

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE
LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE ALGER

-

POST GRADUATION SPECIALISEE

OPTION : AQUACULTURE ET ICTHYOPATHOLOGIE

**CONTROLE DE LA SALUBRITE DE LA
MOULE D'ELEVAGE « *Mytilus galloprovincialis* »,
PROVENANT DE LA FERME « SEAM »
DE AÏN-TAGOURAÏT - TIPAZA**

Présenté par : M^{elle} HAKKOUM Hassina
M^r SAOUDI Abderrahmane

Soutenu le 11/04/2009.

Le jury :

-Président : M^r ZOUAKH.D, Maître assistant A (EESMAL)

-Promoteur : M^{elle} ALOUACHE.S, Maître assistant A (EESMAL).

-Examineur : M^r ZOUAMBI.B, Maître assistant A. (ENSV).

Année universitaire : 2008/2009

CONTROLE DE LA SALUBRITE DE LA MOULE D'ELEVAGE
« *Mytilus galloprovincialis* », PROVENANT DE LA FERME « SEAM »
DE AÏN-TAGOURAÏT - TIPAZA

Résumé :

Mytilus galloprovincialis est un bio accumulateur d'agents infectieux, de biotoxines marines et de polluants chimiques. Leur consommation peut entraîner des intoxications alimentaires sévères. Le but de notre travail a été le contrôle de la salubrité de la moule d'élevage « *Mytilus galloprovincialis* » prélevée au niveau de la ferme EAM de Ain Tagourait (Tipaza) et ceci durant la période de juillet à Octobre 2008. Les indicateurs fécaux (coliformes fécaux, *E.coli*) recherchés par la méthode des NPP ont été inférieurs à la norme sauf pour le mois d'août où nous avons noté une valeur de 630 *E.coli*/100g mais qui ne dépasse pas la valeur impérative de 1000*E.coli*/100g. Aucune *Salmonelle* n'a été détectée durant les analyses. La recherche des biotoxines ASP et DSP par la méthode de bio-essai sur souris a montré l'absence des toxines dans notre échantillon. Enfin, la quantité du mercure recherché par la méthode de spectroscopie d'absorption atomique (SAA) est de 55,8µg/kg de poids de chair et qui est largement inférieure à la norme fixée par le règlement (CE) soit 0.5mg/kg. En conclusion, Les analyse effectuées ont montré que les moules ne présentaient pas de risque pour la santé du consommateur.

Mots clé : *Mytilus galloprovincialis*, qualité bactériologique, toxines, mercure

Remerciements

En premier lieu, nous remercions dieu

الحمد لله على نعمه

Nous tenons à remercier vivement et exprimer notre gratitude envers :

- ✚ Mademoiselle ALOUACHE S., promotrice, maître assistante classe A à ESSMAL, et membre du laboratoire de Génétique (USTHB) pour sa gentillesse, sa patience, le suivi et l'aide précieuse qu'elle n'a cessé de nous prodiguer tout le long de notre travail.*
- ✚ Monsieur ZOUAKH .D, maître assistant classe A à ESSMAL, pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury.*
- ✚ Monsieur Docteur ZOUAMBI .B, maître assistant classe A à ENSV, pour avoir accepté de juger ce travail.*
- ✚ Monsieur KHABAR K., le propriétaire de la ferme conchylicole, pour sa générosité de nous fournir les moules.*
- ✚ Monsieur DJABALI M., directeur de la pêche et ressources halieutique de la wilaya de Tizi-ouzou, pour Son soutien moral, ses encouragements, l'aide précieuse et d'avoir mis à notre disposition tout les moyens.*
- ✚ Monsieur DJERBAL, directeur de laboratoire régional vétérinaire de D.B.K et son équipe de laboratoire de contrôle de qualité (M^{elle} OUIZA, KAHINA et Mr Belhadj...) pour nous avoir autorisé à réaliser les analyses bactériologiques des moules.*
- ✚ SAIDAL : Les responsables de laboratoire de toxicologie (Dr Zaouani) et de bactériologie et leurs équipes pour la réalisation des tests toxicologiques et l'analyse bactériologique de l'eau.*
- ✚ Monsieur Slimani, Mouali, directeurs d'ONEDD et son équipe (Mr Haous et Mlle SOFIA) pour l'analyse des métaux lourds*
- ✚ A toute les personnes qui par leur soutien moral ont contribué de près ou de loin a la contribution de ce modeste travail.*

Dédicaces

Je m'offre le privilège de dédier ce modeste travail à mes chers parents, qui m'ont soutenu avec persistance, patience et amour.

A mes sœurs : FAYZA, FAYROUZ, SAKINA et leur maries.

A mes frères : MOHAMED, KARIM, KAMEL et TARIK.

A ma belle sœur et mon petit neveu RAYEN ;

A mes nièces : AMEL MASSILIA et LIZA.

A mon neveu : MASTANISSA.

A mes meilleurs amis (e) : NAWEL, YAHYA, FARIDA, RATIBA, FATHI et SIHAM.

A Mon Binome ABEDRRAHMANE SAOUDI

A tout mes collègues de la DPRH du Tizi ousou.

A mon petit BOB.

A tout les vétérinaires de la PGS (2008-2009)

« HASSINA -MELLISSA »

DEDICACE

Tout d'abord, je tiens à dédier ce travail

A la mémoire de Ma mère

*Pour les millions de choses qu'elle m'a données.
Pour les larmes qu'elle a versées pour me sauver.
Pour un coeur fait d'or le plus pur.
Pour ses yeux, qui brillent de la lumière de l'amour durant toute sa vie.
Pour "avoir raison", et elle l'aura toujours.
Pour son amour, sa tendresse, sa compréhension, son amitié,*

Et mon frère Djamel,

*Pour m'avoir montré comment être fort, quand je voulais abandonner.
Pour m'avoir montré comment croire en moi, même quand personne ne le faisait.
Pour m'avoir montré le bon chemin, quand je ne le voyais pas.
Pour m'avoir montré comment donner, quand tout ce que je voulais, c'était recevoir. Merci
Que dieu les accueillent dans son vaste paradis.*

A celui qui m'a indiqué la bonne voie en me rappelant que la volonté fait toujours les grands hommes...

A mon Père.

*Qui nous a donné l'amour d'une vraie maison.
Qui nous a donné le courage de marcher seuls,
Tu as enduré beaucoup de choses juste pour nous,
Ton amour était vrai, feindre tant d'amour serait difficile.
Tu es vraiment un cadeau du bon Dieu.
Seulement Lui a pu te faire avec tant d'amour.*

A mes sœurs et frères, mes nièces et neveux, ma deuxième mère. Et toute ma famille qui ont toujours cru en moi,

A mes amis :

*Melle DJENANE ZAHIA HANANE de l'USTHB
Melle Sihem MERBAH pour sa patience et pour m'aider chaque jour à avancer.
Ma binôme HAKKOUM Hassina.
Melle BEN CHÄABANE Amira.
HASSANI Bachir, LÉROUX Samuel et Olivia FRASSANITO « France »
DOUSE Mohamed et NUMIR MOHAMED « SYRIE »
TOUMI Messaoud, BOUHALI Aissa et Brigitte TURNBLOM « Canada »
FEKHIT Ahmed, SISALEH Abderrahmane, BENSID Abdelkader, et tous mes amis*

A tous mes enseignants et amis du PGS

A vous qui êtes toujours là pour m'aider ou que j'ai connu un jour, Merci pour m'avoir appris ce que je sais et ce que je suis aujourd'hui.

MERCI

SAOUDI Abderrahmane

SOMMAIRE

SOMMAIRE

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

I. INTRODUCTION

01

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

II. GENERALITE

II.1. Description de la moule *Mytilus galloprovincialis*

02

II.1.1. La coquille

03

II.1.2. La charnière et le ligament

03

II.1.3. Le corps

04

II.1.3.1. Le manteau

04

II.1.3.2. Les Muscles adducteurs

04

II.1.3.3. Pied

04

II.1.3.4. Système respiratoire

05

II.1.3.5. Système digestif

05

II.1.3.6. Système reproducteur

05

II.1.3.7. Système circulatoire

05

II.1.3.8. Système excréteur

05

II.1.3.9. Système nerveux

06

II.2. Mode trophique

06

II.2.1. Température

06

II.2.2. La Salinité

06

II.2.2.3. Oxygène dissous

06

II.3. Valeur nutritive

07

II.4. Répartition géographique et habitat

07

II.5. La mytiliculture

09

II.5.1. L'élevage sur les bouchots

09

II.5.2. L'élevage à plat

09

II.5.3. L'élevage en suspension

10

II.5.4. La culture en surélevé

10

II.6. Les risques sanitaires liés à la consommation des coquillages

10

II.6.1. Les Bactéries

10

II.6.1.1. La flore saprophyte

10

II.6.1.2. Les bactéries pathogènes

11

II.6.1.2.1. *Staphylococcus aureus*

11

II.6.1.2.2. *Vibrio*

11

II.6.1.3. La flore indicatrice

13

II.6.1.3.1. Coliformes Totaux

13

II.6.1.3.2. Coliformes fécaux

14

II.6.1.3.3. *Esherichia coli*

14

II.6.1.3.4. *Streptocoques* fécaux

14

II.6.1.3.5. *Clostridium sulfitoréducteur*

15

II.6.1.3.6. Les *Salmonelles*

15

II.6.1.4. Survie des bactéries en milieu marin

15

II.6.1.5. Aspect réglementaire

16

II.6.2. Les Biotoxines

16

II.6.2.1. Les toxines diarrhéiques (Diarrhetic Shellfish Poisons, DSP)	17
II.6.2.2. les toxines paralysantes (Paralytic Shellfish Poisons, PSP)	18
II.6.2.3. Les toxines amnésiantes (Amnesic Shellfish Poisons, PSP).	19
II.6.2.4. Epidémiologie des phycotoxines .	20
II.6.3. La Bioaccumulation des métaux lourds	20
II.6.3.1. Les métaux en milieu marin	20
II.6.3.2. Les principaux métaux lourds	21
II.6.3.2.1. Le mercure	21
II.6.3.2.2 Le cadmium	22
II.6.3.2.3. Le plomb	22
II.6.3.2.4. Le cuivre	23
II.6.3.2.5. Le zinc	23
II.6.3.3. Risque sanitaire	23
II.6.3.4. Aspect réglementaire	24

PARTIE EXPERIMENTALE

III. MATERIELS ET METHODES

	25
III.1. Présentation de la zone de prélèvement	26
III.2. Analyse des paramètres physico-chimiques	26
III.3. Prélèvement et transport des échantillons	26
III.4. Analyse microbiologique	26
III.4.1. Analyse microbiologique de la moule	26
III.4.1.1. Préparation de l'échantillon de moule (homogénat)	26
III.4.1.2. Dénombrement de la flore totale	26
III.4.1.3. Dénombrement des germes fécaux par la méthode des NPP (Nombre le plus probable)	27
III.4.1.3.1. Recherche des coliformes totaux	27
III.4.1.3.2. Recherche des coliformes thermotolérants – <i>Escherichia coli</i>	28
III.4.1.3.3. Dénombrement des <i>Streptocoques fécaux</i> « <i>Enterococcus</i> » par la méthode des NPP	28
III.4.1.3.4. Recherche et dénombrement des spores de <i>Clostridium</i> sulfitoréducteurs:	28
III.4.1.4. Recherche des germes pathogènes dans la moule	29
III.4.1.4.1. Recherche de <i>Salmonella</i>	29
III.4.1.4.2. Recherche de <i>Staphylococcus aureus</i>	29
III.4.2. Analyse microbiologique de l'eau	30
III.4.2.1. Dénombrement des germes fécaux par la méthode de filtration	30
III.4.2.1.1. Dénombrement des coliformes totaux, fécaux et <i>E.coli</i> par la méthode de filtration	30
III.4.2.1.2. Dénombrement des <i>Streptocoques</i> fécaux par la méthode de filtration	30
III.4.2.2. Recherche des germes pathogènes dans l'eau de mer	30
III.4.2.2.1. Recherche de <i>Salmonella</i>	30
III.5. Analyse toxicologique	31
III.5.1. Recherche de la biotoxine paralysante PSP (Paralytic shellfish poison)	31
III.5.1.1. Préparation de l'échantillon	31
III.5.1.3. Extraction de la PSP	31
III.5.1.4. Epreuve de bioessai sur souris	31
III.5.2. Recherche de l'entérotoxine DSP (diarrhétic shell fish poison)	32
III.5.2.1. Préparation de l'échantillon	32
III.5.2.2. Extraction de la DSP	32
III.5.2.3. Epreuve de bioessai sur souris	32
III.6. Analyse des métaux lourds	33
III.6.1. Analyse des métaux lourds par spectrométrie d'absorption atomique « SAA »	33

III.6.2	Préparation de l'échantillon	33
III.6.3.	Minéralisation des échantillons	33
III.6.3.1.	Pour l'analyse du Cd, Ph, Zn et Cu	33
III.6. 3.2.	Pour l'analyse du Hg	33
III.6. 4.	La spectrométrie d'absorption atomique « SAA »	34
IV.	RESULTATS	
IV.I.	Résultats des paramètres physico-chimiques	35
IV.1.1.	Température	35
IV.1.2.	Salinité	36
IV.1.3.	PH (potentiel Hydrogène)	36
IV.2.	Résultat des analyses bactériologiques des Moules et de l'eau de mer	37
IV.2.1.	Dénombrement mensuel des indicateurs de contamination dans l'eau de mer	37
IV.2.1.1.	Coliformes totaux	37
IV.2.1.2.	Coliformes thermotolérants (fécaux) et E. Coli	37
IV.2.1.3.	<i>Streptocoques</i> fécaux	37
IV.2.2.	Dénombrement mensuel des indicateurs de contamination dans les moules	39
IV.2.2.1.	La flore totale	39
IV.2.2.2.	Coliformes totaux	39
IV.2.2.3.	Coliformes thermotolérants (fécaux)	39
IV.2.2.4.	<i>Escherichia coli</i>	39
IV.2.2.5.	<i>Streptocoques</i> fécaux	40
IV.2.2.6.	<i>Clostridium sulfitoréducteur</i>	40
IV.2.3.	Recherche des pathogènes	40
IV.2.3.1.	Salmonélla dans l'eau et la moule	40
IV.2.3.2.	Staphylococcus aureus	40
IV.3.	Résultats des analyses toxicologiques	42
IV.4.	Résultats des analyses des métaux lourds	42
V.	DISCUSSION	43
VI.	CONCLUSION	45
VII.	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	46
VII.	ANNEXES	

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Moule de la ferme aquacole SEAM sis à Ain Tagourait	02
Figure 2 : Anatomie interne de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	03
Figure 3 : Aspect intérieur et extérieur de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	04
Figure 4 : Répartition géographique des bivalves dans le monde.	08
Figure 5 : Le genre <i>Dinophysis</i> et la structure de l'acide okadaïque (toxine DSP)	05
Figure 6 : <i>Alexandrium</i> et la structure de la saxitoxine (PSP toxine).	06
Figure 7 : Pseudo-nitzschia et la structure de l'acide domoïque (ASP toxine)	19
Figure 8 : Positionnement de la ferme mytilicole «SEAM ».	25
Figure 9 : Variation mensuelle de la température à la surface.	35
Figure 10 : Variation mensuelle de la salinité	36
Figure 11 : Variation mensuelle du pH.	36
Figure 12 : Résultats des analyses bactériologiques de l'eau de mer.	38
Figure 13 : Résultats des analyses bactériologiques de la moule.	38
Figure 14 : Résultats de l'analyse bactériologique de l'eau de mer et de la moule pour les trois échantillons.	41

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Valeur nutritive de <i>mytilus galloprovincialis</i> pour 100 g de chair.	07
Tableau2 : Principaux indicateurs microbiologiques et principaux microorganismes pathogènes trouvés dans les mollusques bivalves.	11
Tableau 3 : Les principaux maladies causées par la consommation des fruits de mer (moule et autres).	12
Tableau 4 : Critère de qualité d'une zone conchylicole.	16

LISTE DES ABREVIATIONS

PSU : unité de salinité pratique.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

II.GENERALITE

II.1. Description de la moule *Mytilus galloprovincialis* :

Les moules sont des mollusques appartenant à la classe des bivalves ou lamellibranches. Il existe plusieurs classifications des lamellibranches selon que les auteurs tiennent compte de la forme de la coquille, de celle de la charnière ou de la structure des branchies. Les caractères fournis par ces dernières permettent de distinguer quatre ordres. Celui des filibranches, auquel appartiennent les moules, comprend les animaux dont les branchies sont constituées de filaments réfléchis et unis simplement par des touffes de cils (MARTEIL, 1976).

* **Systematique** : Elle est basée sur les caractères définis par LUBET(1959).

Embranchement : Mollusque

Classe : Bivalves

Sous classe : Metabranchia

Super ordre : Filibranchia

Ordre : Pteriomorpha

Super-Famille : Mytiloidea

Famille : Mytilidae

Genre : *Mytilus*

Espèce : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819)



Figure 1 : Moule de la ferme aquacole SEAM Sis à Ain Tagourait

La moule *Mytilus galloprovincialis* a une taille maximale de 15cm (ELZIERE PAPAYANNI, 1993)
Elle est formée de l'extérieur vers l'intérieur de (figure 2) :

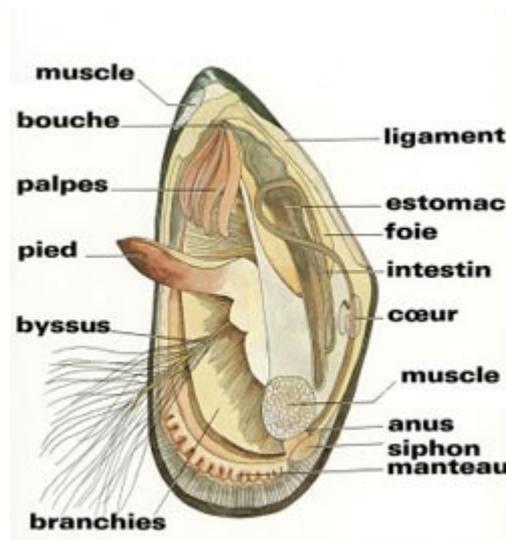


Figure 2 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (MARTEIL, 1976).

II.1.1. La coquille :

La coquille est composée à 95 % de carbonate de calcium cristallisé sous forme de calcite ou d'aragonite. Chez les moules des mers méditerranéennes, la couche prismatique est en calcite et la couche nacréée en aragonite alors que les espèces tropicales ont une coquille entièrement constituée d'aragonite. (MARTEIL, 1976).

Vu de l'extérieur la coquille généralement bleu-noire, apparaît plus ou moins renflée, pointue à l'extrémité antérieure et arrondie à l'extrémité postérieure. Elle comprend deux valves, droite et gauche égales unies par un ligament situé le long de la charnière dorsale (QUERO et al, 1998). A partir du crochet, on peut observer des fines stries concentriques qui représentent les étapes de la croissance de l'animal (MARTEIL, 1976).

A l'intérieur, la couleur des valves est bleu-ardoisé 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 rétracteurs du pied, etc. (MARTEIL, 1976)

II.1.2. La charnière et le ligament :

La charnière est réduite et l'union des valves est assurée à peu près exclusivement par le ligament. Ce dernier offre l'aspect d'une étroite bande brunâtre qui court le long de la charnière. Comme chez tous les bivalves, il est essentiellement formé de conchyoline (substance apparentée à la chitine) et est constitué d'une partie externe qui est étirée lors de la fermeture des valves et

d'une partie interne que cette fermeture comprime. Ces deux couches, par leur élasticité, tendent à provoquer l'ouverture de la coquille (GRASSE et al., 1961).



Figure 3 : Aspect intérieur et extérieur de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) (www.wikipedia.org).

II.1.3. Le corps :

I.1.3.1. Le manteau :

Le manteau, dont la couleur va du blanc au jaune plus ou moins foncé, présente deux lobes (droit et gauche) qui adhèrent étroitement au corps dans la région dorsale. Ils sont partiellement soudés dans la zone antérieure (capuchon céphalique) et forment dans la zone postérieure une boutonnière ou siphon exhalant, orifice de sortie de l'eau. Sur la face ventrale, les bords des deux lobes sont libres et délimitent la cavité palléale. Dans l'angle qu'ils forment en avant de la boutonnière se trouve le «velum». Le manteau participe à la respiration grâce à un échange direct de gaz avec l'eau environnante et accumule des réserves. Il assure la formation de la coquille, sa calcification et la sécrétion du ligament (MARTEIL ,1976).

II.1.3.2. Les Muscles adducteurs :

Composés de deux parties distinctes : une partie vitreuse, translucide, faite de fibres striées à contractions rapides mais de courte durée (fibres phasiques) et une partie nacrée, plus opaque, faite de fibres lisses à contractions lentes et durables (fibres toniques, qui maintiennent la coquille fermée pendant de longues périodes). Il existe toutefois des bivalves à muscles homogènes, soit entièrement vitreux, soit entièrement nacrés (MARTEIL ,1976).

II.1.3.3. 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 de cellules glandulaires. Ce sillon aboutit à une cavité byssogène débouchant à l'extérieur (MARTEIL, 1976).

II.1.3.4. Système respiratoire :

Les branchies sont au nombre de deux. Elles sont reliées à la masse viscérale par l'intermédiaire de l'axe branchial, chacune est constituée de deux rangées de filaments aplatis. En plus de leur rôle dans la respiration, les branchies jouent un rôle extrêmement important dans l'alimentation en retenant les planctons.

II.1.3.5. Système digestif :

La bouche, située à la partie antérieure du corps, est une ouverture transversale dont les lèvres se continuent de part et d'autre par deux paires de palpes labiaux. L'oesophage, très court, débouche dans l'estomac, qui présente un long diverticule aveugle, le coecum du stylet. L'intestin fusionne dans sa partie antérieure avec le coecum du stylet et se termine par le rectum qui traverse le ventricule du coeur. L'anus est situé près du siphon exhalant, sous le muscle adducteur postérieur (MARTEIL, 1976)

II.1.3.6. Système reproducteur :

Les moules sont des animaux à sexes séparés et leurs gonades s'étendent de façon diffuse dans le manteau. Au moment de la maturité sexuelle, ce dernier présente un aspect particulier avec des zones femelles rouge orangé et des zones males blanc-jaunâtres. La fécondation externe a lieu dans la cavité palléale de la femelle. La moule présente un cycle de reproduction annuel avec deux phases; phase planctonique où les larves sont capables de nager sans que la coquille soit fermée, et une phase sédentaire, la larve arrivée au moment de sa métamorphose et ayant un support convenable pour se fixer (MARTEIL, 1976).

II.1.3.7. Système circulatoire :

Le coeur, situé sur la face dorsale du mollusque comprend deux oreillettes et un ventricule. Il est entouré d'une mince membrane transparente : le péricarde, (MARTEIL, 1976).

II.1.3.8. Système excréteur :

Le système excréteur comprend deux reins, disposés de chaque côté du corps entre le péricarde et le muscle adducteur postérieur, les reins ont la forme de tubes recourbés en U et communiquent avec la cavité péricardique d'une part et la cavité palléale d'autre part (MARTEIL, 1976).

II.1.3.9. Système nerveux :

Le système nerveux est rudimentaire et décentralisé. Il comporte trois paires de ganglions : les ganglions cérébro-pleuraux, de chaque côté de la bouche ; les ganglions pédieux, à la base du pied, et les ganglions viscéraux, près du muscle adducteur postérieur ; de nombreux nerfs, issus des ganglions, des commissures et des connectifs, innervent les différentes parties du corps (MARTEIL, 1976).

II.2. Mode trophique :

Comme tous les filtreurs, la moule vit pour l'essentiel, aux dépens des particules en suspension dans l'eau (diatomées, dinoflagellés, des débris organiques et inorganiques, bactéries et les fragments d'algues) (DARDIGNAC-CORBEIL, 1989). Ces dernières, sont attirées par un courant d'eau créée par les bandes ciliaires et dirigées vers les sillons marginaux ou dorsaux et convoyées vers les palpes labiaux et la bouche. La filtration est exclusivement intracellulaire, les éléments non digérés sont rejetés avec les fèces dans le milieu extérieur (MARTEIL, 1976). Les moules filtrent de grandes quantités d'eau (100 litres d'eau par jour) ce qui entraîne une concentration importante de micro-organismes et des substances présents naturellement ou accidentellement dans l'eau (ELZIERE-PAPAYANNI, 1993). Cette filtration peut se faire pendant 18 à 24h par jour sans interruption avec une vitesse moyenne de 20l/h (MARTEIL, 1976). Cependant cette filtration varie en fonction des différents paramètres à savoir :

II.2.1. Température :

La majorité des bivalves marins tolèrent une large gamme de température qui oscille entre **-3° C** et **44° C** (GOSLING, 2003). *Mytilus galloprovincialis* trouve une très bonne filtration entre **23° C** et **28° C**. Elle est ralentie en dehors de cet intervalle (MARTEIL, 1976 ; RIVA et MASSE, 1993).

II.2.2. La Salinité :

Mytilus galloprovincialis trouve une bonne filtration entre **30 PSU** et **38 PSU**. En dehors de cet intervalle la filtration est ralentie voire même stoppée pour des valeurs inférieures à **15 PSU** ou supérieures à **40 PSU** (RANZONI, 1963 in Marteil, 1976).

II.2.3. Oxygène dissous :

Chez *Mytilus galloprovincialis*, la filtration nécessite au minimum un apport de 3mg/l d'oxygène dissous (MARTEIL, 1976).

II.3. Valeur nutritive :

Les moules constituent pour l'homme une source de nourriture, en raison de leur teneur en protéine, glucides et lipides (tableau 1). Elles sont riches en sels minéraux, calcium, magnésium, fer, iode, potassium et chlorure de sodium et elles présentent des teneurs intéressantes en vitamines, A, B et C (APFELBAUN et al, 2004). Les moules contiennent également des acides gras insaturés comme les acides docosa-hexaénoïque (ADH) et eicosapentaénoïque (AEP) qui sont indispensables au maintien d'une bonne santé (HULSE, 1995).

Tableau 1 : Valeur nutritive de *Mytilus galloprovincialis* pour 100g de chair (IFREMER, 1994)

Composants	Quantité
Protéines	10,4 g
Lipides	1,9 g
Hydrate de carbone	1,9 g
Eau	85,4 g
Iode	0,035 g
Calcium	80 mg
Fer	4,5 mg
Magnésium	23 mg
Vitamine B1 (Thiamine)	0,1 mg
Vitamine B2 (Riboflavine)	0,14 mg
Vitamine A C et D	Calories : 62

II.4. Répartition géographique et habitat :

Mytilus galloprovincialis est une espèce côtière, rencontrée dans les eaux où les changements thermiques saisonniers se font largement sentir, présente aussi bien dans des régions soumises à des hivers rudes (7 à 8 °C de moyenne) qu'à des étés chauds (26 à 29 °C) (HAOUCHINE, 1995). Elle possède une aire de répartition géographique très étendue, Lubet (1959) a signalé sa présence sur les côtes de mer Noire, de l'Adriatique de la méditerranée septentrionale, sur les côtes Atlantiques de la France, de l'Espagne, du Portugal, du Maroc et jusqu'en Manche occidentale.

En fait, cette espèce est Lusitano-Méditerranéenne bien qu'elle ait été récoltée en Angleterre et 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 ; GOSLING, 2003).

La moule de méditerranée est un animal benthique, fixé par son byssus sur des fonds très variés durs (rocheux, graveleux) ou mêmes meubles (sableux, vaseux) (POUTIERS, 1993) Elle prolifère, en outre, dans des zones soumises à des fortes pollutions bactériologiques (zones portuaires et sorties d'égouts), ainsi que dans des zones riches en phytoplancton et en matière organiques dissoutes ou en suspension comme les étangs et les lagunes (HAOUCHINE, 1995). 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 20 m (SEED, 1976, in BENKHAIRA et al., 1999), voir 30 à 40 m (QUERO et al., 1998).

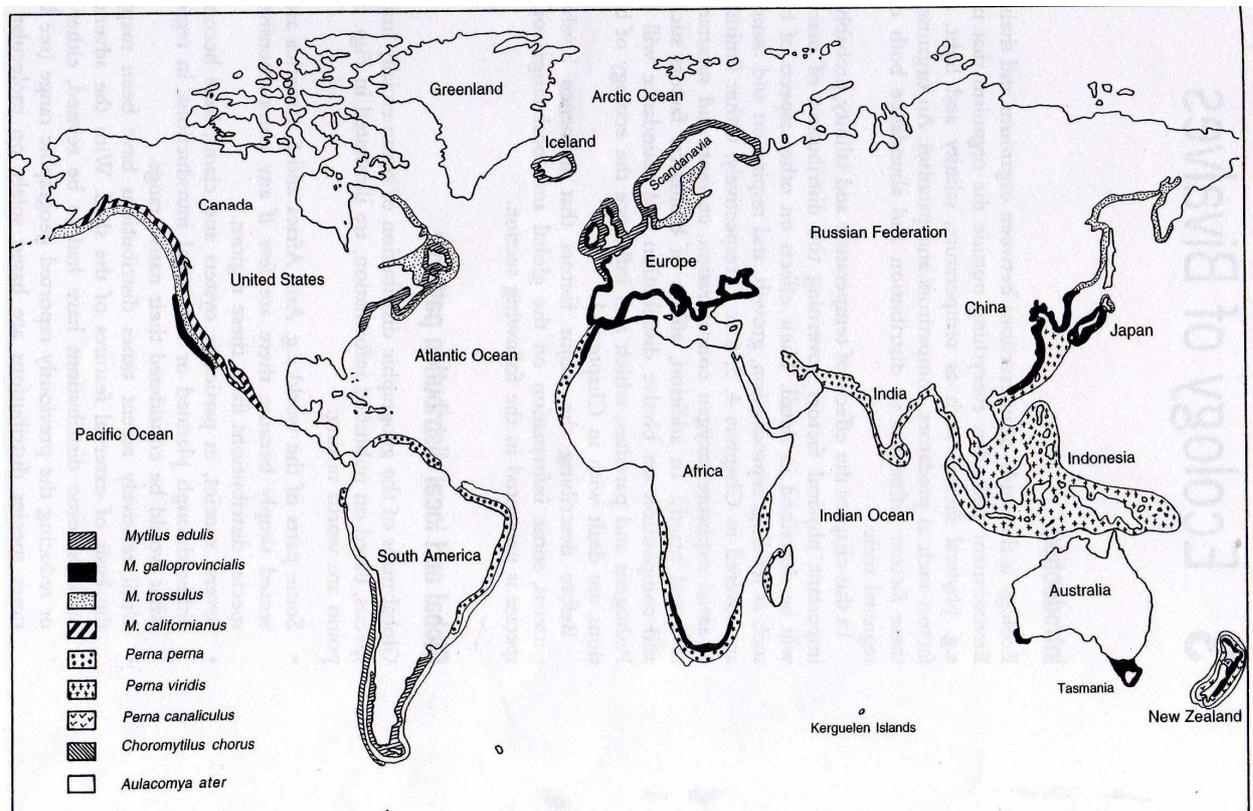


Figure 4 : La répartition géographique des bivalves dans le monde (GOSLING, 2003).

II.5. La mytiliculture : (MARTEIL, 1979)

L'élevage des moules consiste à recueillir dans leur milieu naturel des individus jeunes, puis à les déposer dans des parcs à l'abri des prédateurs dans un milieu favorable à leur développement.

Les premiers parcs à moules furent établis entre 25 000 et 300 000 t par an, la mytiliculture se place au deuxième rang derrière l'ostréiculture, parmi les cultures des coquillages.

Les installations d'élevage varient considérablement selon la région, si toutes tendent à replacer le mollusque dans ses conditions naturelles (vie sessile avec fixation, par byssus, en grappe ou en

amas plus ou moins abondants), il est certain que les modalités du parcage doivent être adaptées aux divers caractères des zones considérées.

Ces coquillages s'adaptant parfaitement à n'importe quelles conditions de vie, il est facile de les élever partout en bassins artificiels.

Quel que soit le système utilisé, le travail du mytiliculteur consiste toujours à approvisionner ses installations en sujets jeunes, à y maintenir des densités convenables en effectuant des dédoublements ou éclaircissements périodiques, à défendre le mieux possible le mollusque contre les épibiontes concurrents (balanes, crépidules, ascidies, algues, etc..) ou gênants ou contre les prédateurs (gastéropodes, étoiles de mer, poissons broyeurs, etc.)

Les récoltes qui étant donné le chevauchement des générations, ont lieu en toute saison, sont suivies de tri et de nettoyage des produits avant l'emballage et l'expédition.

Les possibilités de développement de la mytiliculture dans le monde sont énormes, aussi bien sur les côtes d'Amérique du Nord et l'Amérique du Sud que sur les côtes asiatique. Ce développement présenterait d'autant plus d'intérêt que ces mollusques constituent une source de protéines de haute qualité relativement facile à exploiter. L'élevage de moule se pratique de différentes façons selon les régions, on peut distinguer :

II.5.1. L'élevage sur les bouchots :

Adaptés aux zones où les marées présentent une grande amplitude. Les bouchots consistent en rangées de pieux hauts d'environ 2 m et séparés par une distance de 1 m, chaque bouchot est long d'environ 50 m.

II.5.2. L'élevage à plat :

Les moules sont déposées à même le fond, pour cela, il faut que le substrat soit dur et ne se découvre pas à marée basse, il exige un brassage et un contrôle fréquents des mollusques, afin qu'ils ne se recouvrent pas de la vase qu'ils filtrent.

II.5.3. L'élevage en suspension :

Typique des zones à marées faibles, les moules sont déposées sur des supports de cordes ou de filets ensuite immergés et attachés sur des traverses horizontales installées au-dessus de l'eau, ce procédé est surtout utilisé en méditerranée.

II.5.4. La culture en surélevé :

On peut considérer que ce mode de culture est actuellement au stade expérimental. Il est apparu récemment sur la côte est du Cotentin et prendra sans doute un peu d'extension, mais il reste encore, pour le moment, peu important.

L'élevage en surélevé consiste à mettre les jeunes moules dans des poches en plastique qui sont elles-mêmes installées sur des tables métalliques. Cette technique, très utilisée en ostréiculture, présente des avantages mais aussi des inconvénients. L'avantage le plus important est qu'une fois mises en poches, les moules sont à l'abri de prédateurs comme les oiseaux qui causent des ravages importants dans certains secteurs. En outre, si les mollusques n'ont pas été trop tassés au départ, ils peuvent, apparemment, effectuer toute leur croissance sans entretien important. En revanche, dans certains endroits, les tables favorisent l'envasement. Enfin, le coût du matériel est assez élevé.

II.6. Les risques sanitaires liés à la consommation des coquillages :

Les bivalves dans le milieu marin jouent un rôle de « piègeurs » de bactéries en raison de leur capacité de filtration importante d'une part et d'autre part ils donnent la chance de survie aux bactéries qu'elles retiennent. Cette accumulation dépend de la nature des germes et de l'état physiologique des bivalves (GUILLAUD et ROMANA, 1996).

Les risques liés à la consommation des coquillages sont essentiellement liés à quelques bactéries, virus et toxines. Dans notre étude, nous nous intéressons uniquement aux problèmes bactériens et toxicologiques.

Les coquillages consommés crus ou peu cuits, peuvent être à l'origine de toxi-infections alimentaires collectives (TIACs) sporadiques ou épidémiques (MONFORT, 2003).

II.6.1. Les Bactéries :

II.6.1.1. La flore saprophyte :

La composition de la microflore commensale chez les bivalves est conditionnée par les conditions de l'environnement dont la température, la salinité et l'oxygène, sont les paramètres les plus importants. Cette flore saprophyte généralement non pathogène est représentée chez les bivalves par les genres : *Psychrobacter*, *Pseudomonas*, *Acinetobacter*, *Shewanella*, *Flavobacterium*, *Cytophaga* et *Vibrio*. L'exploitation côtière des bivalves reflète les influences terrestres qui engendrent la présence d'autres bactéries d'origine anthropique tels que les entérobactéries et les entérocoques (CHINA et al, 2003).

II.6.1.2. Les bactéries pathogènes :

Ces bactéries proviennent généralement d'une pollution anthropique (les rejets urbains et agricoles). Les principales bactéries impliquées dans des cas d'intoxication alimentaire souvent sporadique lors de la consommation des bivalves, sont celles appartenant au genre *Vibrio* (*V.parahaemolyticus*, *V.algineticus* et *V.vulnificus*) et *Clostridium* représenté principalement par *C.botulinum* et *C.perfringens*. (HACKNEY et DICHARRY, 1988.in CHINA et al ; 2003). Cependant, plusieurs autres pathogènes comme *Salmonella*, *Listeria monocytogènes*,...etc,

ont également été isolés (Tableau 2) (ELLIOT et KVENBERG, 2000 ; RACOURT et al.2000.in CHINA 2003).

Tableau 2: Principaux indicateurs microbiologiques et principaux microorganismes pathogènes trouvés dans les mollusques bivalves (CHINA et al, 2003).

Bactéries		
Indicateurs	Pathogènes principaux	Pathogènes secondaires
<i>Escherichia coli</i> <i>Clostridium perfringens</i> <i>Salmonella sp</i>	<i>Vibrio cholera</i> O1 et O139 <i>Vibrio parahaemolyticus</i> <i>Vibrio vulnificus</i> <i>Clostridium botulinum</i>	<i>Campylobacter jejum</i> <i>Shigella sp</i> <i>Edwardsiella tarda</i> <i>Pleisomonas shigilloides</i> <i>Listeria monocytogenes</i> <i>Yersinia enterocolitica</i> <i>E.coli</i> O157: H7 <i>Staphylococcus aureus</i>

II.6.1.2.1. *Staphylococcus aureus* :

Bactérie appartenant à la famille des *Micrococcaceae*, les *Staphylocoques* entéropathogènes (*Staphylococcus aureus*) produisent des entérotoxines thermostables responsables de toxi-infections alimentaires, Ce sont des exotoxines qui provoquent une salivation importante et l'apparition de nausées et vomissement sans fièvre. (LARPENT, 1997).

II.6.1.2.2 *Vibrio* :

Le genre *Vibrio* est assez hétérogène. Il regroupe des bacilles à gram négatif, anaérobies facultatifs, oxydase positif et mobiles. La croissance des *vibrio* est toujours stimulée par l'ion Na⁺, mais les besoins en NaCl dans le milieu varient selon les espèces. Les principales espèces pathogènes associées aux fruits de mer sont : *Vibrio Parahaemolyticus*, *Vibrio Alginiticus* et *Vibrio Vulnificus*.(LARPENT,1997).

Tableau 3: Les principales maladies causées par la consommation des fruits de mer (moule et autres) (SURTA et al, 1998 ; SINGLETON, 1999)

Maladies	Micro-organismes responsables	Symptômes	Site d'attaque	Durée totale de TIA d'origine microbienne	Véhicule de transmission	Hôte	Réservoir
Gastro-entérite	Esherichia coli Entérotoxino-gène (ETEC)	-Diarrhée liquide non sanguinolente, -Crampes légères, nausées peu de fièvre	Intestin	De 3 jours à 3 semaines.	Coquillage ou fruits de mer	Enfants moins de 4 ans et personnes âgées	Matières fécales humaines
	Esherichia coli Entero-hémorragique (EHEC)	-Vomissements, Crampes abdominales. -Diarrhée très liquide contenant uniquement du sang, pas de fièvre, parfois la mort.	Système nerveux central, intestin, cœur, rein	<24h	Coquillage ou fruits de mer		Matières fécales humaines
	Esherichai coli Entéro-pathogène	Des graves diarrhées liquide, nausées, vomissements, crampes abdominales, céphalites et fièvre.	Intestin, parfois l'intestin grêle	2 semaines.	Coquillage ou fruits de mer	Nourrissants	Matières fécales humaines
Salmonellose	Salmonelle	Diarrhée, Fièvre, douleurs abdominales et vomissements	Voie gastro-intestinale, intestine grêle, le gros intestin	10 jours et 24 jours	Coquillage	Personnes âgées	Tube digestif des mammifères y compris l'homme.
Toxi-infection alimentaire rare	Streptocoques fécaux		Voie gastro-intestinale, intestine grêle, le gros intestin		Fruits de mer	Enfants et personnes âgées	

II.6.1.3. La flores indicatrices :

Durant ces dernières décennies, la mariculture a beaucoup évolué. Les progrès zootechniques ont permis une augmentation conséquente de la production conchylicole. Certains bassins souffrent malheureusement d'un problème de surproduction auquel s'ajoutent les aléas du captage naturel.

L'impact des maladies sur la conchyliculture est important. D'un point de vue économique et social, il s'est avéré nécessaire de mettre en place une réglementation s'appuyant sur la présence ou l'absence d'agents infectieux reconnus pathogènes. Celle-ci a pour objectif d'éviter des transferts incontrôlés qui pourraient hypothéquer sérieusement l'avenir de cette profession.

On appelle un indicateur bactériologique, une bactérie dont la présence et/ou la quantité à un endroit révèle un problème écologique au sens large, les indicateurs bactériens de contamination fécale sont des germes tests dont le nombre est représentatifs de la qualité sanitaire de la denrée (ELZIERE-PAPAYANNI, 1993) et de la présence des germes fécaux pathogènes d'origine humaine et animale. Ils sont caractérisés essentiellement par leur apparence à la flore fécale, et par leur facilité de détection et d'identifications, et leur présence dans le même environnement que les germes pathogènes mais en nombre plus élevé. Ces germes test sont principalement les coliformes totaux, coliformes fécaux et les *Streptocoques fécaux* (GUILLAUD, 1991).

II.6.1.3.1. Coliformes Totaux :

Les coliformes sont utilisés depuis très longtemps comme indicateurs de la qualité microbienne parce qu'ils peuvent être indirectement associés à une pollution d'origine fécale. Les coliformes totaux sont définis par l'organisation internationale de standardisation (ISO), comme étant des bactéries en forme de bâtonnet, non sporogènes, gram négatifs, oxydase négatif, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaries ou d'autres agent de surface possédant des activités inhibitrice similaire, et capables de fermenter le lactose (et le mannitol) avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 - 37°C. Les principaux genres inclus dans le groupe sont : *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella* et *Serratia* (RODIER et al ; 2005). La presque totalité des espèces sont non pathogènes et ne représentent pas de risque direct pour la santé (OMS, 2000), à l'exception de certaines souches d'*Escherichia coli* ainsi que de rare bactéries pathogènes opportunistes (CHINA et al, 2003).

II.6.1.3.2. Coliformes fécaux :

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermotolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux possédants les mêmes caractères cités précédemment et sont capables de fermenter le lactose

à une température de 44,5°C (RODEIR et al ; 2005). L'espèce la plus fréquemment associée à ce groupe bactérien est *Esherichia coli* (80-90% des themotolérants détectés) et, dans une moindre mesure, certaines espèces des genres *Citrobacter* , *Enterobacter* et *Klebsiella*. Bien que la présence de coliformes fécaux témoigne habituellement d'une contamination fécale, plusieurs coliformes fécaux proviennent des matières organiques tels que les effluents industriels du secteur des pâtes et papiers ou de transformation alimentaire (BARTHE et al ; 1998 ; OMS, 2000) ; c'est pourquoi il serait plus approprié d'utiliser le terme générique « coliformes thermotolérants » plutôt que celui de « coliformes fécaux » (ROBERTSON, 1995). L'intérêt de la détection de ces coliformes à titre d'organismes indicateurs, réside dans le fait que leur survie dans l'environnement est généralement équivalente à celle des bactéries pathogènes et que leur densité est généralement proportionnelle au degré de pollution produite par les matières fécales (CEAEQ, 2000).

II.6.1.3.3. *Esherichia coli* :

Il s'agit d'une entérobactérie lactose positif, gazogène, réalise une fermentation d'acide mixte, elle produit de l'indole à partir du tryptophane à 44°C (GUIRAUD, 1998). La présence d'*Esherichia coli* dans une eau (comme dans un aliment) représente le meilleur indice de contamination fécale d'origine humaine ou animale. En effet, *E.coli* ne fait pas partie de la flore microbienne du sol et des eaux, mais de celle de la partie terminale du tube digestif de l'homme et des animaux à sang chaud. Cependant, il faut considérer que c'est un germe très sensible aux conditions hostiles de l'environnement. Il est considéré comme un très bon indicateur de contamination fécale récente (OMS 2000 ; RODIER et al., 2005).

II.6.1.3.4. *Streptocoques fécaux* :

La classification générale des *Streptocoques fécaux* a été modifiée dans les années 80 par la création d'un nouveau genre *Enterococcus* parmi les espèces appartenant antérieurement au genre *Streptococcus* de groupe sérologique D de la classification de Lancefield. *Enteroccus faecalis* et *Enteroccus faecium* sont les deux espèces les plus souvent identifiées chez l'humain (CLAUSEN et al.,1977 ;GLEESON et GRAY,1997 in CHEVALIER,2003).Quant aux *Streptocoques* du groupe D susceptibles de contaminer les eaux d'approvisionnement, ils sont plutôt typiques des déjection animales, comme *Streptococcus bovis* ,*S.galloyticus* et *S.alactolyticus* .

Il s'agit de cocci à Gram positif, de forme sphérique ou ovoïde, se présentant en chaînettes plus ou moins longue, non sporulé, aéro-anaérobies facultatif, ne présentant ni catalase, ni oxydase, homo fermentaire (BOURGEOIS et al., 1991). L'intérêt à l'égard des enterocoques s'explique par le fait que, comparativement aux coliformes, ils sont plus résistants à des conditions environnementales difficiles et persistent plus longtemps dans l'eau (CHEVALIER, 2003) ; Ce sont des témoins de contamination fécale ancienne.

II.6.1.3.5. *Clostridium sulfitoréducteur* :

Les *Clostridium* sulfito-réducteurs sont souvent considérés comme des témoins de pollution fécale. La forme spore, beaucoup plus résistante que les formes végétatives des coliformes fécaux et des *Streptocoques* fécaux, permettrait ainsi de déceler une contamination ancienne ou intermittente. Cependant, il faut considérer que les *Clostridium* peuvent être d'origine tellurique. Donc il est important d'identifier les espèces susceptibles d'être d'origine fécale tel que *Clostridium perfringens*, qui est normalement présente dans les fèces, mais en moins nombre qu'*E.Coli*. (RODIER et al., 2005).

II.6.1.3.6. Les *Salmonelles* :

La présence des indicateurs fécaux dans l'eau et les fruits de mer impliquent la souillure de ces dernières par des matières fécales et donc présence possible des pathogènes (salmonelles) (MARTIN, 1985 ; FIGARILLEA et al., 1999). Les *Salmonelles* sont des bactéries pathogènes strictes appartenant à la famille des entérobactéries, ce sont des bacilles à Gram négatif, aéro-anaérobies facultatif, mobiles grâce à une ciliature péritriche, non sporulés, oxydase négatif, lactose négatif, dégradant les glucides par voie fermentaire (BOURGEOIS et al., 1991 ; LARPENT, 1997), les *Salmonelles* font partie de la flore commensale des humains et des animaux à sang chaud. Elles sont responsables après pénétration par voie orale, de nombreuses infections (salmonelloses), notamment des fièvres typhoïdes, des gastro-entérites et des toxi-infections alimentaires collectives. Elles peuvent être éliminées dans les selles des sujets malades ou porteurs asymptomatiques (sains) (RODIER et al., 2005).

II.6.1.4. Survie des bactéries en milieu marin :

Le concept classique d'auto-épuration bactérienne par l'eau de mer a été longtemps retenu. Il était admis que les bactéries pathogènes d'origines humaines étaient détruites en quelques heures dans l'eau de mer. La plupart des auteurs considèrent la température et la diminution d'intensité lumineuse comme seules responsables des décroissances bactériennes en milieu marin, mais certains n'excluent pas l'intervention d'autres facteurs défavorables tels que la salinité, les carences en éléments nutritifs, la sédimentation, l'antibiose, entre les bactéries et certaines substances antibactériennes produites par les algues ou les bactéries marines. Par contre la présence de matière organique notamment dans les sédiments, favoriserait le processus de survie des *E.coli* et des *Salmonelles* (STABLO, 1998). Elles peuvent même évoluer plus ou moins rapidement vers un stade viable non cultivable mais en conservant une activité pathogène. Dans ce contexte, la recherche de ces bactéries pathogènes, présentes en faible quantité, est délicate, voire coûteuse. Pour ces raisons, le contrôle de la salubrité microbiologique des bivalves est basé sur la recherche de certains indicateurs de contamination fécale (MONFORT, 2003).

II.6.1.5. Aspect réglementaire :

Le contrôle de la qualité microbiologique des moules est régi par l'article 7 de l'arrêté du 3 safar 1418 correspondant au 8 juin 1997 par le ministère de l'Agriculture Algérien et par la directive 91/492/CEE (DELARRAS, 2003) (tableau 3). Les indicateurs retenus sont les coliformes fécaux, *E.coli* et *Salmonella*

Tableau 4: Critère de qualité d'une zone conchylicole (DELLARAS, 2003).

Classes	Critères microbiologiques	Significations
Classe A	90% des valeurs <300 C.F. ou < 230 <i>E.coli</i> /100g* et jamais >1000.	Zones conchylicoles salubres
Classe B	90% des valeurs <6000 C.F. ou 4600 <i>E.coli</i> / 100g* et jamais >60 000 ou 46 000 <i>E.coli</i>	Reparcage 1 à 2 mois ou Purification 24 à 48H
Classe C	90% des valeurs < 60 000 C.F. ou 46 000 <i>E.coli</i> /100g*	Purification intensive >48H ou reparcage >2 mois
Classe D	Zones de production ne satisfaisant pas aux conditions exigibles pour un classement A, B ou C, ou n'ayant pas fait l'objet d'une étude de zone : zones portuaires, zones de rejet d'effluents.	Exploitation interdite

*par 100g de chair et de liquide intervalvaire

II.6.2. Les Biotoxines :

Les micro-algues constituent le premier maillon de la chaîne trophique des mers et océans. Dans des conditions favorables, ils peuvent se multiplier rapidement pour former des bouquets contenant des millions de cellules par litre. Sur les 2000 espèces recensées de dinoflagellates, environ 30 espèces produisent des toxines qui peuvent causer des pathologies humaines dues à l'ingestion de mollusques (HOLMES et TEO, 2002). Les empoisonnements les plus communs sont

liés à l'ingestion de : la toxine PSP (paralytic shellfish poisoning) qui dans les cas extrêmes peut entraîner la mort par paralysie respiratoire (GALLACHER et SMITH, 1999), la toxine DSP

(diarrhetic shellfish poisoning) qui cause des problèmes gastro- intestinaux sévères et peut favoriser le développement de tumeurs de l'estomac, et la toxine ASP (amnesic shellfish poisoning)

qui peut conduire à des dommages cérébraux permanents avec des pertes de mémoire (QUILLIAM, 1999 ; Australia New Zealand Food Authority, 2001).

La liste mondiale des phycotoxines présentes dans les mollusques et des espèces phytoplanctoniques impliquées n'a cessé d'augmenter, ainsi que celle des zones à risque. En effet les espèces qu'elles soient toxiques ou non toxiques sont disséminées plus ou moins rapidement dans le monde, notamment par les eaux de ballast des navires et également par des échanges multiples de mollusques vivants entre différents pays ou régions.

II.6.2.1. Les toxines diarrhéiques (Diarrhetic Shellfish Poisons, DSP)

Dinophysis et DSP

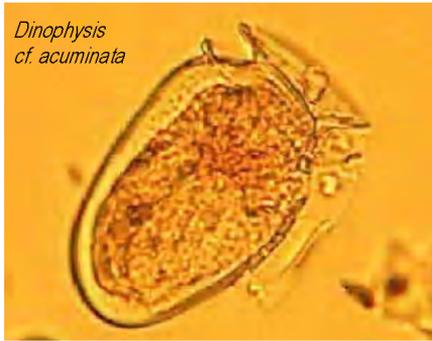


Photo E. Nizan/Ifremer

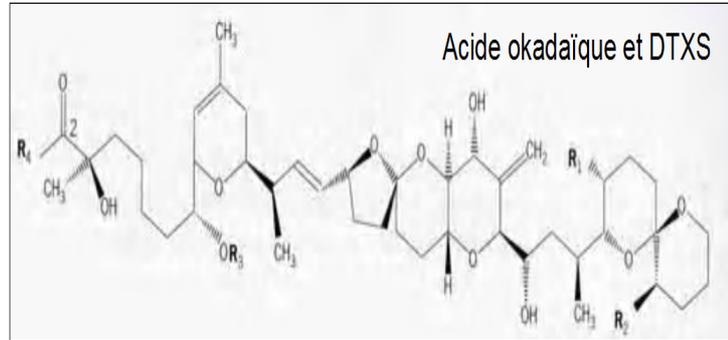


Figure 5 : Le genre *Dinophysis* et la structure de l'acide okadaïque (toxine DSP) (DAO, 2006).

Les toxines diarrhéiques DSP sont de nature lipophile, elles sont produites principalement par le genre *Dinophysis*. Ce dernier comprend de nombreuses espèces, qui sont toxiques pour la plupart d'entre elles. Plusieurs *Dinophysis* sont présents dans les eaux du littoral à savoir *D. acuminata* et *D. sacculus*, *D. caudata*, *D. rotundata*, et parfois *D. acuta*, *D. tripos*, *D. fortii*.

Les cellules de *Dinophysis* sont de taille petite ou moyenne, entre 30 et 100 µm. La reconnaissance des différentes espèces n'est pas toujours aisée, car la particularité de ce genre réside dans leur impossibilité de culture au laboratoire.

Les principales toxines DSP (acide okadaïque et dérivé, dinophysistoxine DTX-1) peuvent provoquer chez le consommateur de coquillages contaminés, une intoxication dont les effets apparaissent en moins de douze heures après ingestion et peuvent durer trois jours, Les principaux

symptômes en sont diarrhées, douleurs abdominales, parfois nausées et vomissements. Les toxines étant thermostables, la cuisson des coquillages ne diminue pas leur toxicité.

La meilleure méthode de dépistage reste le bio essai sur souris à partir des glandes digestives de coquillage selon YASUMUTO et al., 1984. L'analyse peut également être faite sur la chaire totale selon HANNAH, 1995 (LIGARD, 2008). Les coquillages sont considérés contaminés si au moins deux souris sur trois sont mortes au plus tard après 24h d'inoculation (Décret 96/121-JO n°59,1997;IFREMER, 2006 ; LIGARD, 2008). Il est à signaler que cette période d'observation a été réduite à 5 heures en 2001 vu la toxicité rapide de l'acide okadaïque. Cependant, la découverte d'autres toxines DSP qui agissent plus lentement, ont fait que la période d'observation soit de 24h depuis l'an 2002 (IFREMER, 2006).

II.6.2.2. Les toxines paralysantes (Paralytic Shellfish Poisons, PSP) :



Photo E. Nizan/Ifremer

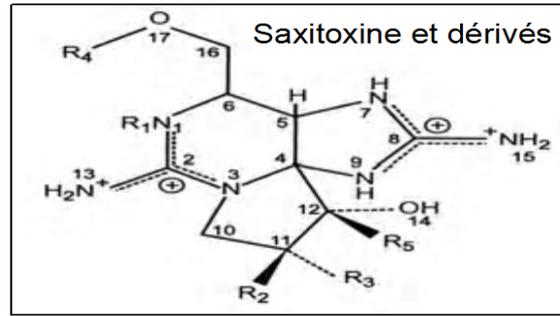


Figure 6: *Alexandrium* et la structure de la saxitoxine (PSP toxine) (DAO,2006).

La PSP est une toxine produite par un dinoflagellé du genre *Alexandrium*. Plusieurs de ces espèces sont observées dans les eaux côtières dont les espèces toxiques *A. minutum* et *A. tamarense / catenella*. Les cellules d'*Alexandrium minutum* sont de forme arrondie et de petite taille, entre 17 et 29 μm . D'autres espèces sont également présentes, par exemple *A. affine*, *A. andersoni*, *A. hiranoi*, *A. insuetum*, *A. margalefi*, *A. pseudogonyaulax* et *A. ostenfeldii*. A l'exception de la dernière espèce, les autres ne sont pas connues pour leur toxicité vis-à-vis de l'homme.

Les PSP constituent un groupe de toxines thermostables dont la plus connue est la saxitoxine (STX). Au total, au moins 24 variants ont été identifiés.

Il a été démontré que la STX bloque les pompes Na^+ dans les cellules nerveuses, les muscles et les fibres cardiaques (KAO, 1993. in OKUMURA et al, 2005), les pompes de Ca^{2+} (Su et al, 2004) et de K^+ (WANG et al, 2003) dans les cellules cardiaques.

Les symptômes apparaissent entre 5 et 30 minutes après ingestion, ce sont des symptômes neurologiques qui peuvent s'accompagner de symptômes gastro-intestinaux, une paralysie des muscles respiratoires qui peut être à l'origine du décès du patient. La méthode de référence pour l'analyse est un bioessai sur souris validée par le AOAC (association of official analytical chemist),

les coquillages sont considérés impropres à la consommation lorsque l'échantillon contient plus de 80 μg de STX / 100g de chair totale (Décret 96/121-JO n°59,1997 ;IFREMER, 2006 ; LIGARD, 2008).

II.6.2.3. Les toxines amnésiantes (Amnesic Shellfish Poisons, ASP) :

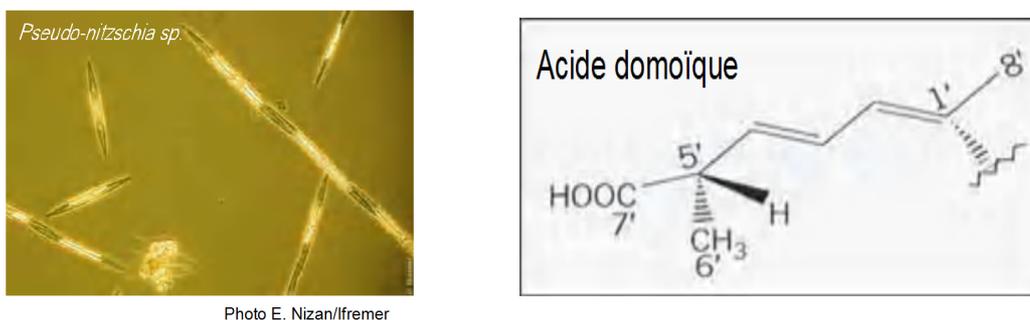


Figure 7 : *Pseudo-nitzschia* et la structure de l'acide domoïque (ASP toxine) (Dao, 2006).

Cette toxine est produite par un diatomé du genre *Pseudo-nitzschia*. La plupart des espèces ne sont pas réputées toxiques (*P. delicatissima*, *P. fraudulenta*, *P. pungens*). Cependant, les deux espèces toxiques connues sont : *P. pseudodelicatissima* et *P. multiseriis*.

Les cellules de *Pseudo-nitzschia* sont de forme allongée, et sont souvent assemblées en chaînes. Leur taille et leur largeur sont très variables d'une espèce à l'autre (50-140µm de longueur et 1,5-3,4µm de largeur). Des proliférations de *Pseudo-nitzschia* sont observées très régulièrement, en particulier au printemps.

Les toxines ASP touchent surtout les pectinidés. Elles correspondent à l'acide domoïque (AD) et à ses isomères. Elles sont thermostables et ont une action amnésiante. Chez le consommateur de coquillages contaminés, elles provoquent une intoxication dont les premiers symptômes (diarrhées, vomissements) apparaissent dans un délai de 2 à 24 heures.

Entre 24 et 48 heures, des symptômes neurologiques sont observés (maux de tête persistants, troubles de l'équilibre ou de la vue). Dans les cas les plus graves, il apparaît une perte de mémoire, des altérations de la conscience et parfois des convulsions et un coma (FREMY et LASSUS, 2001).

La méthode d'analyse des phycotoxines amnésiantes est une analyse chimique en HPLC couplée à une détection par ultra violet, un résultat est considéré comme positif lorsque l'échantillon contient plus de 20 µg d'acide domoïque / 100 g de chaire (Décret 96/121-JO n°59,1997;IFREMER, 2006 ;LIGARD, 2008).

II.6.2.4. Epidémiologie des phycotoxines :

Un bilan cartographique mondial établi en 2000, montre que le nombre de pays / régions touchés par des problèmes sanitaires liés à la présence de phycotoxines, a plus que

doublé entre 1970 et 1999, pour les familles de phycotoxines déjà connues dans les années 70, soit DSP, PSP,

NSP (neurotoxines) et ciguatoxines, avec en supplément l'apparition de nouvelles familles de toxines : ASP, désormais présent partout dans le monde, et Pfiesteria, pour le moment localisé sur la côte Est des Etats-Unis.

Les deux exemples des toxines ASP et des AZAs sont à ce titre important à rappeler. En 1987, au Canada, 145 personnes ont été intoxiquées suite à la consommation de coquillages, avec des symptômes digestifs, neurologiques, et surtout perte de mémoire. Parmi elles, quatre décès et des séquelles neurologiques permanentes pour d'autres. Après des recherches intensives qui ont mobilisé d'importants moyens humains et financiers, la phycotoxine responsable de ces intoxications amnésiantes a été identifiée en 1989 comme étant l'acide domoïque, et l'espèce phytoplanctonique responsable comme une diatomée du genre *Pseudo-nitzschia*.

En 1994, en Irlande, des intoxications humaines inexplicables avec des symptômes de type diarrhéique ont été signalées à la suite de la consommation de coquillages. Des travaux de purification ont abouti à l'isolement de la famille des azaspiracides. La première publication sur ce sujet date de 1998. (FREMY et LASSUS, 2001).

II.6.3. La Bioaccumulation des métaux lourds

II.6.3.1. Les métaux en milieu marin :

Les fruits de mer sont une alimentation à surveiller pour trois raisons principales : d'une part, ce sont d'excellents capteurs de polluants, y compris les métaux, d'autre part, la concentration se fixe sur les organes d'assimilation tels que l'équivalent du foie et du rein, qui sont précisément ce que l'homme mange. Ces derniers accumulent surtout le cadmium et dans une moindre mesure le plomb, mais peu le mercure. Les capacités à concentrer les métaux lourds varient selon les espèces (avec, par ordre décroissant, les mollusques, les crustacés, les échinodermes -oursins-) et les métaux : la moule concentre deux fois plus de plomb que l'huître, l'huître concentre quatre fois plus de cadmium que la moule (MIQUEL, 2001).

De nombreuses études ont mis en évidence l'influence des saisons et de la répartition géographique sur la relation métal / taille (COSSA et al., 1989). Elles ont montré une relation nette entre les concentrations de différents contaminants métalliques dans la moule et son poids, les

petites moules présentant des concentrations plus élevées que les grandes. En effet, l'augmentation de la biomasse lors des cycles de reproduction, se traduit par une dilution pondérale des métaux

bioaccumulés. AMIARD et al. (1986) ont montré que les concentrations maximales en métaux (Cd, Pb, Cu, Hg et Zn) dans les moules apparaissent en hiver et au début du printemps. Par conséquent, ces variations saisonnières sont la conséquence d'une combinaison de facteurs directement corrélés au poids (cycles sexuels, abondance de nourriture, température) mais aussi d'autres, indépendants, tels que la modification du cycle biogéochimique et de la biodisponibilité des métaux, bien que *mytilus galloprovincialis* est considérée comme un bon indicateur en raison de leur faculté d'accumulation des métaux (COSSA, 1989) elles sont malheureusement la principale cible de ces micropolluants.

II.6.3.2. Les principaux métaux lourds :

II.6.3.2.1. Le mercure :

Le mercure est un métal dont la dynamique dans l'environnement est conditionnée par trois propriétés fondamentales: physique, par sa volatilité à température ambiante ; chimique, par la stabilité de ses liaisons avec le carbone et le soufre ; et biologique par sa très forte bioconcentration et sa toxicité. Le mercure est le seul élément métallique dont l'introduction dans le milieu marin par l'activité humaine ait entraîné la mort d'hommes. Quarante huit décès, sept cents paralysés et plusieurs milliers d'individus atteints ont en effet été recensés suite au déversement de cent cinquante tonnes de mercure dans la baie de Minamata, au sud du Japon, au cours des années cinquante et soixante.

Cette maladie tragique fut le résultat de l'ingestion, par des pêcheurs et leur famille, de poissons contaminés par un dérivé neurotoxique du mercure, le méthyl-mercure. Bioaccumulation du mercure chez la moule ne concerne essentiellement que ses deux formes les plus stables existant en solution: Hg^{2+} et CH_3Hg^+ . Au niveau cellulaire, la membrane plasmique peut être considérée comme un système complexe de sites de fixation potentielle des espèces chimiques du mercure (MIQUEL, 2001).

II.6.3.2.2. Le cadmium :

Le cadmium a une grande résistance à la corrosion ; il présente des caractéristiques chimiques proches de celles du calcium, en particulier le rayon ionique, facilitant ainsi sa pénétration dans les organismes (BORCHARDT, 1985).

Le cadmium est un élément rencontré en milieu aquatique sous diverses formes physiques (dissoute, colloïdale, particulaire) et chimiques (minérale ou organique). Contrairement à de nombreux métaux, le cadmium n'a aucun rôle métabolique connu et ne semble pas être biologiquement essentiel ou bénéfique au métabolisme des êtres vivants. Il remplace parfois le Zn dans des

systèmes enzymatiques carencés en Zn chez le plancton (PRICE et MOREL, 1990; LANE et MOREL, 2000).

Le cadmium présente des risques chez le consommateur, même à de faibles concentrations, il tend à s'accumuler dans le cortex rénal sur de très longues périodes (50 ans) où il entraîne une

perte anormale de protéines par les urines (protéinurie) et provoque des dysfonctionnements urinaires chez les personnes âgées. Chez l'homme, le phénomène de toxicité aiguë est connu depuis 1950 sous le nom de syndrome d'Itai-Itai défini par l'association d'une insuffisance rénale avec ostéoporose (déminéralisation et fragilisation des os) et ostéomalacie (déminéralisation et déformation des os) (MIQUEL, 2001).

Chez la moule la principale entrée se fait donc par l'eau à travers les surfaces externes, principalement par les branchies qui représentent une surface considérable (CARPENE et GEORGE, 1981), le cadmium se retrouve associé aux protéines circulantes et aux hématocytes. Les bivalves accumulent le cadmium principalement dans l'hépatopancréas et dans le rein sous forme de dépôts dans les lysosomes. La voie majeure d'excrétion se fait via le rein (COSSA et LASSUS, 1989).

II.6.3.2.3. Le plomb :

Le plomb existe sous trois formes essentielles: le plomb dissous, le plomb colloïdal et le plomb particulaire, les doses létales du plomb, sous la forme de sel minéral, sont souvent supérieures à sa limite de solubilité dans l'eau de mer, c'est à dire 4 mg.L^{-1} . Le plomb inorganique peut donc être considéré comme toxique (concentration létale de 1 à 10 mg.L^{-1}) ou modérément toxique (concentration létale de 10 à 100 mg.L^{-1}).

Les invertébrés marins aux stades embryonnaires sont plus sensibles que les adultes. Ainsi, la concentration inhibitrice du développement embryonnaire de la moule, est d'environ $500 \text{ } \mu\text{g.L}^{-1}$; de plus, à cette concentration, un grand nombre de larves sont anormales. L'effet toxique du plomb peut se traduire par une compétition avec des métaux essentiels. Comme pour le cadmium, la pénétration du plomb dans les cellules de la moule est le résultat principalement du transport sous forme dissoute Pb^{2+} , bien que l'endocytose dans l'épithélium branchial ait été évoquée pour ce métal (COOMBS et GEORGE, 1978; WANG et al, 2003). Le taux d'absorption du plomb est linéaire au cours du temps et fonction directe de la concentration en plomb dans le milieu (SCHULZ-BALDES, 1977; Boisson et al., 1998). Incorporés dans l'organisme, les ions Pb^{2+} entrent en compétition avec les ions Ca^{2+} .

II.6.3.2.4. Le cuivre :

Le cuivre est indispensable au métabolisme des êtres vivants (oligo-éléments). La toxicité vis à vis des organismes marins dépend de la forme chimique du cuivre et de son état d'oxydation.

La concentration létale en 48 h pour 50 % des larves d'huîtres plates serait de 1 à 3 $\mu\text{g.L}^{-1}$ et des inhibitions de croissance du phytoplancton se produisent à partir de 4 $\mu\text{g.L}^{-1}$.

II.6.3.2.5. Le zinc

Le zinc est indispensable au métabolisme des êtres vivants (oligo-éléments) ; en particulier comme coenzyme. Le zinc existe dans l'eau de mer sous diverses formes: ion hydraté, zinc complexé par les ligands organiques (acides fulviques et humiques) et zinc adsorbé sur de la matière solide, sa toxicité pour les organismes aquatiques n'en fait pas un contaminant prioritaire, bien qu'il agisse, à de fortes concentrations, sur la reproduction des huîtres et la croissance des larves.

L'accumulation du cuivre et du zinc est donc régulée pour de nombreuses espèces aquatiques, par exemple chez les mollusques, les crustacés, les poissons et les mammifères (CHONG et WANG, 2001). En effet, leur pénétration se fait préférentiellement sous forme ionique (Cu^{2+} et Zn^{2+}) par des protéines de transport membranaire (SUNDA et HUNTSMAN, 1998).

Les bivalves accumulent ces deux métaux principalement dans l'hépatopancréas, les gonades et les branchies (ADAMI et al, 2002).

II.6.3.3. Risque sanitaire :

Les bivalves d'eau douce ou salée se détoxiquent d'une partie de certains contaminants métalliques qu'ils ingèrent (plomb notamment) en les fixant dans leur coquille. Les coquilles de moules ayant grandi dans certaines zones polluées peuvent ainsi être très chargées en métaux lourds, voire en radionucléides. La chair outre ses contaminants microbiens et viraux, peut aussi contenir des ETM (*éléments trace métalliques*) fraîchement ingérés. Par ailleurs pour ne pas faciliter le relargage de métaux lourds à partir des coquilles, il convient de ne pas cuire les moules ni les laisser en présence d'acides (sauce toxiques dans le plat préparé), ce qui contribuerait à les désorber. Les coquilles d'huître ou de moule (broyées ou non) ont été utilisées pour produire du calcium plus facilement bioassimilable (pour aliments du bétail, des volailles, de poissons de piscicultures, voire de médicaments ou de complémentations de l'alimentation humaine). Ce type de production ne doit être fait qu'avec des moules non polluées et dont les coquilles ont été analysées pour tout le spectre des métaux (MIQUEL, 2001).

II.6.3.4. Aspect réglementaire

Les coquillages commercialisés doivent être conformes aux exigences réglementaires en matière de contamination chimique, fixées par le règlement (CE) n 1881/2006. Ainsi, les teneurs maximales en plomb, cadmium et mercure dans les mollusques bivalves, lors de leur mise en circulation, ne doivent pas dépasser, en mg/kg de poids de chair à l'état frais et en respectant les méthodes d'analyse et de prélèvement des échantillons prévues dans le règlement (CE) n 333/2007, des teneurs de :plomb : **1,5** ; cadmium : **1** ; mercure : **0,5**. (LIGEARD, 2008). Par contre la directive Algériens n°96/121 - JO n°59 du 03/09/1997 qui fixe les conditions et les modalités de pêche aux coquillages vivants exige les normes suivants : plomb : **2** ; cadmium : **2** ; mercure : **0,5**.

PARTIE EXPERIMENTALE

MATERIELS ET METHODES

III. MATERIELS ET METHODES :

Le travail a pour but le contrôle de la salubrité de la moule d'élevage « *Mytilus galloprovincialis* » issue de la ferme sise à Ain Tagourait (Tipaza). Ce contrôle a consisté en des analyses bactériologique, toxicologique et métaux lourds.

III.1. Présentation de la zone de prélèvement :

La ferme SARL Elevage Aquacole de la Méditerranée SEAM a été créée en 1989 par Mr KHABAR Kamel. Elle est située à l'entrée de la commune d'Ain Tagourait à proximité de la plage mahieddine (baie de Bou Ismail); elle est partagée en deux concessions, une au niveau du rivage et l'autre en pleine mer. La concession sur terre renferme un hangar dans lequel est aménagé un espace de travail (machines de tri et de brossage de la moule), deux bassins de retrempages, une chambre froide et des bureaux. La concession en pleine mer, éloignée d'un peu plus de 300 mètres du rivage, et d'une superficie de 5 Ha, elle constitue le lieu d'élevage où sont suspendues les structures mytilicoles.

Ce site d'élevage se trouve dans la baie de Bou Ismail (figure 8) qui s'étend sur environ 350 km² (DAGORNE, 1973). Elle est limitée à l'Est par la presque île de Sidi Fredj (2° 50' E) et de l'Ouest par le massif du Chenoua (2° 54' E) (BOUAZIZ, 1992), vers le sud la baie est limité par le rivage



Figure 8 : Positionnement de la ferme mytilicole « EAM » (google earth 2008).

III.2. Analyse des paramètres physico-chimiques :

Trois paramètres physicochimiques ont été mesurés sur le lieu du prélèvement à savoir : la température, le pH (CHUWI) et la salinité (conductimètre HANA).

III.3. Prélèvement et transport des échantillons :

Les prélèvements ont été réalisés durant trois mois de l'année 2008 (Juillet- Août- Octobre), à raison d'un prélèvement par mois. Un litre d'eau de mer a été prélevé à 30cm de profondeur en utilisant des flacons stériles de 500ml. Les moules prélevées ont été mis dans des sachets en plastiques à usage unique. Les échantillons sont transportés au laboratoire dans une glacière

(4-10°C) et les analyses ont été effectuées dans les 24h.

Les prélèvements ont été généralement réalisés à 08 heures du matin.

III.4. ANALYSE MICROBIOLOGIQUE :

III.4.1. Analyse microbiologique de la moule

III.4.1.1. Préparation de l'échantillon de moule (homogénat) (DELARRAS, 2003):

Les analyses microbiologiques ont été effectuées sur la chair et le liquide inter valvaire. Les moules vivantes et non endommagées ont été lavées soigneusement sous l'eau courante et brossées de façon à éliminer les souillures externes. Elles ont ensuite été désinfectées par un flambage rapide à la chaleur. L'ouverture de la moule s'est effectuée par un scalpel stérile du côté du byssus, le liquide intervalvaire et la chair ont été recueillis dans un sachet stérile de type stomacher. 100g de chair et liquide inter valvaire ont été pesés pour déterminer les coliformes et les *Streptocoques fécaux* et 25g pour les autres germes exemple *Salmonella*. Le volume de moule a été dilué dans deux volumes de diluat (TSE solution de tryptone sel) et broyé dans un stomaker (électronic time) pendant 60seconde.

Cette suspension constitue alors la dilution mère (DM) qui est au 1/3. Elle a été laissée pendant 15 à 20min afin de revivifier les bactéries.

A partir de la suspension mère au 1/3, deux dilutions (1/30, 1/300) ont été préparées dans des tubes de 9ml de tryptone sel.

III.4.1.2. Dénombrement de la flore totale

A partir des dilutions 1/3 effectuées, porter aseptiquement 1ml dans une boîte de pétri vide puis rajouter 15 ml de la gélose PCA. Le contenu de la boîte est mélangé par des mouvements en forme de huit. Une fois solidifié, une deuxième couche de 5 ml du milieu est rajouter afin d'éviter

les divers contaminants. Les boîtes sont incubées à 30°C pendant 72h. Les colonies sont dénombrées sur des boîtes qui ne dépassent pas les 300 colonies (LARPENT, 1997).

III.4.1.3. Dénombrement des germes fécaux par la méthode des NPP (Nombre le plus probable)

La méthode utilisée pour la détermination des indicateurs de contamination fécale (Coliformes, *Streptocoques fécaux*) est la méthode de fermentation en tubes multiples qui est basée sur l'ensemencement d'une série de trois tubes contenant des milieux liquides, puis la détermination du nombre le plus probable à partir des tubes positifs en se référant à la table de trois tubes des probabilité de Mc Grady. (DELARRAS, 2003 ; RODIER et al, 2005).

III.4.1.3.1. Recherche des coliformes totaux

Ce test a été effectué en utilisant le bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol (bouillon BCPL). Tous les tubes sont munis de cloches de Durham pour déceler le dégagement éventuel de gaz dans le milieu (plus de 1/10 du volume de la cloche) (OMS/PNUE, 1995).

Cette méthode fait appel à deux tests consécutifs :

❖ Test présomptif

Ce test consiste en l'ensemencement de séries de trois tubes du milieu BCPL simple concentration par 1ml d'échantillon (solution mère (1/3) et dilutions (1/30 et 1/300)).

Les milieux sont incubés à 37°C pendant 24-48h.

Une croissance microbienne avec production de gaz dans la cloche de Durham ainsi qu'un virage au jaune de l'indicateur de pH est considérée comme une réaction présomptive pour la présence des coliformes totaux.

❖ Test de confirmatif

La confirmation de la présence des coliformes totaux est effectuée sur milieu Schubert. Elle se manifeste par une croissance avec production de gaz après une incubation de 24-48h pendant 37°C.

Le nombre caractéristique est formé à partir du nombre de tubes positifs dans chaque série. Ce dernier est reporté sur dans la table des NPP à trois tubes spécifique aux coquillages pour obtenir le nombre de coliformes totaux présent dans 100g de chair et de liquide inter valvaire (DELARRAS, 2003).

III.4.1.3.2. Recherche des coliformes thermotolérants – *Escherichia coli* :

A partir des BCPL positifs, on ensemence le milieu Schubert. Ce dernier est incubé pendant 24-48h à 44°C. Une croissance avec dégagement de gaz dans la cloche de Durham est confirmative de la présence des coliformes thermotolérants (fécaux). La présence de *E.coli* est mise en évidence par la production de l'indole dans les tubes positifs de schubert. Cette production se traduit par l'apparition d'un anneau rouge après l'ajout du réactif de Kovacs.

Le nombre de tubes positifs est noté, puis reporté dans la table des NPP spécifiques aux coquillages afin d'obtenir le nombre de coliformes fécaux et de *E.coli* dans 100g de chair et de liquide inter valvaire (DELARRAS, 2003).

III.4.1.3.3. Dénombrement des *Streptocoques fécaux* « *Enterococcus* » par la méthode des NPP

Les *Enterocoques* (streptocoques fécaux) sont dénombrés en milieu liquide par la technique des NPP (nombre le plus probable) à trois tubes (DELARRAS, 2003). Cette méthode se fait en deux étapes.

❖ Test présomptif:

Cette méthode est basée sur l'ensemencement de trois tubes de Rothe simple concentration par chacune des solutions mères et dilutions. Ce milieu contient l'azide de sodium comme agent sélectif (LARPENT, 1997, DELARRAS, 2003). Après une incubation de 24h à 37°C, les tubes présentant un trouble sont présomptifs de la présence des *Streptocoques fécaux*.

❖ Test confirmatif

Chaque tube positif est ensemencé sur le milieu Litsky qui contient en plus de l'azide de sodium, un deuxième agent sélectif : éthyl violet. Après une incubation de 24h à 37°C, les tubes présentant un trouble et éventuellement une pastille violette sont considérés positifs (LARPENT, 1997). Les résultats sont exprimés en nombre de *Streptocoques* par 100g de la chair et le liquide inter valvaire en se référant à la table des NPP spécifique aux coquillage (DELARRAS, 2003 ; RODIER et al., 2005).

III.4.1.3.4. Recherche et dénombrement des spores de *Clostridium sulfitoréducteurs*:

La recherche et le dénombrement des spores de *Clostridium* a été effectuée par l'incorporation en profondeur dans une gélose de tryptone sulfite néomysine TSN. Elle consiste à traiter 5 ml de l'échantillon à analyser (solution mère des moules et les dilutions) au bain marie à 80°C pendant 10mn afin de détruire toutes les formes végétatives, puis les refroidir à l'eau de robinet. 15ml du TSN (tryptone sulfite néomycine) sont rajoutés. Après

une incubation de 24-48h à 46°C, l'apparition de colonies noires indique la présence de spore de *Clostridium*. Le résultat est exprimé par le nombre de spores dans 5ml d'échantillons.

III.4.1.4. Recherche des germes pathogènes dans la moule :

III.4.1.4.1. Recherche de *Salmonella* :

La recherche de la moule a été effectuée dans 25g de chair et de liquide intervalvaire en appliquant les étapes suivantes :

Un pré-enrichissement : Il a été effectué dans 50ml de TSE et une incubation à 37°C pendant 24h.

Un enrichissement : 10 ml du milieu de pré enrichissement ont été ensemencés dans un bouillon sélénite- cysteine à double concentration contenant deux disques de l'additif SFB et incubé à 37°C pendant 24h.

Un isolement : à partir des tubes SFB, un isolement sur le milieu gélosé Hecktoen est effectué.

Lecture : après 24h d'incubation à 37°C, les *Salmonelle* ne fermentant ni le lactose ni le saccharose vont apparaître sous forme de colonies bleu vert avec ou sans centre noir. Cette suspicion doit être confirmée par des tests biochimiques ou galerie API20E

III.4.1.4.2. Recherche de *Staphylococcus aureus* :

Pour la recherche de *Staphylococcus aureus*, un enrichissement de 1 ml de la solution mère et des dilutions dans un bouillon de Giolitti Cantoni additionné de tellurite de potassium.

Les tubes présentant un trouble noir après une incubation de 24h à 37°C, feront l'objet d'un isolement sur milieu Chapman. Après une incubation de 24-48h à 37°C, la présence des colonies dorées sur le milieu chapman (fermentation du mannitol) indique la présence des *Staphylococcus aureus* pathogènes (DELARRAS, 2003).

La confirmation de la présence des *Staphylococcus aureus* pathogènes est réalisée par deux tests biochimiques :

❖ Test de la catalase :

La présence de la catalase se traduit par l'apparition de bulle de gaz en présence de l'eau oxygénée.

❖ Test de la coagulase :

Généralement, les *Staphylococcus aureus* pathogènes possèdent une coagulase. La recherche de cette dernière se fait en prélevant les colonies catalase positives et de les mettre en contact avec le plasma de lapin. La présence de cette enzyme se traduit par l'apparition d'un coagulat (LARPENT, 1997).

III.4.2. Analyse microbiologique de l'eau (RODIER,2005)

III.4.2.1.Dénombrement des germes fécaux par la méthode de filtration:

III.4.2.1.1.Dénombrement des coliformes totaux, fécaux et *E.coli* par la méthode de filtration :

La présence de ces indicateurs a été réalisée par la filtration d'un volume de 100 ml d'eau de mer à travers des membranes stériles de 0,45 µm, en utilisant une rampe de filtration en inox à six postes, reliée à une pompe à vide. Les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé au TTC et Tergitol.

La recherche des coliformes totaux s'effectue à 37 °C pendant 24 h à 48 h. Alors que la recherche des coliformes fécaux est réalisée à 44°C pendant 24 à 48 h.

La présence des coliformes totaux et fécaux se traduit sur le milieu tergitol par l'apparition de colonies jaunes ou orangées. Le résultat est exprimé en nombre de cellules par 100ml d'eau de mer. La présence de *E.coli* est mise en évidence par la production de l'indole dans de l'eau peptonée exempt d'indole après action du réactif de Kovacs.

III.4.2.1.2. Dénombrement des *Streptocoques* fécaux par la méthode de filtration :

Les *Enterocoques* ont été recherchés par la filtration d'un volume de 100 ml d'eau de mer à travers une membrane stérile de 0,45 µm, à l'aide d'une rampe de filtration en inox à six postes. La membrane a été ensuite déposée sur le milieu gélosé Slanetz-Bartley. Après une incubation de 24-48h à 37°C, les colonies d'*enterocoques* apparaissent habituellement roses à marrons avec un petit diamètre de 0,5 à 2mm.

III.4.2.2. Recherche des germes pathogènes dans l'eau de mer :

III.4.2.2.1. Recherche de *Salmonella* :

La recherche de *Salmonella* a été effectuée par la filtration de 500 ml d'eau de mer à travers une membrane stérile de 0,45 µm, en utilisant une rampe de filtration en inox, reliée à une pompe à vide. La membrane a été placée dans 100ml de bouillon sélénite simple concentration additionnée de 10 disques SFB. Après 24heures d'enrichissement à 37 °C, un isolement a été réalisé sur le milieu Hecktoen. Après une incubation à 37°C pendant 24h, les *Salmonelle* ne fermentant ni le lactose ni le saccharose vont apparaître sous forme de colonies bleu vert avec ou sans centre noir. Cette suspicion doit être confirmée par des tests biochimiques ou galerie API20E .

III.5. ANALYSE TOXICOLOGIQUE :

III.5.1. Recherche de la biotoxine paralysante PSP (Paralytic shellfish poison) : méthode de bio-essais (AOAC international, 1995) :

III.5.1.1. Préparation de l'échantillon :

Les moules vivantes ont été lavées à l'eau mais jamais traitées par la chaleur ou par l'anesthésie. 150g de chair ont été récupérés et égouttés pendant 5min dans une passoire contenant un papier filtre. Le prélèvement a été mixé à l'aide d'un mixeur électrique (IKA universal)

III.5.1.2. Extraction de la PSP :

100g de la chair homogénéisée sont placés dans un bécher de un litre, auquel on a ajouté 100ml de HCL 0,1N. Le mélange est agité soigneusement et son pH est ajusté entre 2 et 4. La mixture est portée à ébullition pendant 05 mn, puis laissée refroidir à une température ambiante. Une fois refroidie, le PH est vérifié et ajusté entre 2 et 4. Compléter la mixture à 200 ml par de l'eau distillée puis, agiter pour homogénéiser et laisser reposer quelques minutes. La mixture est fractionnée dans des tubes et centrifugée à 3000 tours/mn pendant 05 mn. Enfin, le surnageant est récupéré dans un récipient propre et son pH est ajusté (PH=2-4).

III.5.1.3. Epreuve de bioessai sur souris (IFREMER, 2006) :

La toxicité PSP (seuil sanitaire = 80 µg d'équivalent saxitoxine par 100 grammes de chair totale) est évaluée sur souris mâles de souche SWISS à partir d'une solution acide d'extrait de la chair totale des coquillages à tester. L'essai consiste en l'injection à un lot de trois souris de 20 grammes, de 1 mL d'extrait acide de l'échantillon. Le temps de survie est mesuré avec précision et correspond au temps écoulé entre la fin de l'injection et la mort de la souris. Les symptômes présentés par les souris, caractéristiques des toxines paralysantes, sont des sauts, des convulsions suivis de la mort par arrêt respiratoire.

Le temps de survie est ensuite exprimé en Unités-Souris (US) à l'aide d'une table (tableau I annexe). Une US est définie comme la quantité de phycotoxine qui, injectée par voie intrapéritonéale, tue une souris de 20 (±1) g en 15 minutes. Les US sont converties en µg équivalent-STX à l'aide d'un Facteur de Conversion (FC) mesuré lors de l'étape préliminaire de standardisation du test (voir annexe). Ce test sur souris est quantitatif pour les temps de survie compris entre 5 et 7 minutes. C'est pourquoi, il est parfois indispensable d'effectuer plusieurs dilutions de l'extrait pour obtenir ces temps de survie.

III.5.2. Recherche de l'entérotoxine DSP (diarrhetic shellfish poison) : méthode de bioessai selon YASUMOTO et *al.*, 1984 modifiée (IFREMER, 2006).

III.5.2.1. Préparation de l'échantillon :

Les moules vivantes sont lavées à l'eau mais jamais traitées par la chaleur ou par l'anesthésie. Peser et égoutter 25g de l'hépatopancréas des moules utilisées, puis mixer à l'aide d'un mixeur électrique.

III.5.2.2. Extraction de la DSP :

Déposer 10 g d'hépatopancréas homogénéisé dans un bécher de 250ml et réaliser trois séries extractions avec 50 ml d'acétone, durant 3 mn à température ambiante. Le surnageant est récupéré et filtré dans chaque série d'extraction. Les trois fractions acétoniques récupérées sont évaporées dans un rot à vapeur (BUCHI Heating Bath B-490) à 60°C jusqu'à l'obtention d'un volume minimum de 0.5 à 1ml. Enfin, 6ml de la solution de tween 60 à 1% sont ajoutés au résidu sec.

III.5.2.3. Epreuve de bioessai sur souris :

Injecter à trois souris mâles (poids : 18-20g) 1 ml de l'extrait par voie intra péritonéale.

❖ Toxicité :

La toxicité s'exprime en $\mu\text{g}/\text{gr}$ de l'hépatopancréas. Les données épidémiologiques en biotoxine entérique de moule DSP, indiquent que les quantités aussi petites que 12 US de biotoxine DSP sont suffisantes pour provoquer une intoxication légère chez l'homme (diarrhée, vomissement, nausées, douleur abdominale).

La période d'observation pour déterminer le temps de survie est réduite à 05 heures (toxicité rapide de l'acide okadaïque). Si la mortalité est observée avant 5 heures, cela implique une réponse positive et on indiquera la présence d'entérotoxine DSP.

Pour plus de sécurité, les souris sont maintenues en observation pendant 24h (à cause de la découverte d'autres types de toxines DSP) (Ifremer, 2006). La mort de deux souris sur les trois indique la présence de l'entérotoxine DSP à des niveaux à risque.

III.6. ANALYSE DES METAUX LOURDS :

III.6.2. Analyse des métaux lourds par spectrométrie d'absorption atomique « SAA » ; selon NORME ISO 8388 :1986.

III.6.1. Préparation de l'échantillon :

Le travail a été réalisé sur la chair d'une dizaine de moules vivantes et non endommagées, bien lavées préalablement. Après ouverture de la moule avec un scalpel propre, la chair récupérée a été mise à égoutter, puis coupées en petits morceaux, une masse « m » est pesée pour chaque analyse.

III.6.2. Minéralisation des échantillons :

III.6.2.1. Pour l'analyse du Cd, Pb, Zn et Cu :

Le travail s'effectue dans une verrerie bien lavée et traitée par le HNO_3 dilué. La minéralisation complète durant une nuit, d'une masse « m » de l'échantillon est réalisée par l'ajout de la solution Eau Regale (mélange d'3VHCl+1V HNO_3). Le mélange est refroidi à température ambiante puis filtré est complété à 100ml par de l'eau distillée.

III.6.2.2. Pour l'analyse du Hg :

Le travail est également réalisé sur une verrerie propre et traitée par le HNO_3 . La minéralisation de 5 g d'échantillon est effectuée par l'ajout de 20ml d' H_2SO_4 . Mélanger puis rajouter 30 ml de HNO_3 en petite partie. Laisser la réaction toute la nuit afin d'obtenir une minéralisation complète. Ajouter 5g de l'oxydant KMnO_4 et s'assurer que la coloration rose persiste quelques minutes. Dans le cas contraire, il faut rajouter quelques grammes de KMnO_4 . Introduire 10ml de peroxidsulfate de potassium ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ à 50g/l) et porter au bain marie à 95°C pendant deux heures. Après refroidissement, réduire l'excès de permanganate par addition de solution de Chlorhydrate d'hydroxylamine (80g/l) qui se traduit par la disparition de la couleur rose (généralement 10ml suffisent). Le minéralisat est filtré et complété à 250ml par l'eau distillée.

III.6.3. La spectrométrie d'absorption atomique « SAA » :

La spectrométrie atomique est une méthode d'analyse quantitative des éléments chimiques. Elle consiste à emmener l'échantillon à une température élevée, soit en le brûlant dans une flamme (analyse de Cd, Cu, Pb, Zn.) ou dans un système hydrure (analyse du Hg). Les atomes libres, produit par la rupture des liaisons entre les molécules de l'échantillon, absorbent les radiations (de longueur d'ondes caractéristiques des éléments) provenant d'une lampe cathodique.

L'appareil mesure la quantité de radiations absorbées par l'échantillon. Cette dernière est proportionnelle à la concentration des éléments dans l'échantillon. La méthode est validée par le contrôle interne à l'aide d'échantillons standard.

RESULTATS

IV. RESULTATS :

IV.1.Résultats des paramètres physico-chimiques :

IV.1.1. Température de l'eau :

La température joue un rôle très important dans le comportement physiologique de la moule (reproduction, filtration). Les résultats (figure 9) ont montré une diminution de la température avec le temps (24°C -21°C), ces valeurs s'expliquent par le changement de saison (été et automne).

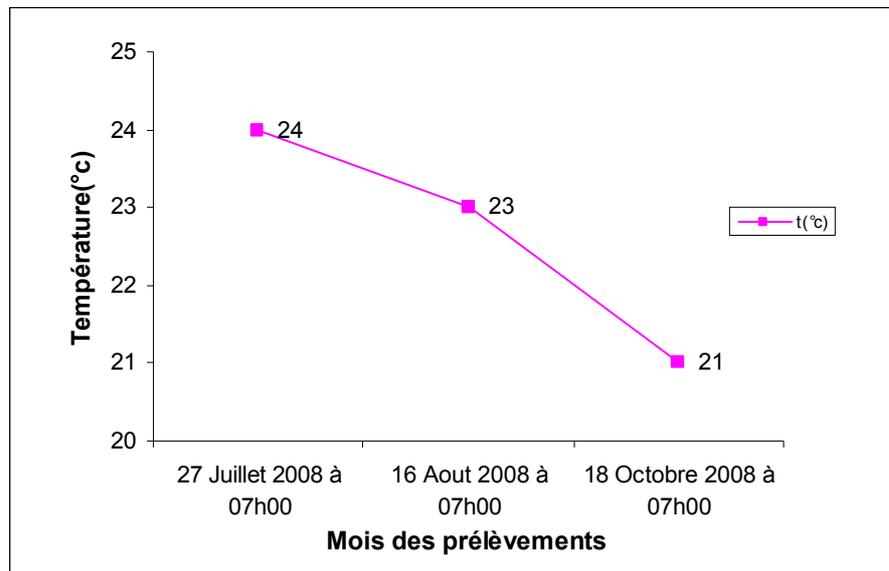


Figure 9: Variation mensuelle de la température à la surface.

IV.1.2. Salinité

Les résultats ont montré que la salinité a été relativement stable durant la période de prélèvement (figure10). Les valeurs observées sont entre 36,72 et 36,88 PSU. Ce sont des valeurs caractéristiques de la mer méditerranée et elles sont favorables pour la filtration des moules.

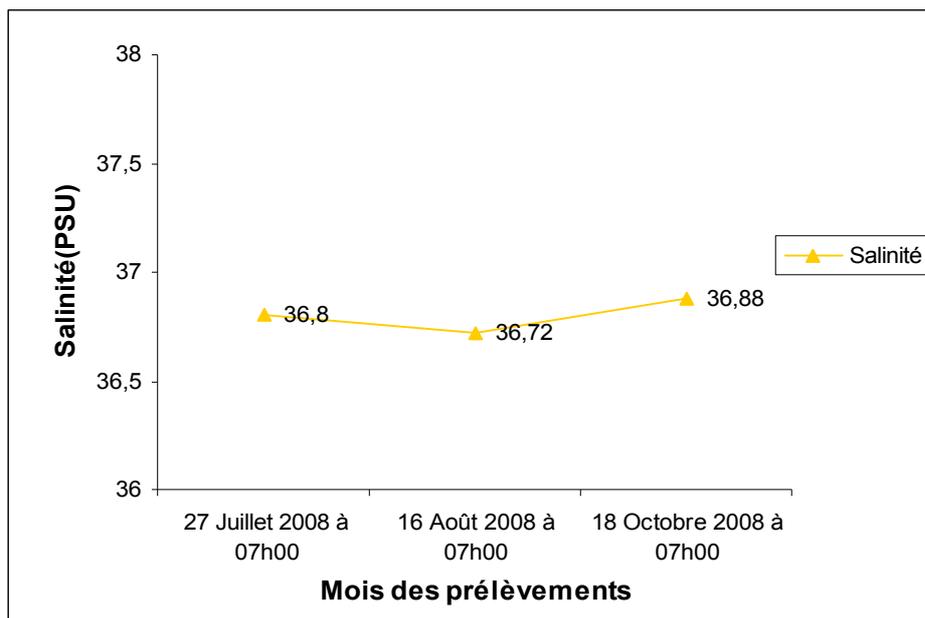


Figure 10 : Variation mensuelle de la salinité.

IV.1.3. pH (potentiel Hydrogène)

L'évaluation du pH nous permet de déterminer l'acidité, la basicité d'un milieu et renseigne sur l'état de pollution d'une région. Les résultats ont montré que le pH varie entre 8,13 et 8,20.

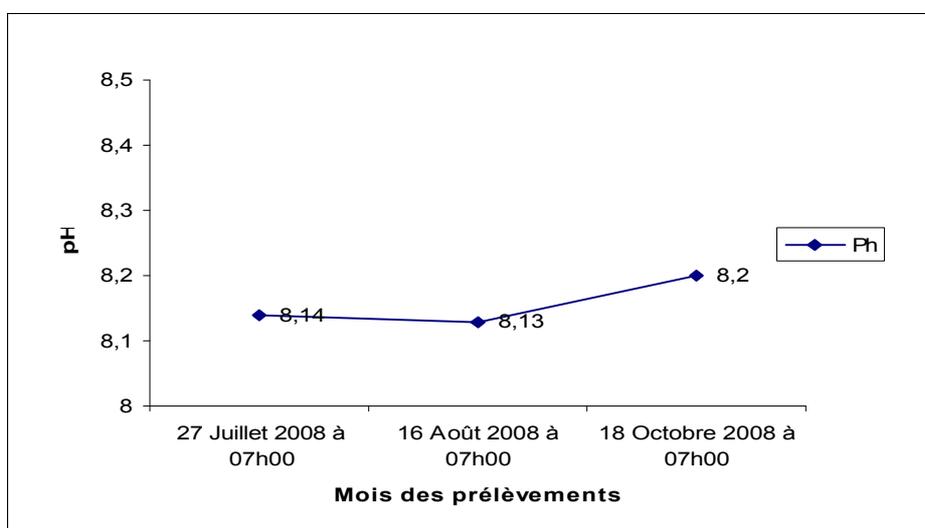


Figure 11 : Variation mensuelle du pH.

IV.2. Résultats des analyses bactériologiques des moules et de l'eau de mer

Les variations mensuelles des coliformes totaux, coliformes thermotolérants, *E. coli* et *Streptocoques* fécaux de l'eau d'élevage et la moule de Ain Tagoraite sont illustrées par les figures (12,13).

III.2.1. Dénombrement mensuel des indicateurs de contamination dans l'eau de mer

IV.2.1.1. Coliformes totaux :

L'appréciation des concentrations en coliformes totaux observée en période d'étude a permis de révéler des variations de 0 à 114 cellule/100ml. Ces valeurs restent inférieures à la norme, ce qui pourrait être dû soit à la disparition physique (dilution, dispersion) ou bien à la mortalité des bactéries (milieu oligotrophe, compétition, prédation, conditions hostiles).

IV.2.1.2. Coliformes thermotolérants (fécaux) et *E.coli*:

Vu que le risque sanitaire lié aux coliformes totaux est généralement faible, et que leur origine fécale est improbable (CHEVALIER, 2003), il était important de rechercher les coliformes thermotolérants et spécialement *E.coli*. En effet, cette dernière est considérée le meilleur indicateur de contamination fécale (RODIER, 2005). Les résultats des analyses ont montré l'absence de ces contaminants dans les prélèvements effectués. Ce ci pourrait s'expliquer, tout simplement par leur fragilité, leur sensibilité et leur durée de vie trop courte dans le milieu marin trop hostile (MEZRIOUI et BALEUX, 1992).

IV.2.1.3. *Streptocoques fécaux* :

Les résultats ont montré l'absence des *Streptocoques fécaux* dans tous les échantillons d'eau durant la période des prélèvements. Sachant que ce germe est le plus résistant parmi les bactéries non sporulés, les résultats obtenus ne peuvent prédire que la bonne qualité microbiologique de l'eau (PLUSQUELLEC et al., 1986 ; PRESSCOTT et al, 1995 ; RODIER, 1995).

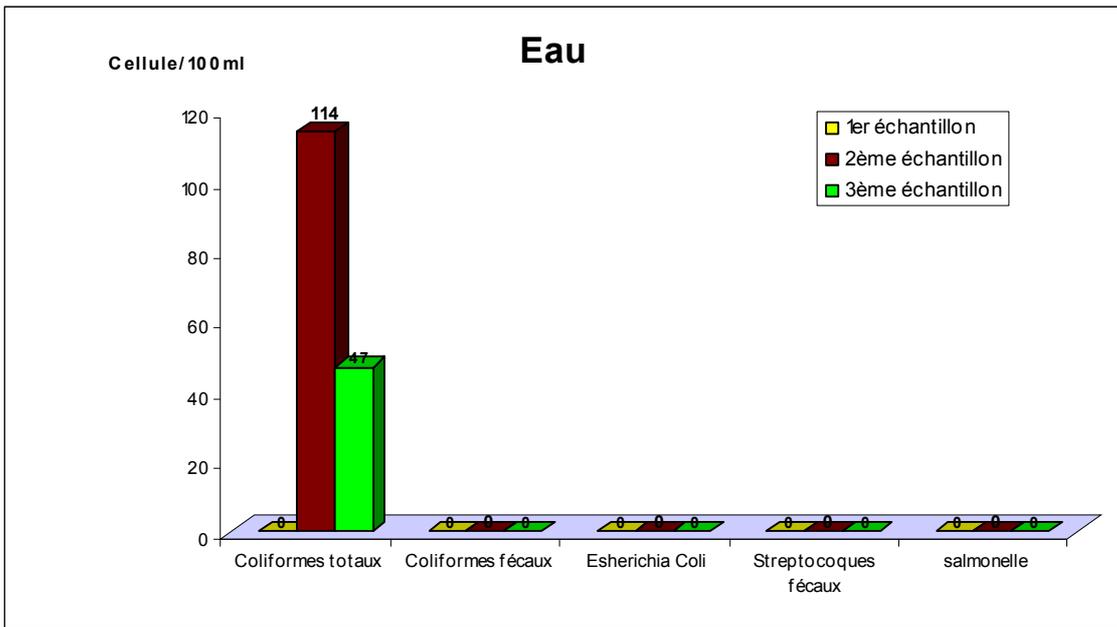


Figure 12: Résultats des analyses bactériologiques de l'eau de mer.

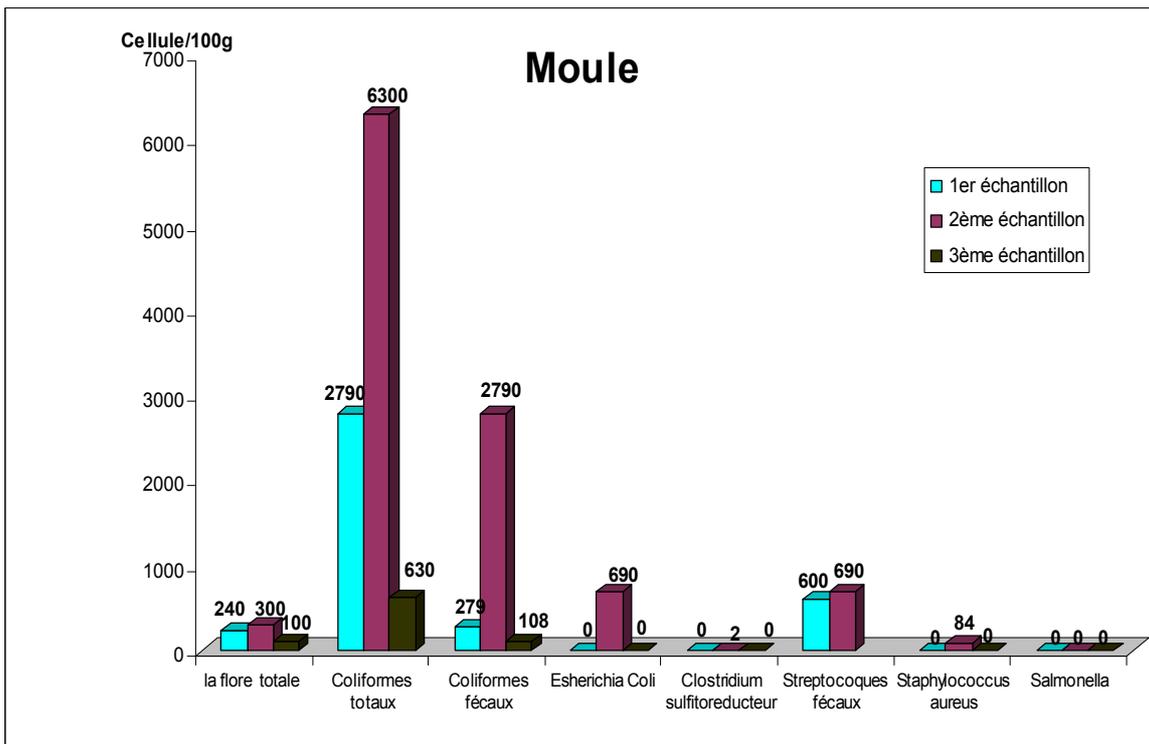


Figure 13 : Résultats des analyses bactériologiques de la moule.

IV.2.2. Dénombrement mensuel des indicateurs de contamination dans les moules :

Les résultats des dénombrements des indicateurs fécaux retrouvés dans 100 ml de chair et de liquide intervalvaire sont représentés dans les figures (13,14).

IV.2.2.1. La Flore totale :

La flore totale n'a pas une grande importance dans certains produits de la mer, car ces derniers peuvent contenir une flore saprophyte qui n'a aucun effet sur la santé humaine. De plus, aucune réglementation n'a fixé la charge bactérienne dans les moules. Cependant, nous l'avons comme même recherché dans nos prélèvements. Les résultats ont montré la présence d'une faible charge bactérienne à savoir 240, 300,100 pour les mois de juillet, août et octobre respectivement.

IV.2.2.2. Coliformes totaux :

La concentration des coliformes totaux pendant la période de prélèvement a connu des fluctuations telle que la concentration la plus élevée est enregistrée en mois d'août (6300 cellules /100g). Ce pendant, la valeur minimale enregistrée est nulle en mois de juillet.

IV.2.2.3. Coliformes Thermotolérants (fécaux) :

Les valeurs des coliformes fécaux varient dans le temps. En effet, nous avons constaté une valeur nulle durant le mois de juillet. Ce pendant, la valeur la plus élevée (2790 Cellule/100g) a été observée au mois d'août. Cette valeur dépasse largement la valeur guide de 300 Cellule/100g chair et liquide intervalvaire. Cette valeur peut être expliquée soit par les conditions météorologiques ayant prévalu durant la semaine qui a précédé le prélèvement, où il a été enregistré une mer très agitée qui a probablement entraîné la remise en suspension des bactéries (IFREMER, 2008).

IV.2.2.4. Escherichia coli :

Les résultats de la recherche d'*E.coli* ont montré son absence dans les prélèvements de moule effectués en mois de juillet et octobre. Cependant, le prélèvement de mois d'août a présenté des valeurs de 690 Cellules/100g (chair+liquide intervalvaire) qui dépassent largement la valeur guide de 230 Cellules/100g mais qui restent inférieure à 1000 cellule /100g (valeur impérative, DELLARAS, 2003), donc ces moules restent propre a la consommation humaine directe. Ce résultat pourrait être expliqué comme précédemment par les mauvaises conditions climatiques.

IV.2.2.5. *Streptocoques fécaux* :

Malgré que la nouvelle réglementation européenne concernant la qualité bactériologique des coquillages et de la zone conchylicoles impose uniquement la recherche des coliformes fécaux, *E.coli* et les *Salmonelles*. La recherche des *Streptocoques fécaux* a été exigée par l'arrêté du 21 Décembre 1979 (abrogé pour les coquillages). En effet, ce germe présente une bonne résistance pour les conditions hostiles de l'environnement et peut être un bon indicateur de contamination ancienne (PLUSQUELLEC et al. 1986). Les résultats ont montré

leur présence durant les mois du juillet et août avec des concentrations de 690 et 600 cellules/100g respectivement. Ces valeurs restent au dessous de la valeur de 2500cellules/100g de chair et liquide intervalvaire.

Il est à signaler que la recherche des *Streptocoques fécaux* pour l'échantillon du mois d'Octobre n'a pas pu être réalisé pour des raisons techniques.

IV.2.2.6. *Clostridium sulfitoréducteur* :

Bien qu'il n'y ait aucune norme concernant les spores de *Clostridium sulfitoréducteurs*, nous les avons recherchés. Les résultats ont montré la présence de 2 spores dans 5ml d'échantillon durant le mois d'août .Il aurait été intéressant d'identifier ces *Clostridium* (recherche éventuelle de *C .perfringens*) mais malheureusement ça n'a pas été fait par manque de moyens.

IV.2.3. Recherche des pathogènes :

IV.2.3.1. *Salmonella* dans l'eau et la moule :

Salmonella est le seul pathogène recherché en routine dans les eaux et les produits agroalimentaire. Sa présence n'a pas été observée dans aucun échantillon soit de l'eau de mer (500ml) soit des moules prélevés (25g de chair et de liquide intervalvaire).

IV.2.3.2. *Staphylococcus aureus* :

La recherche de ce germe pathogène a révélé son absence durant les mois d'Août et d'octobre. Par contre en mois de juillet, les résultats ont montré la présence de 84 colonies dont certaines sont productrices d'une coagulase, ce qui confirme le pouvoir pathogène.

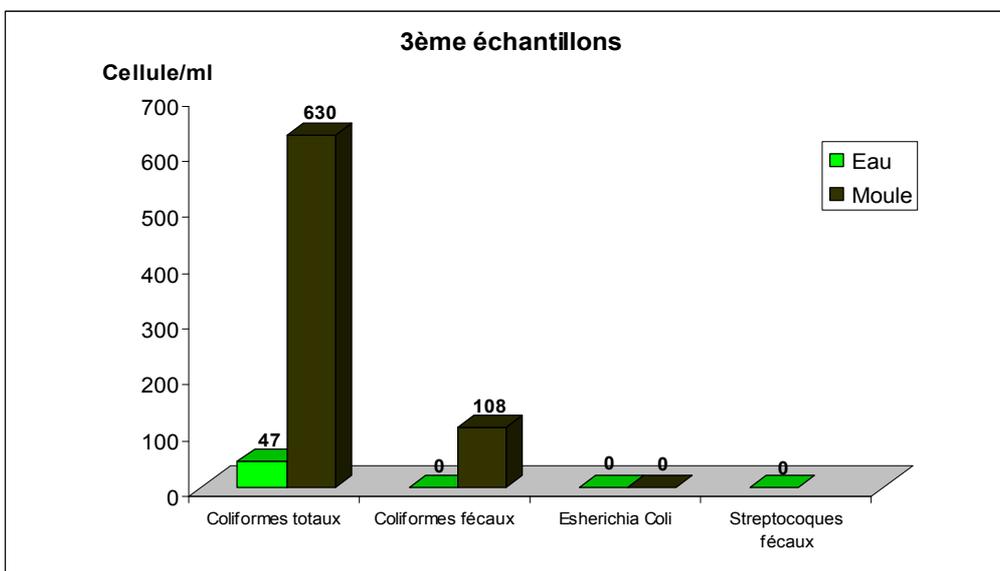
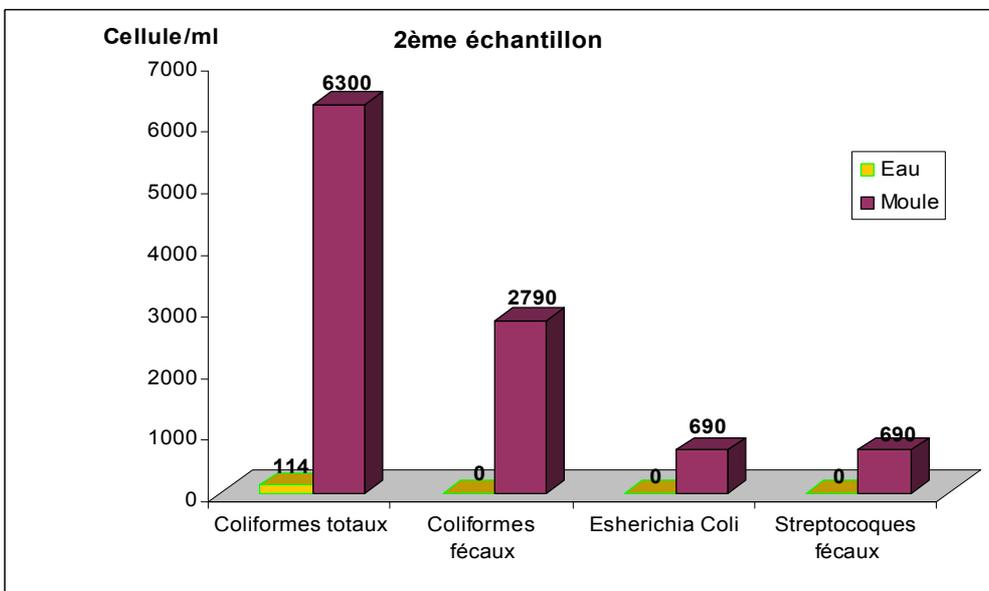
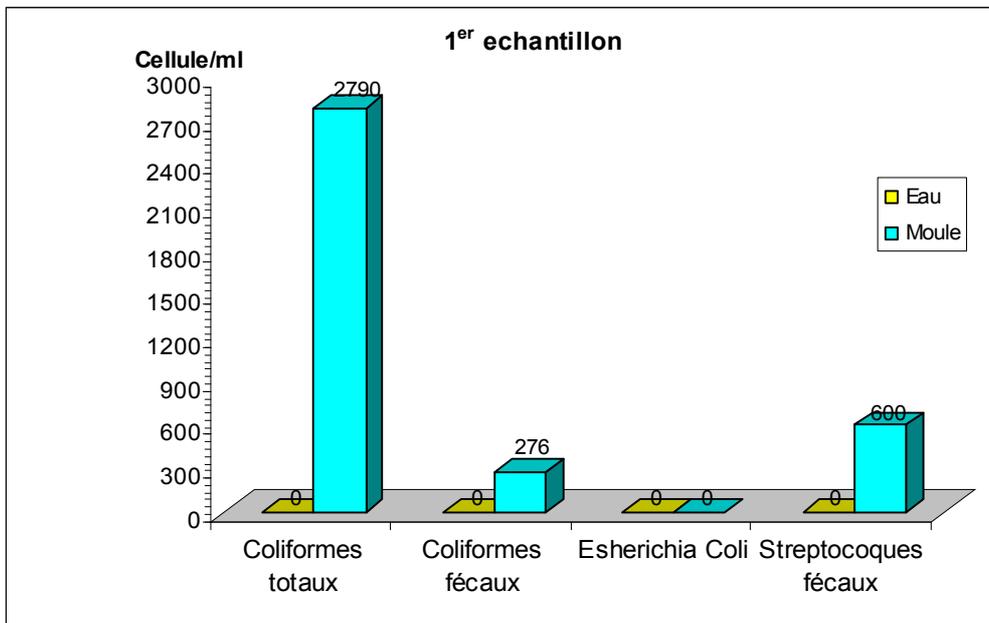


Figure 14 : Résultats de l'analyse bactériologique de l'eau de mer et de la moule pour les trois échantillons.

IV.3. Résultats des analyses toxicologiques

Les risques sanitaires liés à la consommation des moules ne sont dû uniquement à la contamination bactérienne mais, également à l'ingestion des toxines produites principalement par des dinoflagellés. La réglementation en vigueur exige la recherche de principalement trois toxines à savoir : la toxine diarrhéique DSP, la toxine paralysante PSP et la toxine amnésiante ASP. Dans notre étude la ASP n'a pas pu être recherchée faute d'étalon pour la HPLC. Cependant, les deux autres ont été réalisés par un bio-essai sur souris. Comme la directive européenne 91/492/CEE de 1991 l'exige, le test souris a été négatif pour la DSP (survie des souris durant 24h après l'injection) et la quantité de la PSP a été trouvée $<80\mu\text{g}/100\text{g}$ de chair. Les résultats montrent que les moules prélevées ne présentent pas de risques pour le consommateur et reflète encore une fois la bonne qualité de la zone d'élevage.

IV.4. Les résultats de l'analyse des métaux lourds :

Les moules sont des filtres qui peuvent concentrer non seulement les différents agents infectieux mais, également des xénobiotiques qui ont un effet sur la santé humaine mais à long terme. Parmi ces polluants, les métaux lourds se trouvent en tête de liste. La réglementation européenne actuelle exige la recherche de trois métaux toxiques à savoir : le mercure ($<0.5\text{mg}/\text{kg}$), le plomb et le cadmium (<1 et $1.5\text{mg}/\text{kg}$) alors que la réglementation algérienne exige ($<2\text{mg}/\text{kg}$). Dans notre étude, nous avons analysé cinq métaux : Hg, Pb, Cd, Zn et Cu. En ce qui concerne le Hg, un taux de ($55,8 \mu\text{g} /\text{kg}$) a été retrouvé. Par contre, le Cd et le Pb ont été retrouvés à des taux (<6 et <40 respectivement). C'est valeur n'ont pas pu être comparées aux normes ($<2\text{mg}/\text{kg}$), à cause de la limite de sensibilité de l'appareillage utilisé. Enfin, le zinc et le cuivre ont été retrouvés à des valeurs de (21 et $<20 \text{mg}/\text{kg}$) respectivement.

DISCUSSION

V. Discussion :

Les moules sont des organismes filtreurs qui peuvent accumuler différents agents infectieux : bactéries, virus, toxines et xénobiotiques. Leur consommation crue ou peu cuite, les places parmi les aliments à risque du point de vue toxi-infections alimentaires. Différents textes réglementaires ont fixé les critères microbiologiques et toxicologiques pour la mise en vente de ces produits ainsi que pour déterminer les zones d'élevage. Notre étude s'intéresse au contrôle de la salubrité des moules prélevées de la zone d'élevage de Ain Tagoraite.

Sur le plan bactériologique nous avons constaté la bonne qualité des eaux d'élevage avec absence de coliformes thermotolérants et de Streptocoques qui sont les principaux indicateurs de contamination fécale, ceci pourrait être expliqué par les mouvements des masses d'eau sous l'effet des courants et des vents. En effet, ces derniers ont une influence très importante sur la stabilité des milieux de vie et des écosystèmes, ils favorisent la dispersion et l'hétérogénéité des constituants de l'eau.

La concentration des bactéries par la moule *Mytilus galloprovincialis*, est importante, comparée avec celle de l'eau environnante. La quantité des germes dans l'organisme des moules est régie par le phénomène de filtration. Ces derniers aspirent un grand volume d'eau en moyenne 175 à 650l/h/Kg du poids vif (GUILLAUD et ROMANA, 1996), Les particules en suspension sont captées lors de ce transit. Le tri se fait au niveau des palpes labiaux qui rejettent tous les éléments non digérables à cause de leur taille ou de leur nature. Les bactéries ne sont donc pas expulsées, mais plutôt concentrées en forte proportion, ceci explique pourquoi l'état sanitaire des moules dépend étroitement de celui du milieu dans lequel elles vivent. D'après les résultats de la figure (14), nous avons constaté une concentration plus importante des coliformes et Streptocoques dans la moule par rapport à l'eau, ce qui est dû au phénomène de filtration. Cette dernière est un mécanisme perpétuel influencé par plusieurs facteurs. Son intensité est en fonction des conditions physiques du milieu marin.

En effet, la température est le principal facteur qui conditionne l'efficacité de l'accumulation et de l'épuration des bivalves. Le taux d'accumulation relativement élevé observés en mois de Juillet et Août est dû au fait que la purification est lente et que l'accumulation est rapide à des températures élevées (de 24 à 37°C) (RODRICH et al, 1994). Une augmentation de la température peut perturber fortement le milieu (pollution thermique) mais peut aussi être un facteur d'accroissement de la productivité biologique (GAUJOUS, 1995).

En ce qui concerne les analyses des moules, seule les résultats du mois d'Août qui dépassent les valeurs guide mais non la valeur impérative. Ces résultats peuvent être expliqués par une filtration très importante favorisée par la remise en suspension des particules durant le mauvais temps.

En effet PRIEUR (1981) à signaler l'adaptation de certaines bactéries aux conditions hostiles rencontrées dans le tractus digestif de moules (PLUSQUELLEC et al, 1986).

Sur le plan toxicologique, les résultats ont montré l'absence dans cette zone d'élevages de toxines. Ces analyses sont recommandées tous les 15 jours. Egalement, en ce qui concerne la pollution chimique, l'analyse est recommandée une fois tous les six mois. Les résultats sont conformes à la norme, en ce qui concerne le mercure. Par contre, il faut adopter une autre technique plus sensible à la détection du cadmium et du plomb.

Il est à noter que le contrôle de la qualité des moules a une grande importance dans la prévention de la santé du consommateur, mais également dans la surveillance et le classement des zones conchylicoles. Seulement, pour ce dernier cas, il faut réaliser des analyses d'environ 26 prélèvements réalisés durant une année sur des moules ayant séjournées au moins 15 jours dans le site d'élevage (LARPENT, 1997 ; DELARRAS, 2003).

Enfin, il est à signaler que le phénomène de filtration chez les moules est à la base de leur contamination, mais il contribue également à leur épuration lorsqu'elles sont placées en eaux saines. En effet, un séjour de 15 à 30 jours, selon la contamination initiale, permet l'autoépuration des coquillages souillés (MARTEIL, 1974).

CONCLUSION

VI. Conclusion :

L'objectif de notre travail a été le contrôle de la qualité des moules d'élevage « *mytilus galloprovincialis* » issues de la ferme SEAM de Ain Tagourait, les résultats obtenus nous ont permis de constater que :

- ✓ La qualité bactériologique de la zone d'élevage est de bonne qualité.
- ✓ La moule est un biofiltreur qui concentre les bactéries de l'environnement, la qualité bactériologique de ce dernier a été satisfaisante, durant la période des prélèvements.
- ✓ Les toxines présentant un risque sanitaire pour l'homme sont absentes dans les échantillons analysés.
- ✓ Enfin, l'accumulation des métaux lourds dans la chair est faible spécialement pour le mercure.

Ces résultats augurent de la bonne qualité de ces moules et du fait qu'elles sont propres à la consommation directe sans aucune purification, Néanmoins, il faut prendre en considération toutes les toxines susceptibles de causer des risques sanitaires pour l'homme, ainsi que l'aspect viral qui n'est pas prévu dans la législation actuelle.

Enfin pour réaliser un suivi et une surveillance pour la salubrité de cette zone conchylicole, il serait intéressant de continuer le travail durant une année d'étude avec minimum 26 échantillons.

REFERENCES

REFERENCES:

- ABADA-BOUDJEMA, Y.M et MOUEZA, M (1981)** :structure des populations d'une moulière naturelle en baie d'Alger. *Acta Oecologica Ecologia Generalis*, 1,2 p :183 -194.
- Adami, G., P. Barbieri, M. Fabiani, S. Piselli, S. Predonzani et E. Reisenhofer (2002)**. "Levels of cadmium and zinc in hépatopancreas of reared *Mytilus galloprovincialis* from the Gulf of Trieste (Italy)." *Chemosphere* 48: 671-677.
- AUSTRALIA NEW ZEALAND FOOD AUTHORITY. Shellfish toxins in food. A toxicological review and risk assesment Technical report series n°14. ANZFA :Canberra, Australie, 2001, 21 p.
- APFELBAUM M., ROMON N., DUBUS M., 2004** : Diététique et nutrition. 535p.
- ATSDR., 1990**: "Toxicological profiles for copper. Agency for toxic substances and disease registry, atlanta, GA: US department of Health and Human Services, Public Health Services. <http://www.atsdr.cdc.gov/toxpro2.html>."
- **Amiard, J. C., C. Amiard-Triquet, C. Berthet et C. Metayer., 1986**: "Contribution to the ecotoxicological study of cadmium lead, copper and zinc in the mussel *M. edulis* I: Field study." *Mar. Biol* 90: 425-431.
- Barthe, C., J.Perron et J.M.R. Perron., 1998**. « Guide d'interprétations microbiologiques d'intérêt dans le domaine de l'eau potable ». Document de travail (version préliminaire), ministère de l'Environnement du Québec. 155p.
- BENCHAIRA.M et MENAL, 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.
- BOUAZIZ A, 1992** : Le merlu (*Merluccius merluccius mediterraneus* CADENAT, 1950) de la baie de Bou smail:biologie et écologie. Thèse de magister en océanographie biologique.ISMAL.94p.
- Boisson F., O. Cotret et S. W. Fowler 1998**:" Bioaccumulation and retention of lead in the mussel *Mytilus galloprovincialis* following uptake from seawate." *The Science of the Total Environment* 222: 55-61.
- Borchardt T., 1983**: "Influence of food quantity on the kinetics of cadmium uptake and loss via food and seawater in *Mytilus edulis*." *Mar. Biol* 76: 67-76.
- Borchardt T., 1985**: "Relationship between carbon and cadmium uptake in *Mytilus edulis*." *Mar. Biol* 85: 233-244.
- **BREITTMAYER JP., GAUTHIER MJ., 1979** : Dénombrement des bactéries en milieu marin. Facteurs de variation et d'incertitude. *Ann. Microb. Inst. Pasteur*, 130 : 245 - 256.
- **BOUKHROUFA F (1987)** : Reproduction et structure des population de la moule *Perna perna* sur la cote algeroise. Thèse de magister, USTHB, Alger ,123p.

- BOURGEOIS C M et LEVEAU J H ;1991** : Techniques de contrôle dans les industries agro-alimentaires. Volume 3 : le contrôle microbiologique. Edition Lavoisier.2ème édition Tec and Doc.454p.
- Carpene E.,George SG., 1981**: "Absorption of cadmium by gills of *Mytilus edulis*." *Molecular Physiology* 1: 23-34.
- CEAEQ., 2000** : « Recherche et dénombrement des coliformes totaux : méthodes par filtration sur membrane ». Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec. 25p.
- Chong K.,Wang WX., 2001**: "Comparative studies on the biokinetics of Cd, Cr and Zn in the green mussel *Perna viridis* and the Manila clam *Ruditapes philippinarum*." *Environ. Pollut* 115(1): 107-121.
- CHEVALIER P .,2003** :Coliformes totaux .*Fiches synthèse sur l'eau potable et la santé humaines*,Institut national de santé publique du Québec ,4 p.
- CHINA B., DE SCHAEZTEN MA., DAUBE G., 2003**:Les mollusques bivalves, des aliments dangereux ?. *Annales médecine vétérinaire*.147:p.413-422.
- Coombs TL., George SG., 1978**: Mechanisms of immobilisation and detoxification of metals in marine organisms. *Physiology and behaviour of marine organisms*. D. S. McLusky et A. J. Berry. Oxford, Pergamon Press: 179-187.
- Cossa, D., Bourget E., Pouliot D., Piuze J., Chanut JP., 1980**: "Geographical and seasonal variations in the relationship between trace metal content and body weight in *Mytilus edulis*." *Mar.Biol* 58: 7-14.
- Cossa D., Rondeau JG .,1985**: "Seasonal, geographical and size-induced variability in mercury content of *Mytilus edulis* in an estuarine environment: a re-assessment of mercury pollution level in the estuary and gulf of St Laurent." *Mar. Biol* 88: 43-49.
- Cossa D.,Lassus P., 1989**: Le cadmium en milieu marin. *Biogéochimie et Ecotoxicologie*, Editions Ifremer, Plouzané, France. 16 mars: 111.
- Chiffolleau JF., Auger D., Chartier E ., Michel P., Truquet I., Ficht A., Gonzalez JL., et L. A.Romana .,2001** : "Spatiotemporal changes in Cadmium contamination in the Seine estuary (France)." *Estuaries* 24(6B): 1029-1040.
- DACORNE A ,1973** : Sédimentologie et bionomie benthique en baie de bous Imail (Castiglione).pelagos Vol 2 alger : 40 -50p.
- Dameron C., Howe PD., 1998**: Copper Environmental Health criteria n°200. Geneva, World Health Organization.
- DAO SP., 2006** :**Phytoplancton et phytoxine**:un problème de santé publique ,la lettre de ARET-septembre 2006.
<http://www.aret.asso.fr/images/extraitlettre> 52 p dt.

- **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.
- DELARRAS C ., 2003** : Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. 269. p
- **DJEDIAT C (1960)** : 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 .
- ELZIERE-PAPAYANNI ., 1993** : Les coquillages ; Edition I.T.S.V.F. 509 .p.
- FIGARELLEA J et al., 1999** : Microbiologie alimentaire, centre régional de documentation pédagogique. Edition Bondoux. 5ème édition. 212.p.
- **Frémy JP., Lassus P., 2001** : Toxines d'algues dans l'alimentation. Ed. Ifremer, 560 p.
<http://www.ifremer.fr>
http://ec.europa.eu/food/fs/inspections/vi/reports/spain/vi_rep_spai_3279-2001_fr.pdf
- GALLACHER S., SMITH EA., Bacteria and Paralytic Shellfish toxins. Protist, 1999, 150, 245-255.**
- GAUJOUS D., 1995**: La pollution des milieux aquatiques. Aide mémoires. 2ème édition, édition Tec and Doc. 217p.
- GOSLING E., 2003**: Bivalve Mollusc: Biology, Ecology and culture. 433p.
- GRASSE P P, POISSON R A et TUZET O (1961)** : Précis de zoologie I invertébrés ; classe des bivalves, P :407-422 .
- GUEBLI N (1987)** : étude de l'ostréiculture au lac EL -MELLAH, mémoire TS. ITAPA .Alger, 70p.
- GUILLAUD JF., ROMANA A., 1996**: la mer et les rejets urbains. 243p.
- GUILLAUD J.F et al., 1991** : Actes de colloques N°11. La mer et les rejets urbains, Edition IFREMER. 243. p.
- GUIRAUD JP ., 1998** : Microbiologie alimentaire. Paris. Edition Dunod. 652.p.
- HAOUCHINE M., 1995** : Ecologie et biologie de la reproduction de la moule, *mytilus galloprovincialis* (LMK) au sein d'un écosystème lagunaire saumâtre le lac el Maleh, Thèse de magistère. I.S.N U.S.T.H.B. Alger. 56.p.
- HOLMES M.J., TEO S. L. M., 2002**: Toxic marine dinoflagellates in singapore waters that cause seafood poisonings. Clin.Exp. Pharmacol. Physiol. 29, 829-836.
- HOSMI A (1978)** : A note on the vertical distribution on mussels, M.G (LMK) "Venus", *the japonése journal of malacology* 37(4) P : 30 -45.
- HULSE JH., 1995** : Science, agriculture et sécurité alimentaire. 263p.
- Ifremer -Henri Grizel- Février 1996** : Sète Le réseau de pathologie des Mollusques .

- Ifremer, 2006 Phytoplancton et phycotoxines, Bilan des connaissances générales, La surveillance dans le Bassin d'Arcachon

Direction des opérations / Laboratoire Environnement Ressources
Laboratoire côtier d'Arcachon
Juin 2006.

-Lane TW., Morel FM., 2000: "A biological function for cadmium in marine diatoms." Proceedings of the National Academy of Sciences 97(9): 4627-4631.

-LARPENT J. P ., 1997 : Microbiologie alimentaire technique de laboratoire. Paris. Edition lavoisier. Techniques et documentation. 1073.p.

- LIGEARD CH., 2008 : Note D'Information DPMA/SDA/O2008-9601 Date: 12 mars 2008 Ministère de L'Agriculture et De La Pêche. Direction des Pêches Maritimes et de l'Aquaculture Sous-Direction de l'Aquaculture.

-Lubet P ., 1959 : Recherche sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les mytilidés et les péctinidés (mollusques bivalves). Rev. Trav. Inst. Pêche mar ; Paris. 23(4), pp :387-548.

-Lubet P., 1973 : Exposé synoptique des données biologiques sur la moule *mytilus galloprovincialis* (LMK). Synop ; FAO ;(88), pp : 1-125.

- MARTEIL L., Septembre 1974 : La conchyliculture française.1° Partie.Le milieu naturel et ses variations. Publié dans la Revues des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes Volume 38 (3), p. 217-337

- MARTEIL L., Juin 1976 : La conchyliculture française.2° Partie.Biologie de l'huître et de la moule. Publié dans la Revues des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes Volume 40 (2), p. 149-346

- MARTEIL L., mars 1979 : La conchyliculture française.3° Partie. L'ostréiculture et la mytiliculture. Publié dans la Revues des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes Volume 43 (1), p. 10-130

- MARTIN., 1985 a : L'épuration et traitement des effluents (eau, air).Volume 2-1. Bactériologie des milieux aquatiques, aspects écologiques et sanitaires. Lavoisier, édition techniques et documentation.322p.

- MARTIN Y.P., BONNEFONT J.L., 1986 : « Conditions de décroissance en milieu marin des bactéries fécales des eaux usées urbaines ». Oceanis 12. 403–418.

- MEZRIOUI N., BALEUX B .,1992 :Effet de la température, du pH, et du rayonnement solaire sur la vie de différentes bactéries d'intérêt sanitaire dans une eau usée épurée par lagunage. *Revue des sciences de l'eau*. 5 (1992) .p. 573 -591.

-Miquel G., 2001 : Rapport D'information n 261 (2000 -2001) Office Parlementaire D'évaluation des Choix scientifique et technique. LES EFFETS DES METAUX LOURDS SUR L ENVIRONNEMENT ET LA SANTE ;

-MONFORT P., 2003: Microbiologie et coquillages. Laboratoire Environnement Ressources Concarneau IFRMER.18p.

- **MUNIAIN-MUJIKA I., CALVO M., LUCENA F., GIRONES R.** Comparative analysis of viral pathogens and potential indicators in shellfish. Intern. J. Food Microbiol., 2003, 83, 75-85.
- Miquel M., 2001** : Les effets des métaux lourds sur l'environnement et la santé. Rapport Office Parlementaire d'évaluation des choix scientifiques et technologiques (Dir.). Rapport Sénat n°261: 360.
- Officiel method of analysis of **AOAC** international, 16 ème édition volume 2 (1995)
Procédure de gestion des documents et des données « PR.C.AQ001 »
- O.M.S/PNUE. 1995** :« Recommandation pour la surveillance sanitaire des zones côtières à usage récréatif et des zones conchylicoles ». Organismes indicateurs bactériens. Partie II.
- O.M.S., 2000** :« Directives de qualité pour l'eau de boisson : volume 2. Critères d'hygiène et documentation à l'appui ». Organisation Mondiale de la Santé, 2^{ème} édition. 1050p.
- **Okumura M., Tsuzuki H., Tomita B.I., 2005**: A rapid detection method for paralytic shellfish poisoning toxin by cell bioassay. Toxicon 46: 93-98
- Price NM., Morel FM., 1990**: "Cadmium and cobalt substitution for zinc in a marine diatom." Nature 344(6267): 658-660.
- Plusquellec A., Beucher M., Le Gal., 1986** :Deuxième colloque International de bacteriologie marine-IFREMER, actes de Colloques n°3.p.541-548.
- 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 .
- Rene Baylet a.*, Panayota Elziere b., Jean-Paul Guyonnet c., septembre 2003** :Pathologies attribuables a la consommation de coquillages 1-11.
- Riget, F., Johansen P., Asmund G., 1997**: "Uptake and release of lead and zinc by blue mussels (*Mytilus edulis*). Experience from transplantation experiments in greeland." Mar. Pollut. Bull. 34: 805- 815.
- RIVA A., MASSE H., 1993**:Etude écophysiological de quelques mollusques bivalves. Bases biologiques de l'aquaculture. FREFER Acte de colloques n°1.p.45-62.
- Robertson W., 1995.** « Utilités et limites des indicateurs microbiologiques de l'eau potable. Dans : Air intérieur et eau potable, sous la direction de Pierre Lajois et Patrick Levallois, Presses de l'Université Laval. P. 179-193
- RODIER J., BROUTIN JP., CHAMBON P., CHAMPSAUR H., RODI L., 2005** : L'analyse de l'eau.8ème Edition, Dunod, Paris.1383p.

-Riisgard HU., Bjornestad E., Mohlenberg F., 1987: "Accumulation of cadmium in the mussel *Mytilus edulis*: kinetics and importance of uptake via food and seawater." *Mar. Biol* 96: 349-353.

-Singleton P., 1999 :Guide sous marine du bassin méditerranéenne .Faune et flore.

-STABLO C., 1998: Conséquence sur la santé de la consommation des coquillages de pêche à pied dans le bassin d'ARCACHON en période estivale.*Bull.Soc.Pharm.Bordeaux*.137 .p.91-107.

-Stann HEAULME., janvier 2003: la moule ou mytilus- : 1-11.

-Schulz-Baldes M., 1974: "Lead uptake from seawater and food, and lead loss in the common mussl *Mytilus edulis*." *Mar. Biol* 25: 177-193.

-Schulz-Baldes M., 1977: Lead transport in the common mussel *Mytilus edulis*. *Proc. Int. Conf., Heavy metals in the Environment, natl. res. Council Can.*

-Su Z., Sheets M., Ishida H., Li F., Barry W.H. 2004. saxitoxin bloches L –Type/_{ca+} . *J. pharmacol. Exp. Ther.* 308 (1): 324-329.

-Sunda WG., Huntsman S A., 1998: "Processes regulating cellular metal accumulation and physiological effects: Phytoplankton as model systems." *The Science of the Total Environment* 219:165-181.

-SURTA L., FEDERIGHI M ., et JOUVE J.L. ,1998.*Mannuel de bacteriologie alimentaire polytechnica.* Paris édition.308p.

-QUILLIAM MA., Phycotoxins. *J. AOAC Int.*, 1999, 82,773-81

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

- Wang J., Salata J.J., Benett P.B. 2003: saxitoxin is gating modifier of Herg k^+ channels. *J. Gen. Physiol* 121(6): 583-598.

-<http://Fr.wikipedia.org/wiki/mytiloïda>.

- **Ifremer 2008.** www.ifremer.fr

ANNEXE

Recherche de la PSP :

1-Calcul de la toxicité :

- Déterminer le temps de mort médian des souris, inclure les survivants ;
- Déterminer pour chaque temps mort, son unité souris (MU) à l'aide du tableau 1 (annexe).
- Si le poids de l'animal ne correspond pas à $20 \pm 1g$, effectuer des corrections en multipliant MU de la souris par le facteur de correction du poids (tableau 2 annexe),
- Déterminer le MU médian du groupe (le temps de mort des survivant supérieur ou égal à 60min est inférieur à $0.875MU$) ;
- Convertir les MU en μg poison/ml en le multipliant par la valeur du coefficient de conversion FC ;
- La formule :

$$\mu g \text{ de poison} / 100g \text{ de chair} = (\mu g/ml) \times \text{facteur de dilution} \times 200$$

2- Standardisation de la méthode : détermination du coefficient de conversion FC

- A partir d'une solution mère de PSP ($100\mu g/ml$), préparer une solution de PSP standard de $1\mu g$ saxitoxine/ml dans 100ml d'eau distillée acidifiée avec de HCl. Cette solution acidifiée (pH=2-4), peut être conservée pendant plusieurs semaines à $4^{\circ}C$.
- Diluer 10ml de la solution PSP ($1\mu g/ml$) avec 10-15-20-25 et 30ml d'eau distillée ;
- Inoculer 1ml de chaque dilution à un groupe de 10 souris par voie intrapéritonéale ;
- Choisir la dilution qui donne un temps de mort de 5 à 7min ;
- la dilution sera prouvée avec variation de 1ml d'eau distillée (ex pour l'ajout de 25ml, on essayera 24ml et 26ml).
- Injecter à des groupes de 10 souris, trois dilutions qui donnent un temps de mort moyen de 5 à 7min ; si plus de 3 souris d'un groupe de 10 survient à l'injection d'une dilution donnée, répéter l'opération avec un autre groupe de 10, un à deux jours plus tard et examiner les causes des résultats initiaux ;
- Répéter le test entier avec la dilution prouvée avec les variations de 1ml d'eau, en utilisant une solution standard nouvellement préparée ;
- Calculer le temps moyen de mort pour chaque groupe de 10 souris, pour les dilutions qui ont donné un temps de mort entre 5 et 7min ;
- Si toutes les dilutions donne un temps de mort entre 5 et 7min, il faut inclure tous les groupes même quelques temps sont hors l'intervalle 5-7min ;
- Déterminer le MU (unité souris) correspondant dans le tableau 1 annexe à chaque temps de mort pour chaque souris de chaque groupe ;
- Déterminer le facteur de correction du poids pour chaque souris à l'aide du tableau 2 annexe ;
- Multiplier les MU par le facteur de correction du poids pour avoir le CMU/ml des dilutions sélectionnées. Calculer le CMU médian ;
- Diviser le MU en $\mu g/ml$ de la dilution sélectionnée par le CMU médian pour avoir le facteur de conversion (FC) pour chaque dilution ;
- Calculer la moyenne des valeurs de FC, cette dernière valeur est utilisée au cours des essais de routine. Elle correspond à la quantité de poison en μg qui tue une souris (MU).
- Les valeurs de FC peuvent varier très significativement dans un laboratoire, c'est pour cela que la valeur est vérifiée selon la fréquence des analyses. Cette valeur ne doit pas varier de $\pm 20\%$

Tableau 1 : Relation temps de mort et Mouse unit (unité souris) pour la PSP

Temps de mort	Unité souris	Temps de mort	Unité souris	Temps de mort	Unité souris
2 :00	7.67	4 :15	2.32	8 :15	1.22
2 :05	7.04	4 :20	2.26	8 :30	1.20
2 :10	6.52	4 :25	2.21	8 :45	1.18
2 :15	6.06	4 :30	2.16	9 :00	1.16
2 :20	5.66	4 :35	2.12	9 :30	1.13
2 :25	5.32	4 :40	2.08	10 :00	1.11
2 :30	5.00	4 :45	2.04	10 :30	1.09
2 :35	4.73	4 :50	2.00	11 :00	1.075
2 :40	4.48	4 :55	1.96	11 :30	1.06
2 :45	4.26	5 :00	1.92	12 :00	1.05
2 :50	4.06	5 :05	1.89	13	1.03
2 :55	3.88	5 :10	1.86	14	1.015
3 :00	3.70	5 :15	1.83	15	1.000
3 :05	3.57	5 :20	1.80	16	0.99
3 :10	3.43	5 :30	1.74	17	0.98
3 :15	3.31	5 :40	1.69	18	0.972
3 :20	3.19	5 :45	1.67	19	0.965
3 :25	3.08	5 :50	1.64	20	0.96
3 :30	2.98	6 :00	1.60	21	0.954
3 :35	2.88	6 :15	1.54	22	0.948
3 :40	2.79	6 :30	1.48	23	0.942
3 :45	2.71	6 :45	1.43	24	0.937
3 :50	2.63	7 :00	1.39	25	0.934
3 :55	2.56	7 :15	1.35	30	0.917
4 :00	2.50	7 :30	1.31	40	0.898
4 :05	2.44	7 :45	1.28	60	0.875
4 :10	2.38	8 :00	1.25		

Tableau 2 : Table de correction du poids de la souris

Poids de la souris en gramme	Unité souris	Poids de la souris en gramme	Unité souris	Poids de la souris en gramme	Unité souris	Poids de la souris en gramme	Unité souris
10	0.5	13.5	0.7	17	0.88	20.5	1.015
10.5	0.53	14	0.73	17.5	0.905	21	1.03
11	0.56	14.5	0.76	18	0.93	21.5	1.04
11.5	0.59	15	0.785	18.5	0.95	22	1.05
12	0.62	15.5	0.81	19	0.97	22.5	1.06
12.5	0.65	16	0.84	19.5	0.985	23	1.07
13	0.675	16.5	0.86	20	1.000		

Annexe II

Table NPP (1)

Nombre le plus probable de micro-organismes
dans 100 g de chair et de liquide intervalvaire

Nombre de tubes positifs			Nombre le plus probable NPP	Catégorie	Limites de confiance			
1 ml	0,1 ml	0,01 ml			95 %		99 %	
0	0	0	< 90					
0	0	1	90	3	3	285	0	420
0	1	0	90	2	3	300	0	480
0	1	1		0				
0	2	0	186	3	36	510	15	750
0	3	0		0				
1	0	0	108	1	6	510	3	750
1	0	1	216	2	36	510	15	750
1	0	2		0				
1	1	0	222	1	39	600	18	810
1	1	1	330	3	105	1 050	54	1 380
1	2	0	330	2	108	1 050	57	1 380
1	2	1	450	3	135	1 140	72	1 560
1	3	0	480	3	135	1 140	72	1 560
2	0	0	276	1	45	1 050	21	1 380
2	0	1	420	2	108	1 050	57	1 380
2	0	2		0				
2	1	0	450	1	111	1 140	60	1 560
2	1	1	600	2	135	1 140	72	1 560
2	1	2		0				
2	2	0	630	1	135	1 200	72	1 660
2	2	1	840	3	261	2 820	153	4 260
2	2	2		0				
2	3	0	870	3	251	2 820	153	4 250
2	3	1		0				
3	0	0	690	1	138	2 820	75	4 250
3	0	1	1 140	1	264	3 120	156	4 710
3	0	2	1 920	3	480	5 430	300	7 500
3	0	3		0				
3	1	0	1 290	1	273	5 430	159	7 500
3	1	1	2 250	1	510	5 970	330	8 100
3	1	2	3 600	3	1 050	10 800	630	13 200
3	1	3						
3	2	0	2 790	1	540	10 800	360	12 900
3	2	1	4 500	1	1 050	11 400	660	15 600
3	2	2	6 300	2	1 050	12 000	750	16 600
3	2	3	8 700	3	2 700	29 700	1 380	45 600
3	3	0	7 200	1	1 080	29 700	780	45 600
3	3	1	13 800	1	2 730	59 400	1 410	84 000
3	3	2	33 000	1	5 460	121 500	3 420	171 000
3	3	3	> 72 000					



Ministère de l'Aménagement du Territoire,
de l'Environnement et du Tourisme

Observatoire National de l'Environnement et du Développement Durable

Laboratoire Régional Centre

Réf : 89/LRC/ONEDD/2008

Alger le, 24 décembre 2008

Bulletin d'Analyse

Pour le compte de : Direction de la Pêche et des Ressources Halieutiques.

Adresse : Tizi Ouzou

Lieu de prélèvement : échantillon acheminé au laboratoire par le client

Spécification de l'échantillon : Biote (moule), au nombre d'un échantillon.

Date d'entrée de l'échantillon au laboratoire : 12/10/2008

Présentation des résultats d'analyse

Parametres	Unités	Resultats
Cd	mg/kg	< 6
Cu		< 20
Pb		< 40
Zn		21
Hg	µg/kg	55.8

Directeur

Observatoire National de l'Environnement
et du Développement Durable
Laboratoire Régional du Centre
LRC - Alger

M. MOALI



Résumé :

Mytilus galloprovincialis est un bio-accumulateurs d'agents infectieux, de biotoxines marines et de polluants chimiques. Leur consommation peut entraîner des intoxications alimentaires sévères. Le but de notre travail a été le contrôle de la salubrité de la moule d'élevage « *Mytilus galloprovincialis* » prélevée au niveau de la ferme EAM de Ain Tagourait (Tipaza) et ceci durant la période de juillet à Octobre 2008. Les indicateurs fécaux (coliformes fécaux, *E.coli*) recherchés par la méthode des NPP ont été inférieurs à la norme sauf pour le mois d'août où nous avons noté une valeur de 630 *E.coli*/100g mais qui ne dépasse pas la valeur impérative de 1000*E.coli*/100g. Aucune *Salmonelle* n'a été détectée durant les analyses. La recherche des biotoxines ASP et DSP par la méthode de bio-essai sur souris a montré l'absence des toxines dans notre échantillon. Enfin, la quantité du mercure recherché par la méthode de spectroscopie d'absorption atomique (SAA) est de 55,8µg/kg de poids de chair et qui est largement inférieure à la norme fixée par le règlement (CE) soit 0.5mg/kg. En conclusion, Les analyse effectuées ont montré que les moules ne présentaient pas de risque pour la santé du consommateur.

Mots clé : *Mytilus galloprovincialis*, qualité bactériologique, toxines, mercure

Abstract:

mytilus galloprovincialis is a bio accumulators of infectious agents, marine biotoxins and chemical pollutants. Their consumption can cause severe food poisoning. The aim of our work was to check the safety of farmed mussels “*Mytilus galloprovincialis*” collected at the SEAM farm (Ain Tagourait,Tipaza),during the period from July to October 2008.

Fecal indicators (fecal coliforms, *E. coli*) sought by the MPN method were below the standard except for the month of August when we noted a value of 630 *E.coli*/100g, but that does not exceed the binding of 1000 *E.coli*/100g. No salmonella was detected during analysis. The research for ASP and DSP Biotoxins by the method of mouse bioassay showed the absence of toxins in our sample. Finally, the amount of mercury sought by the method of atomic absorption spectroscopy (AAS) is 55.8µg/kg weight of flesh and is below the standard set by Regulation (EC) is 0.5mg/kg. In conclusion, the tests carried out showed that the mussels don't pose a risk to consumer's health .

Key Words: *Mytilus galloprovincialis*, bacteriological quality, toxins

يعتبر المحار مرشح بيولوجي للبكتيريا و المواد السامة و الملوثات الكيميائية البحرية, ممكن أن يؤدي استهلاكه إلى تسمم غذائي حاد . الهدف من عملنا هذا هو مراقبة نقاء محار التربية المأخوذ من مزرعة تربية الأسماك للبحر الأبيض المتوسط المتواجدة بعين تاغورايت ولاية تيبازة, وهذا في الفترة الممتدة من شهر جويلية إلى شهر أكتوبر 2008 .

أثبتت التحاليل الجرثومية للعينات وذلك باستعمال طريقة العدد الأكثر ترجيحاً في البحث عن دلائل وجود البكتيريا البرازية (coliformes *E.coli*, fécaux) أن نسبة هذه الأخيرة أدنى من المسموح به في التشريعات المعمول بها, إلا في شهر أوت حيث سجلنا ما مقداره 630 وحدة من *E.coli* / 100 غ لكنه لا يتجاوز المقدار الإلزامي الأقصى وهو 1000 وحدة من *E.coli* / 100 غ .

التحاليل الجرثومية كلها أثبتت خلو العينات من السالمونيلا .

أثبتت البحث عن المواد السامة البيولوجية ASP و DSP عن طريق حقن فنران حية بيضاء بمحلول مستخلص من المحار في المخبر خلو هذه العينات أي المحار من هذه المواد السامة .

أخيراً كمية الزنبق المبحوث عنها عن طريق منظار التحليل الطيفي ذو الامتصاص الذري تمثل 55,8 µغ / كغ من لب المحار وهي

أدنى بكثير من المعدل المعمول به في التشريعات الأوروبية والتي هي 0.5 مغ / كغ .

و كنتيجة أظهرت التحاليل المخبرية المجراة على المحار المأخوذ من مزرعة عين تاغورايت أن هذا الأخير لا يشكل أي خطر على صحة المستهلك.

المفاتيح: المحار, الزنبق, النوعية البكتيرية للمحار, *Mytilus galloprovincialis*