

Tableau n° 4: Synthèse de l'information concernant les principales toxines marines.

Toxine (nombre de molécules dérivées)	Dose toxique DL ₅₀ (IP souri µg/Kg)	Organisme	Vecteur
Acide domoïque (7)	120 µg/Kg DL ₅₀ chez l'humain : 1-5 mg/Kg	<i>Diatomées</i> <i>Pseudo-Nitzschia</i> <i>multiseries</i>	Fruits de mer
Acide okadaïque	192 µg/Kg	<i>Prorocentrum</i>	Fruits de mer
Dinophysiotoxine	Étendue: 200-700 µg/Kg selon les toxines dérivées considérées	<i>Lima</i> <i>Dinophysis fortii</i>	
Pectenotoxine			
Yessotoxine	100-200 µg/Kg	<i>Gymnodinium</i>	Fruits de mer
Brévétotoxine	DL ₅₀ chez l'humain: 1-4 mg/Kg	<i>breve</i>	
Saxitoxine (21)	9-11,6 µg/Kg	<i>Alexandrium spp</i>	Poisson
Gonyautoxine (6)	6,2-53,9 MU/ml DL ₅₀ chez l'humain : 0,5-1 mg	<i>Phallusia Nigra</i>	
Histamine		<i>Bactérie</i>	Poisson
Tétradotoxine	DL minimale : 8-20 µg/Kg	<i>Bactérie</i> <i>Phallusia Nigra</i>	Poisson Probablem ent crustacé
Ciguatoxine (8)	0,25-3.6 µg/Kg	Gambierdiscus spp.	Poisson
Maitotoxine	0,13 µg/Kg	<i>Ostreoporosis</i>	Fruits de mer (rare)
Palytoxine		<i>lenticularis</i>	
Carchatoxine		<i>Pfiesteria piscida</i>	Exposition aéroportés
Nd	Nd		

Légende : DL50= dose létale 50; DL minimale: dose létale minimale; IP souris = injection intra péritonéale chez la souris; Nd : non déterminé (Adapté de Baden *et al.* 1995)

IV-1 Les principales toxines marines

IV-1 -1 Acide domoïque :

L'acide domoïque est une substance excitatrice de l'acide aminé dicarboxylique qui rivalise avec les récepteurs au glutamate du système nerveux central (Baden *et al.*, 1995). Sept congénères de cette molécule sont actuellement identifiés (Van Dolah, 2000). Cette toxine agit comme une molécule neuroexcitatrice, le kaïnate et produit la nécrose des cellules neuronales de l'hippocampe, en particulier dans les régions du CA1 et du CA3. La neurotoxicité de cette substance résulte de l'accroissement du calcium intracellulaire à des niveaux toxiques conduisant à la mort neuronale (Teitelbaum *et al.*, 1990; Van Dolah, 2000). Cette toxine démontre une affinité pour les récepteurs vingt fois plus grande que les neuromodulateurs normaux (Baden *et al.*, 1995). Elle est produite par des diatomées du type *Pseudonitzschia multiseries* ou encore des algues rouges de type *Chondria*. L'acide domoïque est généralement bio concentré par les fruits de mer mais a également été détecté dans la chair de hareng (Whyte *et al.*, 1996; Durborow, 1999; Lefebvre *et al.*, 2001; Wekell *et al.*, 2002).

IV-1 -2 Acide okadaïque :

L'acide okadaïque et ses dérivés font partie de la classe des acides connus sous le nom de polyéthers lipophiles (Van Dolah, 2000). Ces toxines sont produites en premier lieu par des dinoflagellés du genre *Dinophysis spp.* ou *Prorocentrum spp.* *Prorocentrum lima*, le plus connu au Canada, est un dinoflagellé cosmopolite dont la distribution s'étend des eaux tempérées aux zones chaudes présentant des récifs de corail. Ceci explique en partie l'étendue de la distribution des intoxications qui s'y rapportent.

Ces toxines agissent sur les muscles lisses en modifiant la protéine de phosphorylation qui induit la contraction musculaire. Elles ont un effet sur les organismes vivants dès qu'elles atteignent les concentrations de 200 à 500 microgrammes par poids corporel (Baden *et al.*, 1995). Les polyéthers semblables à l'acide okadaïque font partie des toxines marines les moins dangereuses. Cependant, ces substances ont été identifiées comme promoteur potentiel de la présence et la croissance de tumeurs cancéreuses de la peau, chez des souris en conditions expérimentale (Fujiki *et al.*, 1988).

IV-1 -3 Brévéttoxine :

Les brévéttoxines sont des polyéthers cycliques produites par un dinoflagellé *Gymnodinium breve* dont les marées rouges très caractéristiques formées par son efflorescence sont devenues l'emblème des algues toxiques nuisibles. Les brévéttoxines (BTX) agissent sur le système nerveux central et périphérique (Rodriguez-Rodriguez et Maldonado, 1996). Elles se lient au récepteur orphelin S5 localisé sur la sous-unité a des canaux sodiques voltage dépendant (Baden, 1989; Mattei *et al.*,

1999; Purkerson *et al.*, 1999). Les BTXs ouvrent le canal à sa valeur de potentiel de repos normal, ralentissent et retardent l'inactivation normale des canaux, ce qui résulte souvent en une libération répétitive de neurotransmetteurs par le neurone (Baden *et al.*, 1995). Les BTX déplacent la valeur du potentiel d'activation vers les valeurs plus négatives, elles prolongent également le temps d'ouverture des canaux et induisent une inhibition de l'inactivation du canal sodique. Finalement, ces toxines induisent un état de subconductance (Baden *et al.*, 1995). Les effets neurologiques aigus périphériques et centraux observés *in vivo* ont été attribués aux précédentes actions des BTX au niveau cellulaire (Berman et Murray, 2000).

Quelques dérivés de la brévéttoxine sont bien connus. La nomenclature couramment utilisée pour définir cette molécule est le sigle " BTX " suivi, d'un nombre arabe qui spécifie le type de molécule dérivée (e.g. BTX1, BTX2, BTX3, etc.). Des analyses de BTX2 sont régulièrement réalisées lorsque des toxines marines semblent être impliquées dans des cas d'intoxication. Néanmoins, de récents événements indiquent que ces analyses devraient être étendues aux autres dérivés des BTX tel que les BTX3 (Poli *et al.*, 2000). Le principal problème repose sur le fait que les analyses de routine réalisées pour la détection de la BTX2 ne sont pas assez sensibles pour les autres molécules dérivées, ce qui a une implication majeure dans le domaine de la sécurité et la réglementation (Poli *et al.*, 1997). À ce jour, les maladies associées à la brévéttoxine sont surtout rapportées dans les régions côtières de la Floride et dans les Caraïbes (Poli *et al.*, 1997; Park *et al.*, 1999).

IV-1 -4 Saxitoxine :

Les saxitoxines sont produites par plusieurs espèces de dinoflagellés tels que *Alexandrium spp*, *Gymnodinium spp* et *Pyrodinium spp* (Van Dolah et Richard, 1999). Approximativement 20 espèces de dinoflagellés ont été impliquées dans la production de l'alkaloïde toxique, la saxitoxine responsable des intoxications paralysantes par les fruits de mer. Ces toxines, synthétisées par les espèces gonyaulax, s'accumulent chez certains mollusques, comme les moules, les clams, les huîtres et les coquilles St-Jacques, sans qu'aucun effet toxique n'ait été observé chez ces organismes ou chez les poissons qui les consomment.

Vingt et un congénères de la saxitoxine d'origine ont été identifiés jusqu'à maintenant. Ces souches toxicogéniques ont été isolées à partir d'un certain nombre d'organismes marins tel que des dinoflagellés, des macroalgues, des crabes, des poissons et des urochordés (Freitas *et al.*, 1996). Ils diffèrent de la molécule d'origine par la substitution d'atomes d'hydrogène par d'autres groupes chimiques tels que les groupes hydroxyle ou sulfidryle dans des sites spécifiques (R1, R2, R3 et R4) de la molécule d'origine. Selon Baden *et al.* (1995), ces substitutions ou remplacements ont des effets considérables sur la toxicité. Tous les congénères de la saxitoxine agissent sur les cellules neurales en bloquant l'activité des canaux sodiques membranaires. Généralement, la production de

saxitoxine survient dans des eaux tempérées plutôt que dans les eaux tropicales. Toutefois, au cours des trois dernières décennies, de nombreuses épidémies ont été rapportées dans l'hémisphère sud (Park *et al.*, 1999). Quelques auteurs, dont Van Dolah, suggèrent que cette expansion est causée par les changements climatiques et l'introduction de dinoflagellés par le transport maritime (Van Dolah, 2000). Au Canada et aux Etats-Unis, Santé Canada et son corollaire états-uniens tiennent sous haute surveillance de nombreuses zones de cueillettes, et les ferment lorsque le niveau de toxine dans les fruits de mer excèdent 80 µg/ 100 g d'équivalent STX (Blasco *et al.*, 1998; Morris, 1999).

IV-1 -5 Tétrodotoxine :

La tétrodotoxine est une neurotoxine puissante produite par quatre souches différentes de bactéries : *vibrio fischeri*, *Pseudomonas spp*, *vibrio altermonas* et *vibrio alginolyticus*. Chez le poisson, la tétrodotoxine se concentre dans le foie, les viscères et les gonades. Les poissons femelles sont considérés plus toxiques que les mâles puisqu'elles ont des concentrations élevées de toxines au niveau des ovaires (Clark *et al.*, 1999). Comme c'était le cas pour la saxitoxine, les tétrodotoxine inhibent l'activité des canaux sodiques durant la phase ascendante du potentiel d'action (Clark *et al.*, 1999). Ces toxines modulent l'allostérie des pores transmembranaires en se liant à des sites spécifiques des récepteurs orphelins (Baden *et al.*, 1995). Le groupe des tétrodotoxines se compose de sept dérivés provenant d'une variété de souches bactériennes marines et terrestres (Baden *et al.*, 1995).

IV-1 -6 Ciguatoxine :

La ciguatoxine est une neurotoxine liposoluble, stable à la chaleur, qui n'est ni dégradée à l'acide, ni éliminée par séchage, salage, ou fumage (Vernoux *et al.*, 1985; Carmichael *et al.*, 1986; Sakamoto *et al.*, 1987). Cette toxine est produite par le dinoflagellé de genre *Gambierdiscus spp*. Toutefois, il a été démontré que plusieurs espèces pouvaient produire des ciguatoxines incluant les membres du genre *Prorocentrum spp.*, *Ostreopsis spp*, *Coolia monotis*, *Thecadinium sp* et *Amprodinium carterae* (Juranovic et Park, 1991; Gonzalez *et al.*, 1992; Tosteson, 1995). Le bacille gram-négatif, isolé des poissons atteint de ciguatera, a montré la capacité de produire des toxines semblables à la ciguatera (Doorenbos, 1984). La ciguatoxine induit une dépolarisation de la membrane dans les tissus nerveux et musculaires en ouvrant les canaux sodium voltage dépendant (Gonzalez *et al.*, 1992; Baden *et al.*, 1995; Lindsay, 1997; Dechraoui *et al.*, 1999; Mattei *et al.*, 1999). Les ciguatoxines et les brévétoxines se lient sur le même récepteur, mais la ciguatoxine semble être plus puissante que la brévétoxine surtout en terme d'affinités avec les canaux sodiques (Dechraoui *et al.*, 1999). Les différences entre ces toxines peuvent être reliées aux différences de bio-disponibilité de la ciguatoxine ou peut-être à des effets toxiques inconnus de la ciguatoxine. Jusqu'ici, différents

dérivés de la ciguatoxine ont été identifiés. Vernoux et Lewis ont récemment suggéré une nomenclature normalisée pour les ciguatoxines (Vernoux et Lewis, 1997). Suite à l'abréviation CTX, un code de lettres est utilisé pour indiquer la source (P= Océan Pacifique, A= Océan Atlantique, C= Caraïbes; I=Océan indien) alors qu'un nombre indique l'ordre chronologique pour identifier les composés. Le groupe des ciguatoxines comprend de nombreux dérivés et des toxines avec différents noms mais qui ont la même action que la molécule de ciguatoxine d'origine (Tosteson, 1995; Champetier De Ribes *et al.*, 1997; Lindsay, 1997; Vernoux et Lewis, 1997).

IV-2 Micros algues :

Ces algues mesurent environ 20 à 50 microns. En d'autres termes, vous devriez en aligner entre 20 à 50 spécimens pour faire un millimètre. Ce sont des végétaux (phytoplancton). Elles contiennent ou sécrètent des toxiques que les coquillages filtreurs concentrent sans effet nocif pour eux. En revanche, le consommateur peut être intoxiqué. Selon l'espèce, l'intoxication est plus ou moins sévère : elle va de la simple diarrhée à la paralysie.

Un retrempage de plusieurs semaines dans un site non touché permet aux coquillages d'éliminer leurs toxines. Ils redeviennent par là même consommables. depuis quelques années

IV-2-1 Le Dinophysis

La responsabilité de *Dinophysis* dans certaines intoxications diarrhéiques sur le littoral atlantique a été mise en évidence en 1983

Le *Dinophysis* compte environ 200 espèces, dont une dizaine toxiques.

Après avoir consommé des coquillages contaminés, vous éprouvez des dérangements divers : diarrhées plus ou moins profuses, nausées, vomissements..... (Sans fièvres).



Figure III-22 : Dinophysis vue par ifremer DINOPHYSIS 198 x 288 pixels - 41 ko

Le genre *Dinophysis* appartient à la classe des dinophycées (ou dinoflagellés). Il comprend de nombreuses espèces de *Dinophysis*, qui sont toxiques pour la plupart d'entre elles. Plusieurs de ces espèces de *Dinophysis* sont présentes dans les eaux du littoral, la reconnaissance des différentes espèces n'étant pas toujours aisée, les résultats sont souvent globalisés sous le genre *Dinophysis*.

Les cellules de *Dinophysis* sont de taille petite ou moyenne, entre 30 et 100 µm. le *Dinophysis* fait partie du phytoplancton à faible taux de développement : les coquillages peuvent devenir toxiques même s'il est présent en très faible quantité dans l'eau. Les concentrations maximales de *Dinophysis* sont généralement comprises entre 1000 et 10 000 cellules par litre, très rarement supérieures à 100 000. Son apparition dans les eaux côtières est observée à des saisons variables, y compris l'hiver, en Méditerranée. *Dinophysis* est une espèce qui ne se cultive pas en laboratoire : son cycle biologique, ainsi que ses conditions optimales de développement sont ainsi mal connus. Cependant, certaines conditions hydrologiques, telles que la stratification des masses d'eaux en couches de température et de salinité différentes, sont connues pour favoriser le développement de *Dinophysis* : cette configuration est régulièrement observée au printemps. Et sur les côtes proches des estuaires, où l'on observe les plus fortes concentrations de ces espèces dans certaines régions du littoral qui apparaissent aussi comme des zones d'accumulation préférentielle de *Dinophysis* : ceci est expliqué en grande partie par la configuration de ces sites, le régime des vents, les courants, ainsi que par les excellentes conditions de croissance fournies par le panache de dilution de l'eau des rivières et oueds (stratification, richesse nutritive).

IV-2-1-1 intoxication diarrhéique causée par la consommation des moules « DSP » (diarrhoeic shellfish poisoning) :

Les toxines DSP regroupent différents composés se répartissant en plusieurs familles : les dinophysistoxines (DTXs) dont la principale est l'acide okadaïque (AO), les pecténotoxines (PTXs), les yessotoxines (YTXs) et les azaspiracides (AZAs). La plupart de ces toxines ont une activité diarrhéique : elles peuvent provoquer chez le consommateur de coquillages contaminés, une intoxication dont les effets apparaissent dans un délai de deux à douze heures après ingestion. L'intoxication diarrhéique par phycotoxines se manifeste beaucoup plus rapidement qu'une intoxication d'origine bactérienne, virale ou parasitaire. Les principaux symptômes sont des diarrhées, des douleurs abdominales, parfois des nausées et des vomissements. Les toxines DSP étant stables à la chaleur, la cuisson des coquillages ne diminue pas leur toxicité.

La méthode de détection et le seuil de sécurité sanitaire utilisés sont ceux qui sont décrits dans les textes réglementaires européens : 24 heures pour un test biologique sur souris. Les coquillages sont dangereux pour la consommation, quand le dépassement de ce seuil est effectif.

La relation entre concentration dans l'eau de *Dinophysis* et niveau de toxicité DSP dans les coquillages varie de façon importante selon la zone géographique. Dans certains sites, de très faibles concentrations (de l'ordre d'une centaine de cellules de *Dinophysis* par litre) conduisent à des toxicités fortes, alors que dans d'autres sites, des concentrations de quelques milliers de cellules par litre sont nécessaires pour atteindre ces mêmes niveaux de toxicité. Une des raisons peut être le mélange, différent d'une région à l'autre, des espèces de *Dinophysis*.

De plus, la toxicité varie selon l'espèce de coquillage : certains coquillages se contaminent plus que d'autres, avec des vitesses de contamination et de décontamination différentes selon l'espèce de coquillage. Lors des épisodes de toxicité DSP, les moules sont les coquillages qui sont généralement les plus toxiques et qui se contaminent le plus vite. Mais divers autres coquillages sont concernés, comme les palourdes, les coques, les donaces et les amandes de mer. Les quelques résultats de toxicité enregistrés sur les huîtres en 1994 dans plusieurs zones n'ont pas été retrouvés ultérieurement : la toxicité potentielle des toxines DSP vis à vis des huîtres reste à confirmer.

Des épisodes toxiques sont observés principalement entre juillet et octobre en Manche, entre mai et septembre en Atlantique, à toutes les saisons en Méditerranée. [11]

➤ **Les étapes à suivre pour la surveillance du dinophysis (par ifremer-concarneau (29) - le 11 juin 2001) :**

Étape 1 : prélèvement d'eau à la bouteille :



Étape 2 : prélèvement d'eau à la bouteille pour recherche de toxines, préparation du tamis :



Étape 3 : filtration sur tamis de 20 microns pour concentrer les cellules de *dinophysis* et rechercher les toxines (200 litres filtrés).



Etape 4 : observation du *dinophysis* au microscope optique (laboratoire IFREMER) :



étape 5 : l'identification du *dinophysis* :

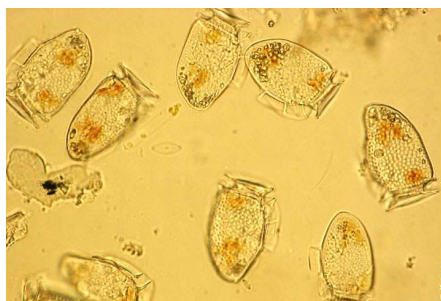


Figure III-23 *Dinophysis* (vivant) /laboratoire IFREMER :

IV-2-2 L'Alexandrium :

Une autre algue microscopique, *Alexandrium minutum*, d'apparition plus récente, peut être aussi mise en cause (Figure 24). Les symptômes sont de type « paralytique » : les lèvres vous picotent et s'engourdissent ; vous ressentez des fourmillements dans les doigts et les orteils, vous souffrez de maux de tête, de vertiges et de nausées. Sous une forme extrême, ces symptômes peuvent aboutir à des paralysies musculaires et des difficultés respiratoires.



**Figure III-24 : photo : E Nézan/Ifremer
Alexandrium leei-46 48um-lugolé**

Le genre *Alexandrium* appartient à la classe des dinophycées (ou dinoflagellés). Plusieurs espèces d'*Alexandrium* sont observées sur la côte dont les espèces toxiques *A. minutum* et *A. tamarense* / *catenella*. D'autres espèces peuvent être présentes, par exemple *A. affine*, *A. andersoni*, *A. hiranoi*, *A. insuetum*, *A. margalefi*, *A. pseudogonyaulax* et *A. ostenfeldii*. A l'exception d'*A. ostenfeldii*, la plupart de ces espèces ne sont pas connues pour être toxiques. La reconnaissance des différentes espèces n'étant pas toujours aisée, les résultats sont souvent globalisés sous le genre *Alexandrium*.

Les cellules d'*Alexandrium minutum* sont de forme arrondie et de petite taille, entre 17 et 29µm.

Alexandrium peut proliférer à des concentrations très importantes (plusieurs millions ou même centaines de millions de cellules par litre), formant alors des eaux rouges. Les cellules d'*Alexandrium* peuvent se transformer en kystes, qui sont des formes de résistance leur permettant de passer l'hiver en s'enfouissant dans le sédiment. Au printemps, les kystes retrouvent les conditions adéquates pour redonner des cellules mobiles : c'est le début d'une efflorescence. Les développements de ces espèces sont observés principalement l'hiver en Méditerranée.

Alexandrium se cultive bien en laboratoire, ce qui permet de l'étudier de façon contrôlée. C'est une espèce exclusivement marine, mais elle supporte une certaine dessalure. *Alexandrium minutum* se développe au printemps et en été dans des baies semi-fermées et des estuaires : la distribution de cette espèce est connue pour être souvent liée à l'enrichissement des eaux en éléments nutritifs dans des zones côtières "sensibles", recevant des eaux douces continentales.

Il est possible que les espèces toxiques d'*Alexandrium* apparaissent suite à une introduction, puisque qu'elles ne semblent pas avoir été décrites avant les années 1980 dans les régions où elles existent actuellement..

IV-2-2-1 Intoxication paralytique causée par la consommation des moules PSP (paralytic shellfish poisoning):,

Les toxines PSP forment une famille d'une vingtaine de molécules chimiquement proches, dont la toxine de base est la saxitoxine (STX). Parmi les dérivés de la STX, il y a les gonyautoxines (GTXs) et la néosaxitoxine. Ces toxines ont une action paralysante et elles provoquent chez le consommateur de coquillages contaminés, une intoxication dont les effets apparaissent en moins de trente minutes. En cas d'intoxication faible ou modérée, les symptômes sont des fourmillements aux extrémités, des engourdissements autour des lèvres, des vertiges et des nausées, un pouls rapide, une incoordination motrice. Si l'intoxication est forte, la paralysie et les troubles respiratoires qui s'ensuivent peuvent être mortels. Les toxines PSP étant stables à la chaleur, la cuisson des coquillages ne diminue pas leur toxicité.

La méthode de détection et le seuil de sécurité sanitaire utilisés ne sont pas encore prises en considération par la réglementation algérienne mais on peut se baser sur ceux qui sont décrits dans

les textes réglementaires européens : 80 µg d'équivalent-saxitoxine par 100 g de chair de coquillage, pour un test biologique sur souris. Les coquillages sont dangereux pour la consommation, quand le dépassement du seuil de sécurité sanitaire est effectif. En dessous de ce seuil, la présence de toxines en faible quantité, par exemple lors de la décontamination des coquillages, est sans risque pour le consommateur.

La relation entre concentration dans l'eau d'*Alexandrium* et niveau de toxicité PSP dans les coquillages est variable selon l'espèce en cause, mais aussi selon la zone géographique. Ceci pourrait s'expliquer par l'existence de souches différentes d'une même espèce, dont l'une serait plus toxique que l'autre. Par exemple, les coquillages des secteurs bretons ne deviennent toxiques que si *A. minutum* est présent en quantité assez élevée, généralement plus de 10 000 cellules par litre, alors qu'à Toulon, la présence de toxines dans les coquillages a pu être observée avec des concentrations bien inférieures d'*A. Minutum*. Pour ce qui concerne l'étang de Thau, les coquillages peuvent devenir toxiques avec des concentrations assez faibles d'*A. tamarense* / *catenella*, de l'ordre de quelques milliers de cellules par litre, nous n'avons aucun exemple en Algérie.

De plus, la toxicité varie selon l'espèce de coquillage : certains coquillages se contaminent plus que d'autres, avec des vitesses de contamination et de décontamination différentes selon l'espèce de coquillage. Lors des épisodes de toxicité PSP enregistrés ces dix dernières années, plusieurs coquillages ont été contaminés : moules, huîtres, palourdes, coques. Les niveaux de toxicité sont variables d'un coquillage à l'autre pendant un même épisode toxique, mais il n'est pas sûr que ce soient toujours les moules qui soient les plus toxiques.

Ces épisodes toxiques sont observés à des saisons différentes en Atlantique et en Méditerranée.

[11]

SAXITOXINE : toxine de la PSP

Il existe 20 types de saxitoxines. Sur recommandation de l'OMS, la dose maximale de saxitoxine (PSP) est fixée à 80 mg pour 100 g de chair de moule. Il a été détecté la première "marée" d'algues à toxines paralysante (PSP), en octobre 1988 sur la côte nord-ouest de la Bretagne, ainsi que les deux suivantes en 1989 et 1990.

Cette toxine, nommée saxitoxine, est biosynthétisée par une dinoflagellée, *Gonyaulax catanella*, *Gonyaulax tamarens* et *pyrodinium phoneus*. Cette toxine est caractérisée par un effet paralysant neuromusculaire extrêmement puissant; son intensité est 20 fois plus forte que celle du curare. Son action consiste à inhiber la transmission de l'influx nerveux, en particulier au niveau du système nerveux périphérique, elle bloque aussi le fonctionnement des centres respiratoires et circulatoires.

Par ailleurs, en diminuant l'entrée massive des ions sodium nécessaires à la contraction musculaire, la toxine provoque la paralysie graduelle des muscles striés et du muscle cardiaque, provoquant l'arrêt cardiaque et l'état de choc.

La saxitoxine est thermolabile. La quantité de toxine dans un coquillage peut être réduite en retirant le siphon, les branchies et les glandes digestives.

Un engourdissement, un picotement des lèvres s'étendant progressivement à toute la figure puis aux doigts constituent les premiers symptômes de l'intoxication paralysante. Si l'intoxication est grave, les sensations de picotement s'étendent à l'ensemble des membres (cou, bras, doigts, jambes, orteils), sont accompagnées de raideur et douleur musculaire et d'affaiblissement général. Il y a salivation, soif intense, dysphagie, anurie. Puis asthénie avec vertige, malaises, prostration et maux de tête. Des symptômes gastro-intestinaux peuvent apparaître ; ils sont assez variables et secondaires aux altérations du système nerveux. Au stade terminal on peut voir des fibrillations musculaires, des convulsions et de la paralysie. En phase critique, la respiration peut devenir difficile et le malade meurt d'étouffement.

Les symptômes peuvent apparaître de trente minutes à 12 heures.

Certaines algues aquatiques produisent des toxines létales. Ces toxines sont extracellulaires ou libérées en cours de la décomposition bactérienne des proliférations d'algues. Certaines algues marines (des dinoflagellés) appartenant aux genres *Gymnodinium* et *Gonyaulax*, tuent des animaux aquatiques avec une neurotoxine, ou poison nerveux. Ces toxines sont parmi les plus puissantes. Les mollusques bivalves (moules, huîtres) concentrent dans leurs glandes digestives des toxines de certaines de ces algues ; l'ingestion de ces fruits de mer contaminés peut provoquer une paralysie. *Prototheca wickerhamii* peut causer des infections sous-cutanées et des bursites (inflammation des bourses séreuses entourant les articulations). *Gonyaulax tamarens* (dinoflagellé) sécrète une toxine extrêmement puissante. La consommation de ces mollusques contaminés peut provoquer des paralysies graves. Les mollusques bivalves qui se nourrissent par filtration ingèrent le gonyaulax assurant ainsi la concentration de la toxine dans les branchies et les glandes digestives. Il n'y a pas d'accumulation de toxine dans les muscles. De ce fait, la consommation des muscles n'entraîne pas intoxication.

En 1987, une intoxication survint au Guatemala, faisant 187 victimes dont 26 morts. L'aliment incriminé était une soupe de poisson.

L'ASP fut pour la première fois mise en valeur en 1987 lorsqu'une intoxication de moules bleues (*Mytilus edulis*) fit 156 victimes dans l'Île du prince Edward (Canada). 3 victimes y trouvèrent la mort. NSP et DSP sont plus sporadiques

IV-2-3 Gyrodinium. :

Certaines algues microscopiques peuvent aussi tuer des coquillages. C'est le cas du *Gyrodinium*. L'espèce *Gyrodinium aureolum* (Figure 25), par exemple, est rendue responsable de la mort de 50 à 70 % du cheptel de moules de baie de Douarnenez (Finistère) en 1978. L'espèce *Gyrodinium spirale*, quant à elle, a provoqué la mort d'environ 10 tonnes d'huîtres plates et 600 tonnes de moules dans l'étang de Thau (Hérault, France) en 1985.



Figure III-25 : biodidac.bio.uottawa.ca/.../CAVA048P.jpg 381 x 215 pixels - 32 ko

IV-2-4 Prorocentrum micans :

De nombreuses autres espèces peuvent aussi tuer les coquillages par « asphyxie » : quand elles prolifèrent, elles appauvrissent en effet le milieu en oxygène dissous. Le phénomène s'accompagne souvent d'une coloration de l'eau de mer. Parmi les nombreuses espèces responsables de ces « eaux colorées », on peut citer par exemple, le *Prorocentrum micans*. En 1987, il fut à l'origine de la mortalité de la moitié des moules élevées dans l'Elorn (Finistère élevées dans l'Elorn (Finistère)).



Figure III-26 : *Prorocentrum micans* [10] 500 x 393 pixels - 13 ko

Les causes d'apparition de ces micros algues sont très mal connues. On ne parvient pas encore à les prédire, encore moins à les prévenir. Aujourd'hui, on ne fait que les constater.

Le risque d'apparition est un point à ne pas négliger pour choisir un site. Il peut compromettre le succès d'une entreprise d'élevage de moules dans des zones souvent contaminées. De surcroît, les décisions de fermeture peuvent coïncider avec les périodes habituelles de vente : cela s'est déjà produit, en différents épisodes, en Bretagne Méditerranée. Et chacun sait qu'il est difficile de reconquérir des marchés perdus.

Avant d'élever des moules en mer, il est prudent de vous informer sur ces algues. Tâchez de savoir si elles reviennent souvent et en quelle qualité. Les laboratoires de l'Ifremer sur le littoral français pourront renseigner sur ce point.

IV-3 La pollution chimique

Une autre voie de contamination des mollusques est par des substances chimiques tels métaux, pesticides et composés organiques chlorés. Ces substances peuvent constituer un risque:

- a) pour la santé des personnes qui consomment les mollusques contaminés
- b) pour les mollusques qui pourraient être affectés même par des concentrations infinitésimales.
- c) pour l'écosystème en général, où la concentration de ces produits s'accumulent ou même prennent de l'ampleur dans la chaîne alimentaire.

Cette contamination chimique est attribuable en grande partie aux rejets des installations industrielles et municipales et elle peut mettre en cause des substances comme le mercure, le cuivre, le zinc, les dioxines et les furanes

Chapitre V : Analyse des dangers, points critiques pour leur maîtrise, HACCP

Depuis toujours, l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et l'Organisation mondiale de la santé (OMS) encouragent la recherche et le dialogue scientifiques et technologiques sur les questions d'alimentation. Cependant, l'évolution des règles du commerce international et les exigences croissantes des consommateurs ont fait de la sécurité des aliments une préoccupation majeure des acteurs de la filière alimentaire.

Dès 1994, dans le cadre du cycle des négociations sur le commerce international, la sécurité des aliments était au cœur des débats. Les nombreuses crises alimentaires qui ont frappé le secteur au cours de ces dernières années (cas de salmonellose aux USA, ESB en Europe...) ont aussi contribué à ce renforcement des exigences de transparence et de confiance des consommateurs.

Les dangers liés à la sécurité des aliments peuvent intervenir à n'importe quel stade de la chaîne alimentaire et donc Une maîtrise sur l'ensemble de la chaîne apparaît nécessaire.

Face aux exigences accrues des consommateurs, les professionnels de l'industrie alimentaire ont souhaité démontrer leur aptitude à identifier et maîtriser les dangers liés à la sécurité des aliments.

Les initiatives se sont donc multipliées pour établir des règles plus ou moins volontaires. C'est ainsi que des pays comme le Danemark, les Pays-Bas, l'Irlande, l'Australie, le Brésil, ont élaboré des normes nationales ou standards d'audit concernant le management de la sécurité des aliments

La multiplication des référentiels privés a engendré une certaine confusion auprès des entreprises et organismes de l'agroalimentaire. Et C'est dans ce sens qu'interviennent les travaux de La Commission du Codex Alimentarius en association avec l'Organisation International de Standardisation (OIS) pour Harmoniser les référentiels et l'élaborer d'une norme internationale relative au système de management de la sécurité des aliments

Après trois ans de travail intense auquel ont participé près de 45 pays parmi les plus influents au niveau du commerce international de l'agroalimentaire, on a abouti en Août 2005 à la création officielle de la norme **ISO 22000**.

A ce jour, la norme **ISO 22000** est l'unique norme internationale harmonisant les pratiques de management de la sécurité des aliments, elle s'appuie sur le principe de la roue de Deming (popularisée à travers les systèmes de management de la qualité dans les années 1960) et sa boucle d'amélioration continue de type PDCA (Plan, Do, Check, Act),

La norme **ISO 22000** est applicable à tous les acteurs de la chaîne alimentaire. Elle spécifie des exigences comprenant 5 éléments essentiels pour assurer la sécurité des aliments :

- L'approche systémique
- La communication interactive

- La traçabilité
- Les programmes préalables (PRP)
- Le plan HACCP

V-1 Principes généraux du plan HACCP :

Le système HACCP repose sur sept principes fondamentaux proposés par le Codex alimentarius :

- **Principe 1 :** Identifier le ou les dangers éventuels associés à l'obtention du produit depuis l'élevage jusqu'à la consommation. Evaluer la probabilité d'apparition du ou des dangers et identifier les mesures préventives nécessaires à leur maîtrise.
- **Principe 2 :** Déterminer les points qui peuvent être contrôlés dans le processus d'obtention du produit alimentaire pour éliminer les dangers ou minimiser leur probabilité d'apparition (CCP).
- **Principe 3 :** Etablir le ou les limites critiques qui séparent l'acceptable de l'inacceptable et établir des niveaux cibles et/ou tolérances qui permettent d'assurer que le CCP est atteint.
- **Principe 4 :** Etablissement d'un système de surveillance fondé sur des programmes de tests, de mesures ou d'observations.
- **Principe 5 :** Etablissement d'actions correctives qui doivent être suivies lorsque la surveillance indique qu'un CCP n'est plus maîtrisé.
- **Principe 6 :** Etablissement des procédures pour la vérification qui incluent des tests supplémentaires et qui assurent que le système HACCP existe soit efficace.
- **Principe 7 :** Etablissement d'un système documentaire concernant toutes les procédures ou tous les enregistrements appliqués aux points 1 à 6 et leur application.

V-2 Mise en place du plan HACCP au niveau de la ferme ORCA MARINE :

L'application du HACCP nécessite l'exécution successive des étapes suivantes. C'est un programme en 12 étapes comme le préconise le Codex Alimentarius :

- **Etape 1 : Constitution de l'équipe HACCP**

L'introduction du système HACCP est un processus complexe qui suppose l'intervention d'une équipe de spécialistes pluridisciplinaires à savoir :

- un microbiologiste ;
- spécialiste des procédés de fabrication (transformation) ;
- techniciens (chimiste, qualité du produit, conditionnement.....).

Aussi le producteur devra faire appel à des consultants extérieurs pour mettre en place le système HACCP.

- **Etape 2 : Description du produit**

La production est réalisée sur des « long line », qui sont des filières de 200 m de long sur lesquelles pendent des filières où sont cultivées des moules.

L'unité de conditionnement et d'expédition va permettre de purifier les moules (*Mytilus galloprovincialis*) produites sur les filières.

L'unité de conditionnement et d'expédition comporte une zone de réception et lavage, une zone de purification, une zone de conditionnement et de stockage et une zone de commercialisation. Le circuit de purification fonctionne en circuit semi fermé

- **Etape 3 : Identification de l'utilisation**

Les coquillages purifiés sont destinés au marché algérien (Restaurants, supermarchés, mareyeurs, centres de vacances ou vente directe). Ils sont vendus vivants.

Sur les lots il est indiqué la date de conditionnement obligatoire, la date d'expédition et la date limite de consommation.

- **Etape 4 : Les différentes étapes de la «fabrication »**

a) Récolte

Les coquillages sont récoltés à la main sur les parcs, puis transportés dans des containers en plastique prévus à cet effet.

b) Transport

Les coquillages sont transportés par bateau et déchargés sur le quai ou par petit camion frigorifique. Le déchargement se fait au même endroit par un accès prévu à cet effet.

c) Tri et lavage

L'opération de tri et de lavage se fait dans la zone de lavage à l'aide d'une dégrapeuse-calibreuse.

L'alimentation de la chaîne de tri peut se faire à la main, ou par un chargeur tapis pourvu d'un entonnoir dans lequel on verse le contenu du container.

L'opération de lavage peut également se faire à la main avec un jet d'eau puissant. L'eau de lavage provenant du pompage est récoltée et évacuée dans une station de traitement prévue à cet effet.

Après le tri les coquillages sont placés dans les casiers de stabulation en plastique à claire voies chargés d'environ 20 kg de moules.

d) Purification

- Purification des coquillages :

Les casiers sont positionnés sur un cadre support en aluminium et le tout est immergé dans les bassins. Le positionnement des casiers sur le cadre en aluminium permet une bonne circulation de l'eau autour des coquillages.

Les bassins sont alimentés en eau de mer stérile et les moules restent en stabulation pendant 48 h.

Le débit horaire permet un renouvellement total du volume en 1 heure soit 100 % de renouvellement par heure ce qui permet un rythme de 24 renouvellements par jour.

La densité conventionnelle de stockage étant de 100 kg/m³. Afin d'assurer des conditions de stabulation optimales pour les coquillages, deux systèmes d'aération sont prévus. Une aération par venturi disposée à la sortie de la canalisation immergée de chaque bassin et un bullage de sécurité par un surpresseur d'air.

L'écoulement des eaux des bassins se fait dans un caniveau en pied de bassins par un double système d'évacuation en surverse et en partie basse.

- Traitement de l'eau en circuit fermé :

Le système fonctionne en circuit semi fermé. Un faible apport d'eau de mer artificielle, de l'ordre de 5 % par heure permet de maintenir en équilibre le système de filtration et cela permettra une économie d'énergie significative.

e) Expédition

En fonction des commandes les coquillages sont sortis des bassins et transférés dans le hall d'expédition où ils sont triés, mis en sacs par une brosseuse ensacheuse, pesés et étiquetés. Les sacs sont ensuite disposés sur des palettes en plastique avant d'être enlevés. Une

Chambre froide est disposée dans le local d'expédition et permet de stocker les coquillages

Conditionnés avant la vente.

• Etape 5 : Vérification

Il sera essentiel de vérifier le diagramme de fabrication en utilisant des informations supplémentaires pour vérifier que le système HACCP fonctionne bien. On pourra faire appel pour cela à l'échantillonnage aléatoire et à l'analyse. On peut aussi procéder à de fréquentes vérifications au moyen des méthodes microbiologiques classiques

Etape 6 : Listes des dangers et des mesures préventives

En ce qui concerne les coquillages destinés à être consommés vivants, les principaux dangers sont la contamination microbiologique, virale, par des biotoxines marines et sur la base de données journalières ou hebdomadaires admissibles fixées pour des contaminants comme certains métaux.

Les mesures préventives, d'une manière générale, consistent à limiter les contaminations initiales (analyse du milieu) et les contaminations secondaires lors de la manipulation.

Pour chaque étape une procédure écrite est mise en place pour le respect des mesures préventives. Cette procédure est affichée et elle est accompagnée d'une fiche de contrôle à

Remplir par le personnel.

- **Etape 7 : Identification des Points Critiques pour la Maîtrise, les C.C.P.**

Un C.C.P. correspond au point précis où une mesure préventive doit être mise en place pour éliminer un danger (PCC-1), ou diminuer sa probabilité d'apparition (PCC-2). L'absence ou la perte de maîtrise à ce stade entraîne un risque inacceptable pour le consommateur du coquillage.

Il y a 5 CCP:

a) Contrôle de la qualité de l'eau de la zone d'élevage :

Suivi de la qualité microbiologique de la zone d'élevage par les autorités compétentes.

S'assurer avant chaque récolte de la salubrité des coquillages et identifier les lots de manière distincte.

b) Hygiène lors de la récolte :

S'assurer que les coquillages après leur récolte ne sont pas mis en contact avec des sources de contamination en contrôlant la propreté du container de transport, du bateau, du camion et du quai de réception.

c) Tri et lavage, altération des coquillages :

Toutes les opérations avant la purification doivent être faites avec le plus grand soin pour ne pas abîmer les coquilles et tous les coquillages morts ou abîmés doivent être systématiquement éliminés.

d) Contrôle du système de purification.

Respecter les normes de chargement des bassins de stabulation.

S'assurer que les conditions physico-chimiques de l'eau de purification permettent l'activité des mollusques :

- Température : 15°C à 20°C

- Salinité : 25‰

- Turbidité : L'eau de remplissage doit être limpide pour le bon fonctionnement des U.V., il faut la surveiller lors du remplissage des bassins.

La durée de stabulation de chaque lot doit être notée, le début et la fin de la période de stabulation doivent être inscrits sur la fiche de suivi l'efficacité du système de purification est vérifiée par une analyse microbiologique de l'eau (une fois par semaine, les 2 premières semaines, puis mensuelle), par le nettoyage du filtre mécanique et la maintenance des U.V. (durée de fonctionnement de la lampe).

Les bassins sont systématiquement vidés et nettoyés après chaque cycle de purification. Ils ne sont remplis ou nettoyés qu'avec de l'eau purifiée ou potable.

e) Conditionnement

L'eau de rinçage doit être potable et l'hygiène de tout le matériel utilisé doit être assurée et les sacs sont stockés sur des palettes plastiques dans la chambre froide.

• Etape 8 : Limites critiques.

Ces limites critiques sont de véritables critères opérationnels dont le dépassement entraîne une action corrective immédiate. On peut également déterminer des valeurs cibles.

a) Zone d'élevage :

Selon la législation les coquillages avant la purification ne doivent pas contenir plus de (Selon un test MPN (NPP)) :

6 000 coliformes fécaux pour 100 g de chair dans 90% des échantillons.

4 600 E. Coli pour 100 g de chair dans 90% des échantillons.

b) Récolte et transport:

Les bateaux, les camions et les containers servant à la récolte et au transport des coquillages doivent être secs et propres.

Les coquillages ne peuvent pas rester hors de l'eau plus de 2 jours.

c) Valeurs limites pour la purification :

Le cycle de purification doit durer au moins 48 h pour les moules. La lampe à U.V. doit être changée toutes les 8 000 h de fonctionnement.

Le filtre doit être nettoyé tous les jours et le manomètre vérifié avant utilisation (aiguille dans le vert).

d) Qualité sanitaire des coquillages après purification :

Après leur purification les coquillages doivent contenir moins de (test MNP, (NPP)) :

300 coliformes fécaux ou 230 E.coli pour 100 g de chair de mollusques et de liquide intervallaire.

Ils ne doivent pas contenir de salmonelles dans 25 g de chair de mollusques.

- **Etape 9 : Surveillance**

Il faut établir un système de surveillance pour chaque C.C.P. correspondant à la mesure ou à l'observation d'un paramètre par référence aux niveaux cibles et tolérances qui s'y rapportent et permettant de déceler toutes pertes de maîtrise des C.C.P. Pour assurer cette surveillance, un ensemble de procédures écrites et affichées ainsi qu'un système de fiches de contrôle sont mis en place.

a) Zone d'élevage :

C'est aux autorités compétentes que revient la responsabilité de la surveillance de la zone d'élevage, la fréquence des contrôles se fera conformément à la législation en vigueur. Il faudra par conséquent être informés des résultats.

b) Hygiène lors de la récolte :

Contrôler que tout le matériel utilisé a été correctement nettoyé avant de l'utiliser, containers désinfectés, bateau et quai de réception propre (pas d'eau stagnante, restes de coquillages, etc.). Des procédures concernant le nettoyage des contenants et des moyens de transports sont affichés et des fiches de contrôles permettent de vérifier que celles-ci sont bien respectées.

c) Tri et lavage :

Un ensemble de procédures/fiches de contrôle est mis en place pour :

- La propreté de l'aire de réception des coquillages.
- Le Contrôle du bon fonctionnement de la trieuse laveuse, vérifier qu'elle n'abîme pas les coquillages.
- La qualité des lots, seuls les coquillages en bon état est purifiée.
- Identification des lots de coquillages grâce à la fiche de suivi qui permet également de s'assurer de la purification de tous les lots récoltés : espèces, quantités, origine, début et fin de la purification, température (début, milieu, fin de cycle), salinité, durée de fonctionnement de la lampe U.V., clients et remarques concernant le cycle (accidents, interruption...).

Les fiches sont archivées.

d) Purification :

L'efficacité de la purification est contrôlée conformément aux procédures concernant :

- La propreté des bassins. Ils sont nettoyés avant et après chaque cycle de purification.
- Le contrôle du débit.
- Le contrôle des filtres mécaniques, un manomètre permet de savoir si le filtre est colmaté.
- Le contrôle de la durée de fonctionnement des U.V.
- L'aération des bassins de stabulation, présence de bulles d'air.
- L'activité des coquillages.

e) Conditionnement :

Mise en place d'un ensemble de procédures pour contrôler la propreté de tout le matériel, le bon fonctionnement des machines et de la chambre froide et s'assurer que les sacs de conditionnement des coquillages sont correctement étiquetés et stockés (sur palettes).

- **Etape 10 : Correction**

Les actions correctives doivent permettre une réaction immédiate. Le système de surveillance ne se conçoit que si des actions correctives suivent la découverte d'une perte de maîtrise.

a) Zone d'élevage :

Conformément à la législation, si la zone d'élevage est jugée insalubre, la récolte des coquillages est interdite jusqu'au retour à la normale. Les fiches de suivi permettent de prouver que l'interdiction est respectée.

b) Hygiène lors de la récolte :

Si le matériel n'est pas propre il faut le nettoyer à l'eau potable et dans certain cas le désinfecter (container).

c) Tri et lavage :

Si le bon fonctionnement de la machine n'est plus assuré, l'opération devra se faire à la main et le service de maintenance contacté au plus vite.

d) Purification :

Tous incidents ou incertitude concernant la marchandise doivent être notifiés sur la fiche de suivi dans la colonne «remarques ».

e) Conditionnement :

Les coquillages ne seront sortis des bassins pour être mis en sacs que lorsque toutes les mesures d'hygiène auront été respectées (table de travail et salle de stockage propre).

- **Etape 11 : Vérification**

Cette étape permet de vérifier que le système HACCP est efficace. Un premier audit aura lieu à la mise en service des unités de purification et deux mois plus tard.

L'équipe HACCP mettra en place des vérifications systématiques à chaque fois qu'une donnée nouvelle apparaîtra.

- **Etape 12 : Enregistrement**

Un système documentaire concernant l'ensemble des procédures HACCP sera mis à la disposition des mytilculteurs (affichage) ainsi qu'un système d'archivage des différentes informations concernant le fonctionnement des unités de conditionnement.

V-3 Identification d'un point critique de contrôle au sein de la ferme ORCA MARINE:

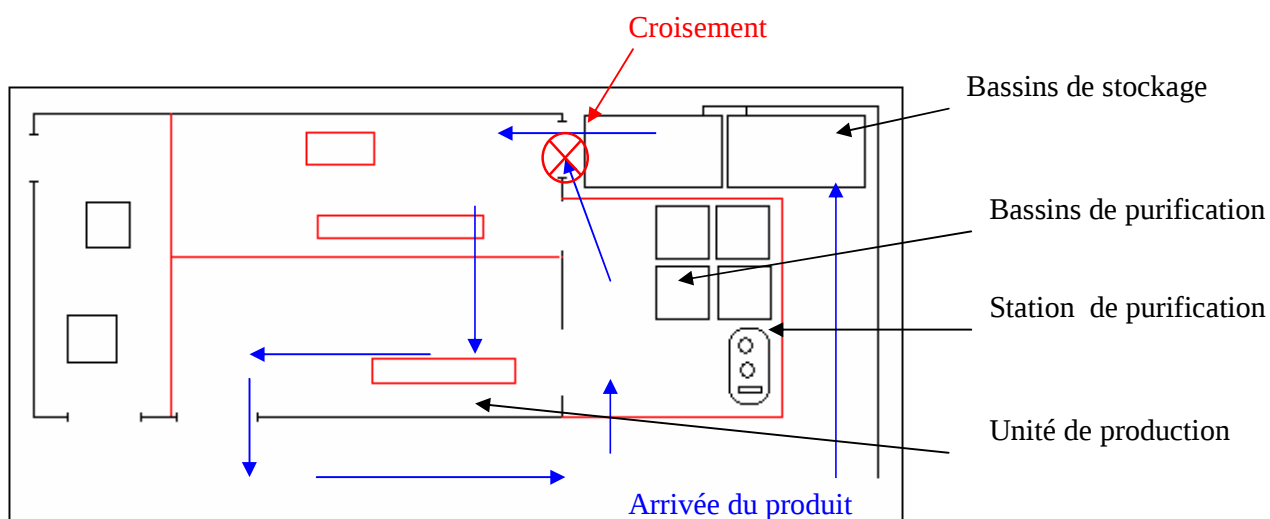


Schéma n °1 : Etat actuel du circuit de production de l'unité ORCA MARINE

Lors de l'analyse du circuit décrit par le produit au niveau de l'unité ORCA MARINE, nous avons mis en évidence un point de croisement entre le produit brut à la sorti des bassins de stockage et le produit traité à la sorti des bassins de purification, ce qui présente un risque de contamination (voir schéma de production).

V-4 Proposition de mesure corrective pour la ferme ORCA MARINE :

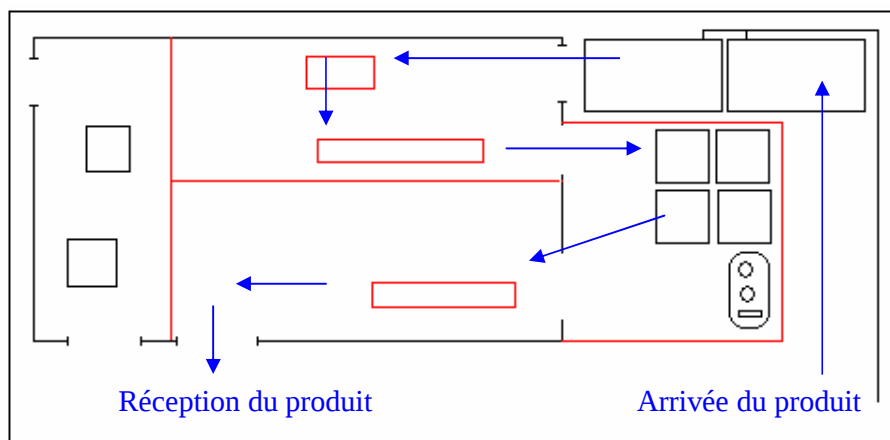


Schéma n°2 : correction du circuit de production de l'unité ORCA MARINE

Afin d'éviter toutes contaminations due au croisement du produit brute avec le produit traité durant la production, nous proposons les mesures correctives suivantes :

- intégration de la station de purification au sein de l'unité de production (secteur sain) ;
- Séparation des bassins de stockage (secteur souillé) du reste de l'unité de production ;
- rectification de l'acheminement du circuit de production (marche en avant).
- Installation d'une chambre froide
- Séparation des différents compartiments.

VI- Conclusion :

Le développement de l'activité conchylicole, et le démarrage des premières fermes d'élevage, démontrent l'intérêt que porte l'Algérie au secteur de l'aquaculture. En effet, les potentiels considérables en ressources halieutiques c'offre notre cote ne peuvent être négligés.

Toute fois l'évolution des pratiques et des procédés d'élevage traditionnel nous exige une meilleure maîtrise scientifique et cela pour un développement et une optimisation durable de la production aquacole.

Les objectifs principaux de notre travail étaient : (1) de présenter la moule *Mytilus galloprovincialis*, (2) de définir les différents procédés d'élevage et de mettre en évidence le mode d'élevage utilisé sur la ferme ORCA MARINE, (3) d'identifier les éléments environnants qui peuvent influencé la reproduction et l'élevage de la moule, et enfin (4) l'analyse et le contrôle des risques de contamination des moules lors des processus de production.

Dans un premier temps une étude bibliographique de la moule et ces condition de vie pour une meilleur maîtrise de son élevage, a été faite et nous a permis de passer en revu tous les éléments aussi bien naturel qu'entropique qui influent sur sa croissance et sa reproduction.

Par la suit nous avons suivie le processus de production dans la ferme conchylicole ORCA MARINE à savoir :

- Approvisionnement en naissains
- Mise en élevage
- Récolte
- Conditionnement

Au cours de cette étude nous avons relevé aussi l'importance de l'approvisionnement en naissains pour une ferme d'élevage qui est influencé par les conditions du milieu (des conditions défavorables impliqueraient une saison de production compromise). A cet effet nous avons tenté de mettre en place une opération expérimentale de reproduction artificielle in vitro.

Par ailleurs, la réglementation sanitaire aussi bien nationale qu'internationale exige un contrôle continu et stricte du produit et du processus de production, dans ce sens la ferme ORCA MARINE doit se mettre en conformité avec les exigences du marché et offrir un produit de qualité. Pour cela et après analyse des conditions générales de production, nous proposons d'une parts l'application du

plan HACCP qui s'articule autour de différentes étapes, et d'autre part l'amélioration des structures de base tel que la mise en place d'une chambre froide ou l'aménagement de séparations entre les différents compartiments de la production comme proposé dans l'étude sous forme de mesures correctives.

Enfin il conviendra d'accorder un intérêt particulier aux maladies causées par la consommation des moules (PSP, DSP...), ce qui nous a poussé à faire une recherche bibliographique sur ces dernières ainsi que leurs agents pathogènes et les conditions de prolifération (algues toxiques).

Bibliographie

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

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

ARNAUD. P (1966). Croissance comparée de *Mytilus galloprovincialis* (LMK) des étangs de Thau et de Salses Leucate. *Rev .trav. Inst. Pêches marit* ; 30(4), p : 357-364.

AUBY. I & MAURER.D (2004). Etude de la reproduction de l'huître creuse dans le Bassin d'Arcachon : Rapport final, Ed : *IFREMER* ; 327p.

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

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

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

BOMTIS & XAVIER (1991). Les filières pour l'élevage des moules, guide pratique ifremer, 249p.

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

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

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

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

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

DELTREIL J.P, FEUILLET.M, GRAS.P, MARIN.J & MARTEIL.L (1974). La conchyliculture française, première partie : le milieu naturel et ses variations. *Rev. Trav. Inst. Pêches maritimes.* , 38(3), p : 217-237.

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

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

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

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

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

HAOUCHINE, M (1995). Ecologie et biologie de la reproduction de la moule M. G (LMK), au sein d'un écosystème lagunaire saumâtre : le lac EL-MELLAH. Thèse de magister ISN, USTHB, Alger 56p.

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

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

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

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

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

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

KARALI AMINA & ECHIKHE FELLA (2005) aquaculture en Algerie, ISMAL.

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

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

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

LUBET. P (1973). Exposé synoptique des données biologiques sur la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819). Synop F.A.O sur les Pêches (88). P:1-49.

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

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

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

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

webographie.

- [1] : <http://www.glf.dfo-mpo.gc.ca/pe-pe/es-se/mussel-moule/mussel-moule-f.html>
- [2] : <http://www.cnc-france.com1.htm>
- [3] : <http://assoc.wanadoo.fr/maison.baie/mytiliculture.htm>
- [4] : <http://www.culturemarine.fr/page0001002c.html>
- [5] : <http://www.ostrea.org/breves.html>
- [6] : <http://www.fnh.org/naturoscope/Faune/Mollusqu/Menemis/Predat4.htm>
- [7] : <http://www.nouvelouest.com/no/mag/mag/025/a1/art-P46.htm>
- [8] : <http://andrina.free.fr/produits2.htm>
- [9] : http://www.espci.fr/esp/CONF/2004/C04_09/conf09_2004.htm
- [10] : <http://www.plantbio.com/.../prorocentrum%20micans02.jpg>
- [11] : REPHY-espèces toxiques et toxines - - dossier- *Alexandrium* PSP - environnement littoral - Ifremer.htm.
- [12] : <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Bivalvia.html>. "Bivalvia" (On-line), 2002.
 - Animal Diversity Web. Accessed February 03, 2005
 - <http://www.lifesciences.napier.ac.uk/teaching/MB/MBmussel.html> (Text by Paul Read, School of Life Sciences, Napier University, 17 March 2002, page made Paul Tett, updated 20 March 2002.)
- [13] : <http://aida-ineris.fr/textes/directives/text0485.htm>

- www.suivi-erika.info/etudes/projet.php?theme=8&etude=37 : études écotoxicologiques sur la moule suite au naufrage de l'Erika.
- <http://perso.wanadoo.fr/gonzales.manuel/textes/mytilic.html> : Mytiliculture dans la rade de Tamaris (La Seyne sur mer) : méthode aux bouchots
- www.mytiliculture.com : éléments de biologie ; techniques de culture...
- www.moules-galicia.com : méthode galicienne ; processus de production.
- <http://pays-de-la-loire.sante.gouv.fr/envir/secqtx000.html#risque> : tout ce qu'il faut savoir sur les coquillages : activités autour des coquillages, surveillance, risques sanitaires
- <http://www.rnob.be/protection/moule.shtml> : programme LIFE-Nature « Moule perlière ».
- <http://environnement.wallonie.be/crnfb/site/dncp/peche/pdf/peche025.pdf> : génétique de la Truite fario.
- <http://environnement.wallonie.be/crnfb/site/dncp/peche/pdf/peche028.pdf> : étude des populations de moules perlières.
- <http://environnement.wallonie.be/crnfb/>
- www.info-ardenne.com/archives/21-09-01/nature.html : La mulette perlière, trésor en péril...
- <http://mrw.wallonie.be/dgrne/aerw> : annuaire de l'environnement - associations.
- <http://mrw.wallonie.be/dgrne/sibw/organisations/offh/lifemp/espece/cycledevie.htm> : cycle
- www.inra.fr/Internet/Produits/dpenv/inmemc46.htm : la moule perlière, Margaritifera margaritifera

Annexe

UN EXEMPLE SUR UNE INTOXICATION PAR LES MOULES

Une épidémie d'intoxications diarrhéiques dues aux fruits de mer à Anvers, Belgique

A Anvers (Belgique), 403 cas d'intoxication liés à la consommation de coquillages ont été rapportés après l'ingestion de moules bleues. Les symptômes incluaient la diarrhée, des vomissements, des douleurs abdominales, et la nausée. L'analyse des échantillons de selles des patients a permis d'exclure tout autre diagnostic bactérien et viral. Les tests biologiques chez la souris ont révélé la présence de bios toxines spécifiques des dinoflagellés, mises en évidence et quantifiées par CL - SM. Les moules étaient importées du Danemark, et appartenaient à un lot présentant un taux élevé d'acide okadaïque, au delà des normes autorisées.

Le syndrome diarrhéique lié à l'ingestion de coquillages (DSP, diarrhoeic shellfish poisoning) est une intoxication alimentaire due à la consommation de coquillages contenant des bios toxines fabriquées par les dinoflagellés (algues planctoniques). C'est une infection gastro-intestinale sans symptôme neurologique. Les premiers cas ont été rapportés aux Pays-Bas dans les années 1960 (1). Depuis, des épidémies ont été décrites au Japon, en Europe, en Amérique du Sud et en

Extrême-Orient. L'intoxication diarrhéique est provoquée par un groupe de polyéthers, parmi lesquels l'acide okadaïque (AO), les dinophysis toxines (DTX), les pecténotoxines (PTXs), et les yessotoxines (YTXs) (2).

Les études de cas bien documentées sont rares en Belgique et en Europe, ce qui peut s'expliquer en partie par le sous diagnostic et la sous déclaration. Cet article décrit une épidémie d'intoxication diarrhéique faisant suite à la consommation de moules bleues.

L'investigation a débuté lorsque le département des maladies infectieuses de l'Inspection sanitaire (Gezondheidsinspectie) a reçu les déclarations de cas présumés de toxi-infections alimentaires envoyées par différents médecins généralistes.

Matériels et méthodes

Le 1er février 2002, le département de l'inspection sanitaire d'Anvers a été informé de l'apparition d'une maladie suspectée d'être d'origine alimentaire, dans un groupe important d'habitants de Brasschaat et de Schoten, deux villes proches d'Anvers, peu de temps après un repas de moules cuites. D'autres cas ont été rapportés les jours suivants, également associés à la consommation de moules. L'Inspection sanitaire et le département chargé de la sécurité alimentaire du ministère de la Santé ont mené l'investigation. Un cas était défini comme une infection gastro-intestinale symptomatique chez des personnes résidant près d'Anvers, dans les 12 heures suivant la consommation de moules bleues vendues entre le 29 janvier et le 5 février 2002 dans la région d'Anvers. Un cas probable était défini comme une personne ayant pris un repas incluant des moules. Chez un cas confirmé, l'analyse des échantillons de selles a exclu toute autre cause possible d'intoxication diarrhéique. Les cas ont été rapportés spontanément par les médecins généralistes ou détectés après questionnements.

La présence de bactéries, virus et toxines a été recherchée dans les prélèvements fécaux des patients par les laboratoires universitaires de Louvain et de Liège. Le laboratoire de Bruges (Chemiphar) et le laboratoire alimentaire de Liège ont procédé à l'analyse des échantillons de nourriture, pour détecter la présence de bactéries, virus et toxines. Pour la détection et l'identification des bio toxines, des échantillons de moules fraîches ont été envoyés au laboratoire de référence des toxines marines de l'Institut de santé publique (IPH), à Bruxelles

(Belgique), au Marine Institute de Dublin (Irlande) et au Laboratoire européen de référence des bio toxines à Vigo (Espagne). La recherche de bio toxines dans les moules a été effectuée par des tests biologiques chez la souris (protocole de Yasumoto de 1984, modifié pour une application sur la totalité des tissus des moules), et l'analyse chimique a été réalisée par chromatographie liquide couplée à la spectrométrie de masse (CL-SM) (3,4).

Résultats

En tout, 403 cas répondant à la définition de cas d'une gastro-entérite ont été notifiés (figure). Les symptômes apparaissaient rapidement (une demi-heure à trois heures) et se caractérisaient par des vomissements, des douleurs abdominales, des nausées et une diarrhée. La guérison complète est intervenue en deux jours. Une personne a été hospitalisée pour des gastralgies aiguës. L'âge des patients variait entre 5 et 83 ans. Aucun cas n'a été documenté en dehors de la province d'Anvers. Les habitants qui n'avaient pas consommé de moule n'ont pas présenté de symptômes de gastro-entérite. Les symptômes étaient moins sévères pour les personnes ayant consommé quelques moules seulement.

L'analyse bactériologique et virale des prélèvements fécaux des patients n'a pas permis d'isoler de Salmonella, Shigella, Yersinia, E. coli, Campylobacter, Vibrio parahaemolyticus, Rotavirus, SRSVs (small round structured viruses), ni d'entérotoxines staphylococciques.

L'investigation environnementale

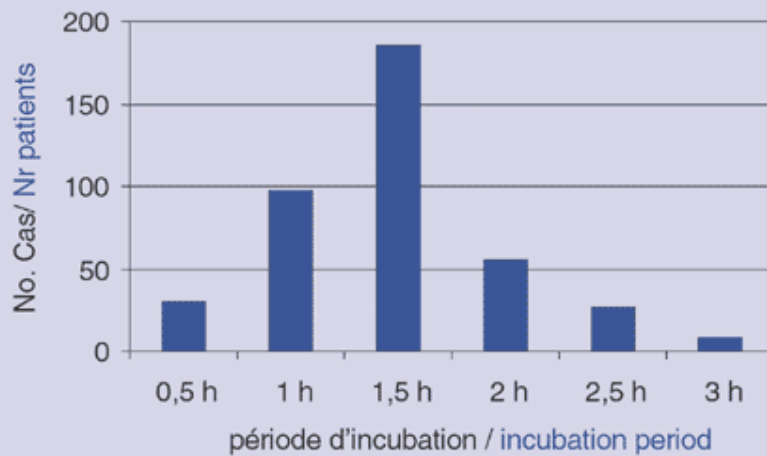
Les moules consommées faisaient partie d'un approvisionnement de 40 tonnes de moules danoises importées pour la vente dans les supermarchés d'Anvers. Les moules ont été élevées et pêchées au Danemark, pour être importées et vendues en Belgique. Les échantillons de moules crues provenant du lot incriminé collectés dans les supermarchés ont donné des résultats négatifs aux tests microbiologiques et virologiques de routine, de même que pour les recherches d'entérotoxines staphylococciques (par Chemiphar Bruges, et le laboratoire virologique de référence de l'université de Liège). Les tests biologiques chez la souris pour la présence d'acide okadaïque, de dinophysis toxines, de pecténotoxines, de yessotoxines et d'azaspiracide dans les échantillons étaient positifs, avec l'apparition d'une prostration, d'hypothermie et de tachycardie chez l'animal, le décès survenant entre deux et cinq heures après une injection intrapéritonéale. La technique de CL-SM a confirmé les résultats du test biologique. L'azaspiracide (AZA- 1) a été isolé dans les échantillons de moules avec une concentration de 5,9 microgrammes/kg de viande. L'acide okadaïque dans sa forme libre avait une concentration de 229 microgrammes/kg de viande, et sous forme conjuguée de diolester, une concentration de 300 microgrammes équivalents OA/kg de viande. En spectrométrie, un pic correspondant à la pecténotoxine PTX-2SA a été mis en évidence, mais cette toxine n'a été quantifiée.

En conclusion,

L'azaspiracide a été isolé dans les échantillons mais en petites quantités, en dessous du seuil autorisé, alors que des acides okadaïques ont été détectés, à des taux supérieurs aux normes autorisées, à des concentrations suffisantes pour entraîner une intoxication chez l'homme et notamment un syndrome diarrhéique lié à l'ingestion de coquillages. Les mesures de lutte ont inclus le retrait de la vente du lot restant des moules importées et le déclenchement de la procédure d'alerte précoce de l'Union européenne. Des informations spécifiques ont été rédigées à l'attention des consommateurs belges

Figure 1

Cas de DSP après la consommation de moules, à Antwerp, Janvier-Février 2002
Cases of DSP after consumption of mussels, Antwerp, January-February 2002.



Discussion :

Le syndrome diarrhéique lié à l'ingestion de coquillages est probablement sous diagnostiqué et sous-déclaré en Belgique et en Europe en général, à cause de ses symptômes non spécifiques, et parce qu'il s'agit d'une maladie bénigne et spontanément résolutive. Cependant, cette épidémie a eu d'importantes répercussions économiques en raison du taux élevé de morbidité. Le diagnostic s'est fondé sur l'observation du tableau clinique, l'absence d'autres agents pathogènes et le contexte épidémiologique lié à l'alimentation. Le DSP a été confirmé grâce à une collaboration internationale entre différents laboratoires de référence européens, et par la mise en évidence de concentrations élevées d'acide okadaïque dans les aliments incriminés épistémologiquement. L'azaspiracide a également été détecté, mais à un niveau inférieur au seuil légal. Cette épidémie illustre la vulnérabilité de la chaîne alimentaire, pour les moules et les fruits de mer. Le suivi de l'épidémie et les relations entre les autorités sanitaires au niveau international ont permis d'en limiter les conséquences. L'ingestion de fruits de mer contaminés provoque des symptômes variables selon les toxines présentes, leur concentration et la quantité de coquillages contaminés consommés. En dehors du syndrome diarrhéique, il existe quatre autres types communs d'intoxications dues à des bio toxines : les intoxications paralytiques, neurotoxiques, amnésiques et l'intoxication à l'azaspiracide. La

PSP (paralytic shellfish poisoning, intoxication paralytique due aux coquillages), due à l'ingestion de dérivés de saxitoxine, se manifeste principalement par des symptômes neurologiques comme des picotements, un échauffement, des vertiges et un discours incohérent.

L'ASP (amnesic shellfish poisoning, intoxication amnésique), provoquée par l'acide domoïque, se caractérise par des troubles gastro-intestinaux et des symptômes neurologiques incluant confusion, perte de mémoire, désorientation, crises et coma. L'intoxication neurotoxique due aux fruits de mer est liée à une exposition aux polyéthers, notamment les brevetoxines. Les patients atteints de DSP présentent généralement des troubles gastro-intestinaux assez bénins : nausées, vomissements, diarrhée et gastralgie, auxquels s'ajoutent des frissons, des céphalées et une fièvre. L'apparition des symptômes dépend de la dose de toxines et peut varier de 30 minutes à 2-3 heures. Une guérison complète est possible en trois

jours (2), après un traitement symptomatique et d'appoint. Les dinoflagellés du genre *Dinophysis* sont responsables des DSP, par la production de bios toxines impliquées dans les intoxications. L'acide okadaïque est une biotoxine lipophile qui inhibe la protéine phosphatase 1 et stimule probablement la phosphorylation qui contrôle la sécrétion de sodium par les cellules intestinales. Cet acide est aussi un inducteur de tumeurs (5,6). Le diagnostic de DSP s'appuie sur les symptômes observés et le récent contexte alimentaire. Il est confirmé par l'identification de la bio toxine dans les coquillages incriminés épistémologiquement. Les tests biologiques par injection intra péritonéale des toxines chez la souris sont utilisés pour détecter la présence des toxines, et des analyses chimiques utilisant la chromatographie liquide à haute pression sert à identifier spécifiquement la toxine impliquée. Dans le but de prévenir les épidémies d'intoxications dues aux fruits de mer, des échantillons de mollusques sont périodiquement collectés et analysés dans les parcs d'élevage. Lorsque le niveau des toxines y dépasse la norme autorisée, les parcs d'élevage sont mis en quarantaine et la vente interdite. L'alerte devrait être donnée aux consommateurs, ainsi qu'aux autorités sanitaires.

References :

1. Aune T, Ynstadt M. Diarrhetic shellfish poisoning. In: IR Falconer, editor. *Algal toxins in seafood and drinking water*. London: Academic Press; 1993. p87-104.
2. CFSAN. Various Shellfish-Associated Toxins. In: *Foodborne Pathogenic Microorganisms and Natural Toxins Handbook*. Maryland, United States: Center for Food Safety and Applied Nutrition; 1993.
(<http://www.cfsan.fda.gov/~mow/chap37.html>)
3. Lee JS, Murata M, Yasumoto T. Analytical methods for determination of diarrhetic shellfish toxins. In: Natori S, Hahimoto K, Ueno Y, editors. *Mycotoxins and Phycotoxins 1988*. Amsterdam: Elsevier; 1989. p327-34.
4. Lee JS, Murata M, Yasumoto T. Fluorometric determination of diarrhetic shellfish toxins by high performance liquid chromatography. *Agricultural and Biological Chemistry* 1987; **51**: 877-81.
5. Haystead TA, Sim AT, Carling D, Honnor RC, Tsukitani Y, Cohen P, Hardy DG. Effects of the tumour promoter okadaic acid on intracellular protein phosphorylation and metabolism. *Nature* 1989; **337**: 78-81.
6. Tripuraneni J, Koutsouris A, Pestic L, De Lanerolle P, Hecht G. The toxin of diarrhetic shellfish poisoning, okadaic acid, increases intestinal epithelial paracellular permeability. *Gastroenterology* 1997; **44**: 100-8.

Figures

Figure I-1 : les classes de mollusques descendraient toutes d'un ancêtre commun hypothétique.

Figure I-2 : *Mytilus edulis*, *Mytilus galloprovincialis*

Figure I-3 : Morphologie de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarch, 1819).

Figure I-4 : aspect intérieur d'une moule.

Figure I-5 : coupe de la coquille.

Figure I-6 : face interne des valves (de W. Deconinck, 1971).

Figure I-7 : moule sortie de sa coquille côté droit (de W. Deconinck, 1971).

Figure I-8 : dissection de la moule (de W. Deconinck, 1971).

Figure I-9 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche) d'après (Marteil, 1976).

Figure I-10 : Respiration de la moule [1]

Figure I-11 : système respiratoire (de Gosling, 2003)

Figure I-12 : système circulatoire (de W. Deconinck, 1971)

Figure I-13 : système nerveux (de W. Deconinck 1971)

Figure I-14 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche) d'après

Figure I-15 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche) d'après (Marteil, 1976).

Figure I-16 : le pied (byssus)

Figure I-17 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue de face) d'après (Boukhroufa, 1987)

Figure I-18 : Air de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* selon (Hosmi, 1978).

Figure I-19 : Courant d'eau qui traverse la moule

Figure I-20 : Anatomie de l'appareil reproducteur de *Mytilus galloprovincialis*.

Figure I-21 : Morphologie simplifiée des grandes étapes de développement larvaire de *Mytilus* sp. (Seed, 1987).

Figure I-22 : Elevage sur parcs

Figure I-23 : Mytiliculture - Système de filières

Figure I-24 : Vues sous-marines des filières

Figure I-25 : avec le courant, une suspension plus légère (peu chargée) se lève plus. Elle vient frotter dessus.

Figure I-26 : deux suspensions de moules qui ont frotté sur l'autre : les moules disparaissent aux endroits de frottement.

Figure I-27 : quand la filière est ramenée à la surface, on peut voir l'inclinaison des suspensions sous l'effet du courant (variable d'une suspension à l'autre).

Figure I-28 : disposition des filières en Méditerranée : dans le sens de la houle et en travers du courant.

Figure I-29 : étoile de mer.

Figure I-30 : bigorneaux perceurs

Figure I-31 : des moules percées par des bigorneaux perceurs

Figure I-32 : les prédateurs (les goélands)

Figure I-33 : la plie

Figure I-34 : une crépidule

Figure I-35 : les balanes collées sur des coquilles de moule.

Figure I-36 : ascidie plissée.

Figure I-37 : des boudins de moules couvertes d'ascidies plissées (tuniciers) à l'Ile du Prince Édouard. Les envahisseurs aquatiques

Figure I-38 : petits crabes (Pinnothères) : Ils se logent dans les moules et sont peut appréciés du consommateur (à gauche, un mâle, à droite, la femelle).

Figure II-1 : schéma général de la filière dans l'eau.

Figure II-2 : position géographique des filières.

Figure II-3 : les filières qui se trouvent à 1000 m de l'infrastructure à terre

Figure III-1 : méthode pour mesurer la longueur et largeur des moules choisis.

Figure III-2 : Méthodes de reproduction par choc thermique

Figure III-3 : femelles expulsent leur produit génital

Figure III-4 : male expulse son produit génital

Figure III-5 : photo de deux géniteurs de moule *Mytilus galloprovincialis* en stade de poste ponte

Figure III-6 : opération de captage

Figure III-7 : Des cordes de coco entre les bouchots.

Figure III-8 : méthode de captage en spirale autour d'une suspension :

Figure III-9 : ce cadre en châtaignier, garni de cordes de coco, est prêt à être accroché sous une filière.

Figure III-10 : Des naissains capter par des fibres de coco.

Figure III-11 : corde de coco : placer en spirale autour de la suspension.

Figure III-12 : « bourses molles » accrochées sous une filière.

Figure III-13 : confection d'une « marseillaise ».

Figure III-14 : confection d'un boudin avec une table percée.

Figure III-15 : fabrication d'un boudin « à l'espagnole » (vue de dessus). : Les moules sont placées dans une trémie (à droite sur la photos) et entraînées, par une vie sans fin, vers le filet pour former le boudin (à gauche sur la photos).

Figure III-16 : enrouler le boudin en spirale autour de la suspension.

Figure III-17 : panier de stockage utilisés dans le pertuis Breton.

Figure III-18 : lavage des moules après récolte.

Figure III-19 : Des bassins pour la purification des moules.

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

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

Figure III-22 : *Dinophysis* vue par ifremer

DINOPHYSIS 198 x 288 pixels - 41 ko

Figure III-23 *Dinophysis* (vivant) /laboratoire Ifremer:

Figure III-24 : Photo : E Nézan/Ifremer

Alexandrium leei-46 48um-lugolé

Figure III-25 : biodidac.bio.uottawa.ca/. ../CAVA048P.jpg 381 x 215 pixels - 32 ko

Figure III-26 : *Prorocentrum micans* 500 x 393 pixels - 13 ko

Résumé :

L'objet de ce mémoire est la synthèse bibliographique des connaissances dans le domaine de la production des moules, sa présentation, définition du mode et des différentes étapes d'élevage utilisé au niveau de la ferme ORCA MARINE et d'identifier les éléments environnants qui peuvent influencé et nuire la production .

Pour évité les risques de contamination des moules lors du processus de production et après l'analyse de ses conditions générale , selon les normes et les exigences du marché national et international qui demande un stricte control du produit et du processus de production, et afin de fournir un produit sain et de qualité supérieur, aux consommateurs ; nous avons proposer d'une part l'application du plan HACCP qui s'articule au tour des différentes étapes et d'autres parts l'amélioration des structures de base.

Summary

The object of this memory is the bibliographical synthesis of knowledge in the field of the production of the moulds, its presentation, definition of the mode and the various stages of breeding used on the level of the firm ORCA MARINE and to identify the surrounding elements which can influenced and to harm the production.

For avoided the risks of contamination of the moulds during the process of production et after general analysis of the conditions of production, according to the standards and the requirements of the national and international market which requires strict a control of the product and production process, and in order to provide a holy product and of superior quality, with the consummators; we have to propose on the one hand the application of the plan HACCP which is articulated with the turn of the various stages and other shares the improvement of the basic structures.