

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



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

OPTION : ENVIRONNEMENT

Thème :

**Biosurveillance des eaux côtières de la
région Algéroise par les moules :
métaux traces et qualité
bactériologique**

Présenté par:

KERBOUB Lakhdar

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

M ^f	BELHASNET.R	Maître de conférences B (ENSSMAL)	Président
Mr	BOULAHDID. M	Professeur (ENSSMAL)	Promoteur
M ^{me}	BOUBECHICHE .Z	Maître assistante A (ENSSMAL)	Co-promotrice
M ^{me}	BENTCHIKOU. L	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice
Mr	ABDERRAHMANI .K	Doctorant à (USTHB)	Examineur

Promotion : 2013 - 2014



Dédicaces

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

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

A mes chères sœurs Berkahem et Kheira.

A mes beaux-frères et mes belles-sœurs

A mes neveux et mes nièces

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

Remerciements

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

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

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

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

Je remercie Monsieur ABDEERRAHMANI.K, d'avoir aimablement accepté d'évaluer ce modeste travail.

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

Mes remerciements, s'adressent aussi à Monsieur ZIDDOUR.M ainsi que l'ensemble des personnes de Laboratoire LCI (YASMINE, HASNA, AISSA, FAYÇAL...), qui ont vraiment m'aidé pour réaliser ce travail dans les bonnes conditions.

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

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

Liste des figures

Figure 1 :	Classification de la pollution marine	13
Figure 2 :	Représentation schématique du cycle biogéochimique des éléments traces dans des environnements marins	18
Figure 3 :	Anatomie interne de la moule	23
Figure 4 :	Système respiratoire et alimentaire chez la moule	25
Figure 5 :	Système respiratoire et lamelles branchiales	25
Figure 6 :	Système circulatoire	26
Figure 7 :	Localisation des stations de prélèvement.....	29
Figure 8 :	Photographie de l'espèce <i>Mytilus galloprovincialis</i>	31
Figure 9 :	photographie de l'espèce <i>Perna perna</i>	32
Figure 10 :	Lyophilisateur de modèle CHRIST	33
Figure 11 :	Les godets en téflon sur la plaque chauffante	34
Figure 12 :	Recherche des Coliformes Totaux et <i>E.Coli</i> dans l'eau de mer.....	38
Figure 13 :	Recherche des Salmonelles dans l'eau de mer	39
Figure 14 :	Recherche des vibrions dans l'eau de mer	40
Figure 15 :	Recherche des Streptocoques fécaux, Staphylocoques, <i>P.Aeruginosa</i> , Flore mésophiles, <i>C. sulfito-reducteur</i> , levures et moisissures dans l'eau de mer.....	42
Figure 16 :	Recherche des Coliformes totaux, <i>E.Coli</i> , Flore mésophile totale, Streptocoques	45
Figure 17 :	Recherche des salmonelles dans les moules.....	46
Figure 18 :	Concentrations en Zinc dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (<i>Perna perna</i> (Linnaeus, 1758)).....	51
Figure 19 :	Concentrations en Zinc dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819)).....	51
Figure 20 :	Concentration en Nickel dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819)).....	52
Figure 21 :	Concentrations en Zinc dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (<i>Perna perna</i> (Linnaeus, 1758)).....	53
Figure 22 :	Représentation graphique des résultats d'analyse bactériologique de l'eau de mer de Boudouaou.....	54
Figure 23 :	Représentation graphique des résultats d'analyse bactériologique de l'eau de mer d'ORACA marine	55
Figure 24 :	Aspect de la galerie après incubation.....	56
Figure 25 :	Représentation graphique des résultats d'analyse bactériologique de <i>Perna perna</i> (Linnaeus, 1758) du site de Boudouaou.....	57
Figure 26 :	Représentation des résultats d'analyse bactériologique de <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819) des deux sites de prélèvement.....	57

Liste des tableaux

Tableau 1 :	Grille de qualité pour interpréter les concentrations métalliques (en $\mu\text{g/g}$) observées chez les moules	37
Tableau 2 :	Salinité et pH dans les deux sites de Boudouaou El Bahri (S5) et ORCA marine(S6)	49
Tableau 3 :	Taille moyenne des moules de la côte Algéroise	49
Tableau 4 :	Indice de condition des moules de la côte Algéroise	50
Tableau 5 :	Niveau de contamination en Zinc dans les différents sites d'étude.....	53
Tableau 6	Niveau de contamination en Nickel dans les différents sites d'étude.....	53
Tableau 7	Les teneurs moyennes en métaux lourds dans les moules	54
Tableau 8	Représentation des résultats d'analyse bactériologique des moules de la côte Algéroise.....	59

Liste des abréviations

A.I.E.A (I.A.E.A) : Agence Internationale de l'Energie Atomique.

°C : degré Celsius.

CF : Les coliformes fécaux.

C.sulfito-réducteur : *Clostridium sulfito-réducteur*

CT : Les coliformes totaux.

E.N.S.S.M.A.L : Ecole National Supérieur des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral.

E. coli : *Escherichia coli*.

ETM : Eléments Traces Métalliques.

FMAT : Flore mésophile aérobie totale.

g: gramme.

GNAB : Gélose nutritive alcaline biliée.

h : heures.

Km: Kilomètre.

ISO : organisation internationale de standardisation.

ml : millilitre.

NA : norme Algérienne.

NF : norme Française.

OMS : Organisation mondiale de la santé.

O.N.E.D.D : l'Observatoire National de l'Environnement et du Développement Durable.

P.aeruginosa : *Pseudomonas aeruginosa* .

pH : Potentiel de l'hydrogène.

PSU : pratique salinité unite.

S.A.A : Spectrophotométrie d'Absorption Atomique.

UFC : unité formant une colonie.

Sommaire

Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Introduction générale.....	11
1 ^{er} partie synthèse bibliographique	
I. Généralités sur la pollution	13
I.1.La pollution marine.....	13
I.1.1.Définition de la pollution marine.....	13
I.1.2.Les types de pollution marine	14
I.1.2.1.Pollution chimique.....	14
I.1.2.2.Pollution biologique.....	14
I.1.2.3.Pollution physique.....	14
I.1.3.Sources de pollution.....	14
I.1.3.1.Pollution urbaine.....	15
I.1.3.2.Pollution industrielle.....	15
I.1.3.3.Pollution agricole.....	15
I.2.Pollution par les métaux traces.....	15
I.2.1.Définition et classification des ETM.....	15
I.2.2.Origines des ETM.....	16
I.2.2.1.Origine naturelle.....	16
I.2.2.2.Origine artificielle.....	16
I.2.3.Cycle biogéochimique des ETM dans le milieu marin.....	17
I.2.4.Propriétés physico-chimiques de quelques métaux traces.....	18
I.2.5.Propriétés biologiques et toxicité de quelques éléments traces métalliques.....	19
I.2.5.1.Le mercure.....	19
I.2.5.2.Le plomb.....	20
I.2.5.3.Le zinc.....	20
I.2.5.4.Le cuivre.....	21
I.2.6.Bioaccumulation et bioamplification des métaux traces.....	21
I.2.6.1.Le choix de la moule comme bio indicatrice de la contamination métallique.....	21
I.3.Généralités sur les moules.....	22
I.3.1.Systématique de la moule.....	22
I.3.2.Anatomie.....	22
I.3.3.Physiologie.....	23
I.3.3.1.Locomotion.....	24
I.3.3.2.Alimentation.....	24
I.3.3.3.Mode respiratoire.....	24
I.3.3.4.Système circulatoire.....	25
I.3.3.5.Système excréteur.....	26
I.3.3.6.Système nerveux.....	26
I.3.3.7.Reproduction.....	26
I.3.4.Ecologie.....	27
2 ^{eme} partie matériel et méthodes	
II. matériel et méthodes.....	29
II.1. Présentation de la zone d'étude.....	29

II.1.1.La ferme ORCA Marine.....	29
II.1.2.Boudouaou El Bahri.....	30
II.1.3.Figuier	30
II.1.4.Fouka marine.....	30
II.1.5.Zeralda.....	30
II.1.6.Bateau-Cassé (Bordj El Kiffan)	30
II.2.Les prélèvements	30
II.2.1.Prélèvements de l'eau de mer.....	30
II.2.2.Prélèvement des moules.....	31
II.3.Méthodes d'analyses	32
II.3.1.Etude paramétrique.....	32
II.3.2.Analyse des métaux traces.....	32
II.3.2.1.préparation du matériel.....	32
II.3.2.2.Traitement des moules	32
II.3.2.2.4.Détermination des éléments traces métalliques.....	32
II.3.2.2.4.1.Lyophilisation.....	33
II.3.2.2.4.1. Broyage	33
II.3.2.2.4.3.Extraction des métaux lourds.....	33
II.3.2.2.4.4. La Spectrophotométrie d'Absorption Atomique.....	34
II.3.3. Analyse bactériologique.....	37
II.3.3.1. Analyse bactériologique de l'eau de mer.....	37
II.3.3.1.1. Dénombrement des coliformes totaux et <i>E.coli</i>	37
II.3.3.1.2. Recherche des Salmonelles.....	38
II.3.3.1.3. Recherche des vibrions.....	39
II.3.3.1.4. Dénombrement des Streptocoques fécaux.....	40
II.3.3.1.5.Dénombrement des staphylocoques.....	40
II.3.3.1.5. Dénombrement de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	41
II.3.3.1.6. Dénombrement de la flore totale mésophile (FMAT).....	41
II.3.3.1.7. Dénombrement de <i>Clostridium sulfito-réducteur</i>	41
II.3.3.1.8. Dénombrement de levure et des moisissures.....	41
II.3. 3.2. Analyse bactériologique des moules.....	43
II.3. 3.2.1. Préparation des moules.....	43
II.3. 3.2.2. Recherche des Coliformes Totaux.....	43
II.3. 3.2.3. Recherche d' <i>E.Coli</i>	43
II.3. 3.2.4. Recherche de la flore aérobie mésophile (FMAT).....	43
II.3. 3.2.5. Recherche des Staphylocoques.....	44
II.3. 3.2.6. Recherche des Salmonelles.....	46
3 ^{eme} partie résultats et discussion	
III. Résultats et discussion.....	49
III.1. Les paramètres physico-chimiques.....	49
III.2. Paramètres biologiques	49
III.2.1. Taille moyenne	49
III.2.2. Indice de condition	50
III.2.3. Teneur en métaux.....	50
III.2.3.1.Zinc.....	50
III.2.3.2 Nickel	52
III.2.Qualité microbiologique.....	54
III.2.1.Qualité microbiologique de l'eau de mer.....	54
III.2.1.I.La qualité bactériologique des moules.....	56
Conclusion.....	61

Références bibliographiques
Annexe

Introduction générale

La zone côtière correspond à un espace d'interactions entre les écosystèmes marins et terrestres regroupant l'essentiel des ressources marines (Castro *et al.*, 1999 ; Usero *et al.*, 2005). Cette zone correspond également à un espace d'intenses activités économiques (activités domestiques, industrielles, agricoles, etc.) et constitue de ce fait le réceptacle de quantités considérables de substances d'origine naturelle ou anthropique, dont un nombre important possède des propriétés nocives et toxiques.

Ainsi, la zone côtière présente à la fois une grande importance au niveau écologique; la pollution de cette zone peut porter atteinte à la structure des biocénoses et à la productivité des écosystèmes (Roméo *et al.*, 1995). Parmi les polluants qui affectent cette zone, les métaux demeurent un sérieux problème d'environnement de plus en plus inquiétant. Ils sont présents dans tous ses compartiments (eau, sédiment, faune et flore) (Langstone, 1999, *in* Meguellati et Sraoui. 2012).

La solubilité des métaux lourds fait que leur analyse dans un échantillon d'eau de mer ne fournit pas d'information fiable sur le degré de contamination métallique du milieu marin (Phillips, 1977). C'est dans ce contexte que Goldberg (1975) propose l'utilisation d'organismes pour évaluer la qualité du milieu et fait naître le concept d'indicateur biologique ou de la biosurveillance.

Les bivalves présentent des caractéristiques qui en font de bons bioindicateurs (Casas, 2005). C'est pour cela que la moule *Mytilus sp* est fréquemment utilisée dans les programmes de surveillance en Méditerranée comme bioindicatrice de la contamination métallique (Rainbow, 1995; Haynes et Toohey, 1998; Besada *et al.*, 2002; Romeo *et al.*, 2003; Rainbow *et al.*, 2004).

Le présent travail s'inscrit dans le cadre du suivi de l'évolution de la pollution par les Eléments Traces Métalliques (ETM) dans deux espèces de moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819 et *Perna perna* (Linnaeus, 1758) au niveau de la côte Algéroise (la baie d'Alger, la baie de Bou-Ismaïl et la baie de Zemmouri) et d'une part et d'autre part de chercher l'état de contamination bactériologique.

Ce mémoire est répartie en trois chapitres :

- Le premier fait l'objet d'une description générale de la pollution marine dans le milieu marin, les bioindicateurs et les espèces ciblées dans cette étude.
- Le second chapitre concerne une présentation des sites d'étude, les moyens et la méthodologie d'analyse utilisée,
- Le troisième chapitre est consacré à la présentation des résultats obtenus, leur analyse et leur discussion.

Enfin, une conclusion générale clôturera ce mémoire.

CHAPITRE I :

Synthèse bibliographique

I. Généralités sur la pollution

I.1. La pollution marine

I.1.1. Définition de la pollution marine

Le terme pollution marine est défini comme étant "l'introduction par l'homme, directement ou indirectement, de substances ou d'énergie dans le milieu marin (y compris les estuaires) occasionnant des effets néfastes tels que des nuisances envers les ressources biologiques, des risques pour la santé de l'homme, des entraves aux activités maritimes (y compris la pêche), une altération de la qualité de l'eau de mer du point de vue de son utilisation et une dégradation des valeurs d'agrément" . **GESAMP** (1989).

La pollution marine a été définie par la Commission Océanographique Internationale de l'**UNESCO** comme étant : " ... l'introduction par l'homme, directement ou indirectement, de substances ou d'énergie dans l'environnement marin pouvant entraîner des effets délétères, tels que dommages aux ressources biologiques, dangers pour la santé humaine, entraves aux activités maritimes, y compris les pêcheries, détérioration des qualités de l'eau de mer pour son utilisation et réduction des possibilités dans le domaine des loisirs".

1.2. Les types de la pollution

Il existe deux principaux critères utilisés pour classer les polluants en milieu marin (Galaf et Ghannam, 2003) (figure 1) : Les sources de pollution et la nature de la pollution.

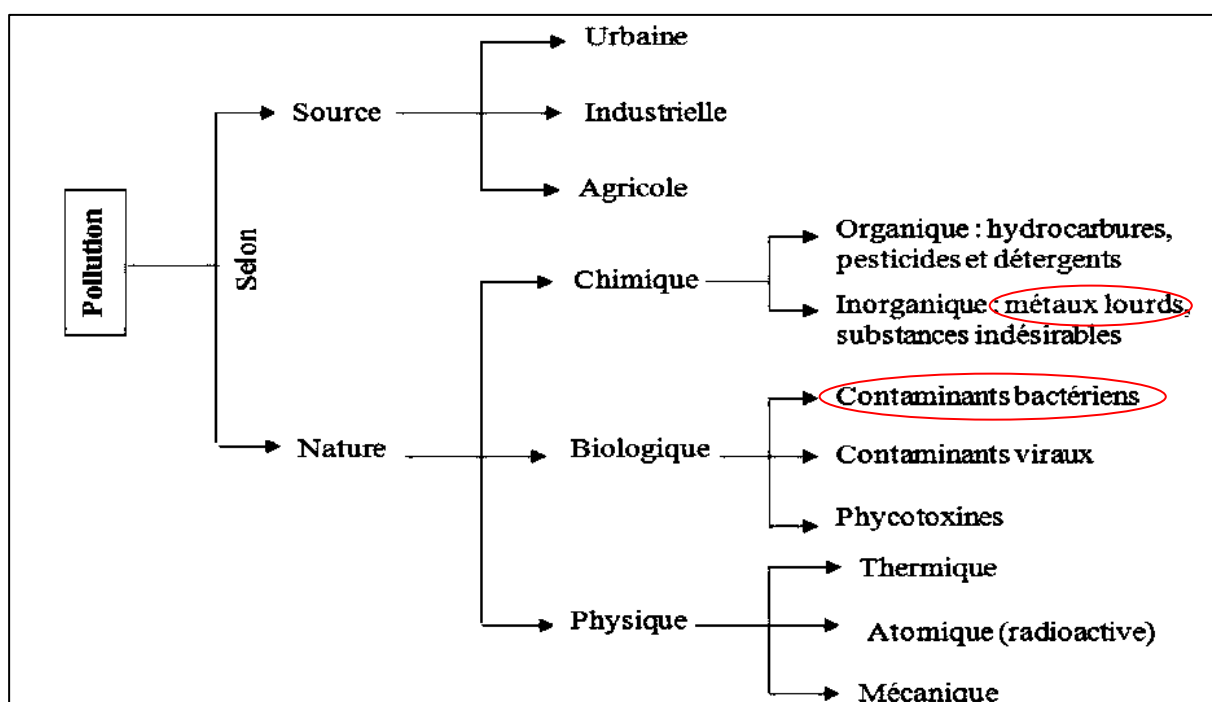


Figure 1 : Classification de la pollution marine (Galaf et Ghannam, 2003).

I.1.2. Les types de pollution marine

Ils existent différents types de pollutions. Comme leurs sources sont très diverses, une classification basée sur leur nature physico-chimique prédominante et les usages de l'eau qui sont à l'origine des pollutions est établie (Ramade, 2000).

I.1.2.1. Pollution chimique

Ce type de pollution est dû à l'entrée d'un ou plusieurs éléments indésirables dans la composition chimique de l'eau marine (Kankou, 2004). Ces éléments peuvent être soit des composés minéraux (engrais, métaux toxiques...), organiques (hydrocarbures, molécules de synthèses...) ou des composés organochlorés (Ramade, 2000).

Cette pollution est évaluée par deux types de paramètres : les paramètres globaux qui résultent de la juxtaposition des effets de plusieurs substances en même temps par exemple le pH, la turbidité et demande chimique en oxygène et les paramètres spécifiques qui caractérisent des composés de même propriété chimique (Kankou, 2004). Ce type de pollution peut avoir des effets nocifs sur les organismes aquatiques directement ou indirectement.

I.1.2.2. Pollution biologique

Cette pollution est due à la présence des polluants microbiens; tels que les bactéries et les virus pathogènes, les parasites, les champignons; qui sont introduites dans les eaux marines par l'intermédiaire des déjections humaines et animales (déversement en mer d'eaux usées d'origine domestique ou agricole) (Lacaze, 1996). Elle peut être due aussi à l'invasion des espèces marines, qu'il s'agisse de virus, d'invertébrés, d'algues ou de poissons, qui est un phénomène qui a profondément perturbé les eaux côtières.

I. 1.2.3. Pollution physique

De nombreuses pollutions modifient l'environnement du fait de leur nature physique. Nous distinguons les matières en suspension, les immersions au large, les apports d'eau douce, les macrodéchets, le réchauffement des eaux et les radiations ionisantes (Lacaze, 1996).

I.1.3. Sources de pollution

Selon l'origine de la pollution, on distingue trois catégories: la pollution urbaine, pollution industrielle et pollution agricole.

I.1.3.1.Pollution urbaine

Due principalement aux rejets domestiques véhiculés en mer sans traitement (Kankou, 2004), issues des eaux de vannes d'évacuation des toilettes et des eaux ménagères d'évacuation des cuisines, salles de bain. Les déchets présents dans ces eaux sont constitués par des matières organiques dégradables et des matières minérales. Ces substances sont sous forme dissoute ou en suspension (Office International de l'Eau, 2005)

I.1.3.2.Pollution industrielle

Les principales origines de cette forme de pollution sont les rejets liquides des diverses industries installés le long de la côte (industries alimentaires, industries agricoles, l'industrie chimique, métallurgique, électronique...), et cela par l'utilisation de combustibles fossiles, des molécules minérales et organiques de synthèses (Ramade, 2000).

La pollution de ces eaux peut être organique, minérale et toxique. Donc les caractéristiques des rejets d'origine industrielle sont bien évidemment directement liées aux types d'industries implantées sur le littoral.

I.1.3.3.Pollution agricole

L'agriculture est devenue une cause importante de pollution des eaux par suite de l'usage systématique des engrais chimiques, des pesticides et des produits phytosanitaires (Ramade, 2000). Ces substances sont lessivées et transportées à la mer par plusieurs facteurs (Kankou, 2004).

Les pollutions agricoles présentent la particularité d'être diffuses : les engrais et pesticides étant répandus sur de vastes surfaces (Ramade, 2000). Mais, elle est aussi due à l'accumulation des résidus des élevages intensifs des animaux et des eaux d'abattoirs qui engendrent des pollutions chroniques et diffuses (Leroy, 1999).

I.2.pollution par les métaux traces

I.2.1.Définition et classification des ETM

Un métal est un élément chimique, issu le plus souvent d'un minerai. Il est doté d'un éclat particulier appelé «éclat métallique», bon conducteur de chaleur et d'électricité, ayant des caractéristiques de dureté et de malléabilité, se combinant aisément avec d'autres éléments pour former des alliages utilisés par l'homme depuis l'Antiquité (Casas, 2005).

On appelle en général « Métaux Lourds » les éléments métalliques naturels, métaux ou dans certains cas métalloïdes caractérisés par une masse volumique élevée, supérieure à 5 g/cm³ (Holleman et Wiberg, 1985). La classification des métaux lourds

est souvent discutée car certains métaux ne sont pas particulièrement « lourds » (cas du Zinc) et certains éléments ne sont pas tous des métaux (cas de l'Arsenic). Pour ces différentes raisons, la plupart des scientifiques préfèrent à l'appellation « Métaux Lourds », l'appellation « Éléments en Traces Métalliques » (ETM), «Éléments Traces» ou encore « Métaux Traces» (Chiffolleau *et al.* 2001). Ces appellations sont utilisées pour décrire ces mêmes éléments, car ils se retrouvent souvent en très faibles quantités dans les eaux et les solides (Ramade, 2000).

Les ETM peuvent être classés en fonction de leur caractère essentiel pour les organismes vivants :

- Certains éléments métalliques, comme Cu, Zn, Co, Fe, Mn, Ni, Cr, V, Mo, Se, Sn, sont essentiels pour les organismes : ce sont les oligo-éléments (la liste des oligo-éléments a été fixée par l'OMS (Who, 2003) : au total 21 éléments sont reconnus comme tels, dont 14 métaux), indispensables en quantités minimales. L'augmentation de leur concentration dans l'environnement peut aboutir à des phénomènes de toxicité.
- D'autres éléments ne sont pas nécessaires pour les organismes et présentent des effets toxiques dès les faibles teneurs (de l'ordre du µg/l) : ce sont principalement le plomb, le mercure et le cadmium (Sigg *et al.*, 2001).

I.2.2.Origines des ETM

Les ETM naturellement contenus dans les sédiments et les eaux naturelles proviennent à 80% des altérations physiques et chimiques des roches (Devallois, 2009). Les rejets industriels et domestiques, l'activité minière et les eaux d'écoulement contaminées par les engrais et les pesticides utilisés en agriculture sont autant de sources ayant contribué à l'augmentation des concentrations de métaux traces dans le milieu marin et surtout en zones côtières (Kaiser, 2004).

I.2.2.1.Origine naturelle

Cette origine résulte essentiellement de l'altération et le lessivage des roches terrestres contenant les métaux sous forme de trace ou concentrés en gisements économiques. Les sources naturelles potentielles des métaux traces sont :

1. Le volcanisme sous-marin.
2. Les sources hydrothermales sous-marines.
3. La dégradation de la matière organique (végétale, animale et fossile) contenant les métaux trace en concentration plus ou moins faibles.
4. Les poussières cosmiques entrant dans la terre et précipitant dans l'océan.
5. L'altération et la réaction avec les sédiments marins.

I.2.2.2.Origine artificielle

Cette origine regroupe toutes les sources des métaux en relation avec les différentes activités humaines et on peut distinguer :

Les eaux usées ménagères et industrielles et les sous-produits industriels :

La combustion de la matière organique végétale (incendies forestiers) et fossiles (pétrole et ses dérivés notamment les carburants).

Les activités anthropiques qui génèrent des déchets polluants et sources pour les métaux traces dans la nature :

1. Exploitation des gisements miniers.
2. Navigation maritime et accidents en mer.
3. Activités portuaires, entretien et réparation navale.
4. Eaux usées industrielles et urbaines
5. Lessivage des engrais et des biocides.

Ces sources peuvent déverser les métaux lourds directement dans le milieu marin comme ils peuvent être acheminés par les cours d'eau et par la voie éolienne.

I.2.3.Cycle biogéochimique des ETM dans le milieu marin

C'est le cheminement des ETM par divers processus physiques, chimiques et biologiques à travers les principales matrices du milieu marin.

Les ETM sont transportés vers la mer par différents apports (éoliennes, ruissellements, industrielles, volcaniques) (figure 2). Ils se présentent dans la colonne d'eau et dans le sédiment sous deux formes :

1. Dissoute dans la colonne d'eau et l'eau interstitielle de la colonne sédimentaire, c'est la forme la plus mobile et donc la plus biodisponible pour les populations aquatiques.
2. Fixée aux particules en suspension dans la colonne d'eau ou dans les eaux interstitielles ou aux sédiments. Ils peuvent s'accumuler dans le compartiment sédimentaire formant ainsi des stocks de polluants (Devallois, 2009).

Leur déroulement semble s'effectuer selon deux grandes étapes :

3. Une première consisterait en un piégeage des polluants métalliques par les particules en suspension, la biomasse marine et le sédiment en fonction des conditions physico-chimiques du milieu marin et cela par : précipitation, absorption et adsorption et sédimentation.
4. Une deuxième étape inverse à la première consisterait à un relargage de ces polluants par désorption, diffusion ou propagation dans le milieu marin, décomposition des matières organiques, dissolution et parfois même par une redistribution par l'activité des organismes marins (bioturbation).

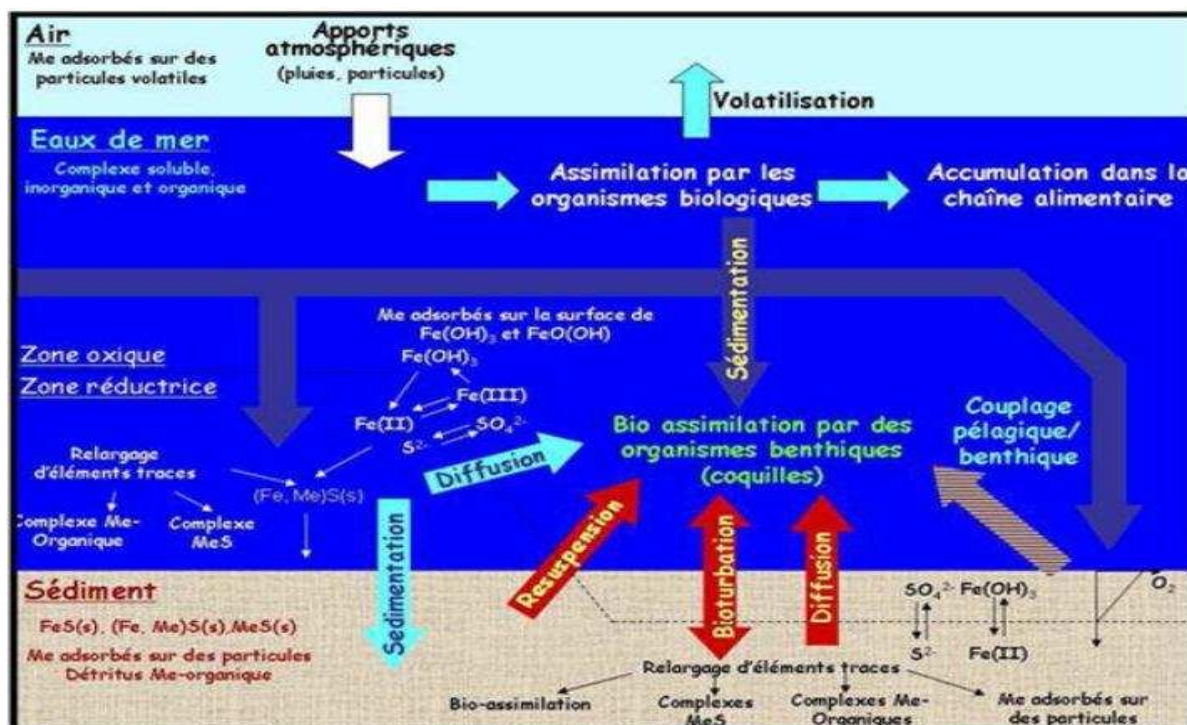


Figure 2: Représentation schématique du cycle biogéochimique des éléments traces dans des environnements marins (adaptée de Butcher et al, 1992).

I.2.4. Propriétés physico-chimiques de quelques métaux traces

Le Chrome (Cr)

La majeure partie du chrome parvenant à l'océan, est transportée par les cours d'eau, essentiellement sous forme particulaire et insoluble (Chester et Murphy, 1990). Les teneurs en chrome dans les sédiments marins sont de l'ordre de 60 à 100 ug/g. elles sont similaires à celles de la croûte terrestre, ce qui reflète le caractère lithogénique de cet élément. Le chrome est peu concentré par les organismes vivants, les teneurs sont en générale de l'ordre de ug/g dans le plancton comme chez les invertébrés et les poissons (Chiffolleau, 1994).

Le zinc (Zn)

Il est physiologiquement indispensable pour les activités biologiques, activateur d'enzymes. Il est insoluble dans l'eau et les solvants organiques usuels. Dans les sédiments, le zinc peut exister sous différentes formes. Selon (Tessier et al, 1980), on distingue les formes:

1. Associé aux oxydes de fer et du manganèse (39-40%) ;
2. Associés au carbonate (21-24%) ;
3. Associés à la matière organique.

Le phénomène d'adsorption et de précipitation du zinc est favorisé lors d'une forte présence d'argile et d'oxydes de fer et de manganèse. Dans les sédiments en conditions d'anaérobie, il y a formation de sulfure de zinc (sphalérite, ZnS). Cet

élément montre des affinités à la fois pour les argiles et la matière organique (Maouche, 1987)

Le cuivre (Cu)

C'est un oligo-élément nécessaire à la vie, mais qui peut présenter des effets toxiques à partir d'un certain seuil de concentration. Dans le milieu aquatique, le cuivre existe sous forme particulaire, colloïdale et dissoute. Il a tendance à former des complexes avec des bases fortes telles que carbonates, nitrates ... En milieu marin, il se trouve peu lié aux acides humiques (10 %), car il est rapidement déplacé de ses complexes par le calcium et le magnésium (Mantoura *et al*, 1978 in Alzieu *et al*, 1999).

Le mercure (Hg)

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. Les composés du mercure se divisent en deux classes chimiques principales : le mercure inorganique (incluant le mercure élémentaire) et le mercure organique (incluant le méthylmercure). C'est le seul métal liquide à température ambiante et le seul élément dont l'introduction dans le milieu marin par l'activité humaine ait entraîné la mort d'hommes. Dans le sédiment marins non contaminés, les teneurs en mercure sont de l'ordre de 20 à 60 ng/g. (Cossa *et al*, 1997).

Le plomb (Pb)

Le plomb existe sous trois formes essentielles: le plomb dissous, le plomb colloïdal et le plomb particulaire. Le plomb présente une forte affinité pour la matière particulaire (Cossa *et al*, 1993). A peine 10 % du plomb se trouve sous cette forme dans l'océan. L'adsorption du plomb sur la matière particulaire est fonction du pH et augmente avec ce dernier. Dans les sédiments, le plomb peut être remis en solution par dégradation aérobie de la matière organique particulaire à laquelle il est associé. Cette solubilisation s'observe également en subsurface par dissolution des oxydes de fer et de manganèse (Cossa *et al*, 1993 ; Marchand et Kantin, 1997).

I.2.5. Propriétés biologiques et toxicité de quelques éléments traces métalliques

I.2.5.1. Le mercure

Le mercure n'a pas de rôle biologique connu (Suszeysky et Shann, 1995). C'est un élément trace métallique dit non-essentiel (Lafabrie, 2007). C'est aussi un métal toxique en raison de son extrême volatilité (puisqu'il peut être facilement respiré), de sa relative solubilité dans l'eau et les graisses (il peut être facilement transporté dans le corps), et de sa capacité à se lier avec d'autres molécules (tel que le carbone en donnant naissance à des composés difficilement dégradables dont le méthyl-mercure)

(Cossa *et al.* 1990). Il peut se lier dans l'organisme aux molécules constituant la cellule vivante (acides nucléiques, protéines...) modifiant leur structure ou inhibant leurs activités biologiques (Miquel, 2001).

La toxicité du mercure dans le milieu aquatique varie avec la température et la salinité : elle augmente généralement avec la température et à faible salinité (Marchand et Kantin, 1997). Cette dernière est également renforcée par la bioaccumulation ou la bioamplification (Miquel, 2001.). 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 (Casas, 2005), d'où le potentiel létal du mercure.

I.2.5.2. Le plomb

Le Plomb fait partie des ETM non-essentiels les plus abondants et les plus largement répandus (Mishra *et al.*, 2006). De même que le Mercure, il peut être bioamplifié dans les systèmes biologiques devenant un potentiel contaminant pour les différents maillons trophiques (Kim, 2004). La toxicité du Plomb s'exerce aussi bien sur les végétaux que sur les animaux et les êtres humains (Wang *et al.* 2006). Une exposition chronique au plomb provoque des effets nocifs sur la santé humaine en affectant le système nerveux, immunitaire, rénal, gastro-intestinal, cardio-vasculaire et reproductif (Kim, 2004). Le saturnisme désigne l'ensemble des manifestations de l'intoxication humaine par le plomb. Ses principaux organes cibles sont le système nerveux, les reins et le sang. Cette maladie se caractérise par une anémie et une perturbation du métabolisme par compétition avec les ions Ca^{2+} (Casas, 2005).

I.2.5.3. Le zinc

Le zinc est un métal dit essentiel (Picot, 2003 ; Casas, 2005). Il est impliqué dans de nombreux processus physiologiques et est donc indispensable à la vie d'un grand nombre d'organismes « oligoélément » (Rengel, 1999), en particulier comme coenzyme (Casas, 2005). Néanmoins, à de fortes concentrations, il devient toxique pour les végétaux et les animaux et constitue de ce fait un contaminant majeur pour le milieu terrestre et aquatique (Hemalatha *et al.* 2006). Sa toxicité pour les organismes aquatiques n'en fait pas un contaminant prioritaire, bien qu'il s'agisse, à de fortes concentrations, sur la reproduction des huîtres et la croissance des larves (Casas, 2005).

I.2.5.4. Le cuivre

Le cuivre est un élément essentiel chez l'homme et l'animal. Il est impliqué dans de nombreuses voies métaboliques, notamment pour la formation d'hémoglobine et la maturation des polynucléaires neutrophiles. Sa toxicité vis à vis des organismes marins dépend de la forme chimique du cuivre et de son état d'oxydation. En particulier, la concentration létale en 48 h pour 50 % des larves d'huîtres plates serait de 1 à 3 µg l⁻¹ et des inhibitions de croissance du phytoplancton se produisent à partir de 4 µg l⁻¹ (Casas, 2005).

I.2.6. Bioaccumulation et bioamplification des métaux traces

La bioaccumulation est le processus par lequel un organisme vivant absorbe une substance à une vitesse plus grande que celle avec laquelle il l'excrète ou la métabolise. Elle désigne donc la somme des absorptions d'un élément par voie directe et alimentaire par les espèces animales aquatiques ou terrestres (Ramade, 2000). La bioaccumulation est le phénomène qui conduit à la concentration d'une substance, qu'elle soit toxique ou non, dans un organisme (Lacaze, 1996).

$$FC = \frac{\text{Concentration d'un métal dans l'organisme}}{\text{Concentration du métal dans l'eau}}$$

Selon Asso, 1982 « la bioaccumulation » est un terme plus général qui implique l'accumulation d'un toxique par tous les processus.

La biomagification (ou bioamplification) est l'augmentation des concentrations d'un contaminant au fur et à mesure que l'on passe d'un maillon trophique inférieur à un maillon supérieur (Chiffolleau *et al*, 1999).

I.2.6.1. Le choix de la moule comme bio indicatrice de la contamination métallique

Vue sa circulation et sa dynamique, l'analyse de l'eau de mer ne fournit pas d'informations sur la biodisponibilité des éléments en traces métalliques pour les organismes et ne permet pas d'évaluer, ni même de prévoir, l'impact de ces substances sur les organismes ou, *à fortiori*, sur l'écosystème dans son ensemble (Lagadic *et al*. 1998 ; Morillo *et al*. 2005). C'est dans ce contexte que Goldberg (1975) propose l'utilisation d'organismes pour évaluer la qualité du milieu et fait naître le concept d'indicateur biologique.

Dans les projets Med-Pol, plusieurs organismes marins ont été choisis afin d'évaluer les effets des polluants dans l'environnement marin et de permettre ainsi le contrôle et la surveillance de ce milieu. Parmi ces organismes, les moules ont été retenues pour leurs

caractéristiques biologiques. La moule est sédentaire et est témoin authentique et représentative de la zone étudiée (Cossa, 1989). Casas, 2005 a décrit les caractéristiques pour lesquelles les moules sont considérées comme bons bioindicateurs:

1. Leur large répartition géographique allant des régions tempérées aux régions subarctiques.
2. Leur mode de vie sessile et euryhalin; leur faculté d'accumuler des métaux présents dans l'environnement dans un facteur de concentration de l'ordre de 103 à 105 par rapport à l'eau environnante.
3. La stabilité de leur population.
4. Leur tolérance à différents stress.
5. La possibilité de les transplanter.
6. Leur consommation par l'homme donc vecteur de contamination.

I.3.Généralités sur les moules

I.3.1.Systématique de la moule

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

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

I.3.2.Anatomie

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

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

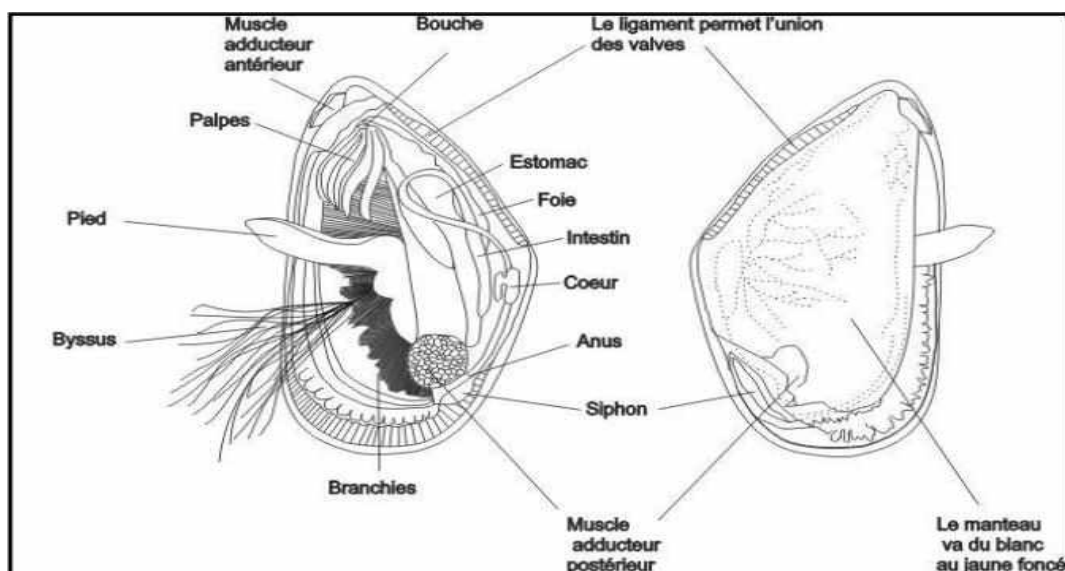


Figure 3 : Anatomie interne de la moule (Marteil, 1976)

I.3.3. Physiologie

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

Parfois les moules rompent certains filaments du byssus et en sécrètent de nouveaux qu'elles fixent sur le substrat leur permettant un déplacement, très lent et très limité (Boué et Chanton, 1962). La coquille est formée de deux valves ovales et convexes reliées par une charnière. Celles-ci présentent des stries concentriques, témoins de leur croissance. Le côté postérieur est la partie la plus ancienne de la coquille.

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

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

La moule peut filtrer l'eau pendant 18,5 à 24 heures par jours sans interruption avec une vitesse moyenne de 20 litres/h. Cependant, la durée et le temps de filtration varient en fonction des différents paramètres (Marteil, 1976). Elle trie la nature et la taille des particules qui pénètrent dans la cavité palléale de 3 et 13 micromètres (Villeneuve et Désiré, 1965).

I.3.3.1. Locomotion

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

I.3.3. 2 Alimentation

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

I.3.3.3 Mode respiratoire

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

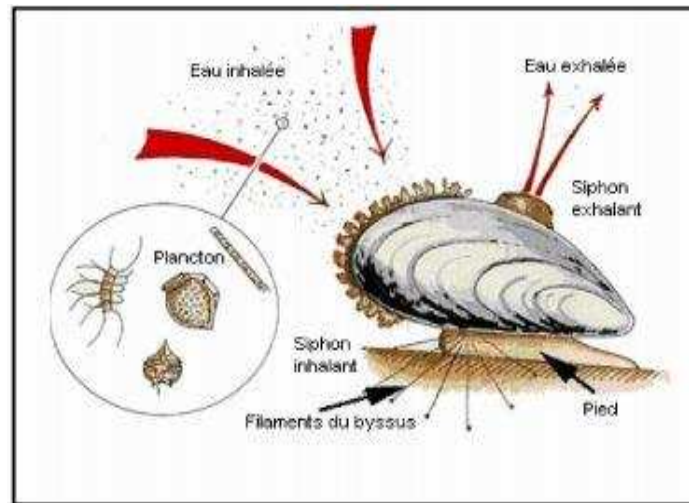


Figure 4 : Système respiratoire et alimentaire chez la moule (MPO, 2003)

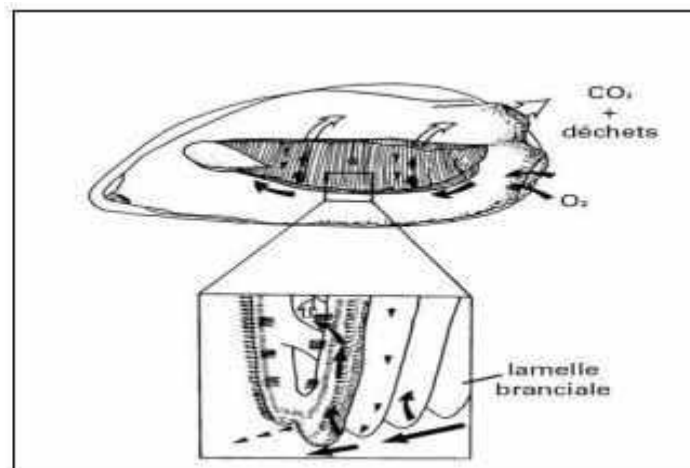


Figure 5 : Système respiratoire et lamelles branchiales (Gosling, 2003)

I.3.3.4 Système circulatoire

L'appareil circulatoire est relativement simple. On y trouve un cœur dorsal (enveloppé par le péricarde) qui comprend deux oreillettes latérales et un ventricule. L'hémolymphe (mélange de sang et de lymph), chassée dans deux aortes, est distribuée aux différentes parties du corps par un réseau de vaisseaux sanguins. Ce système artériel aboutit à des espaces libres sans parois propres : les lacunes (Gosling, 1992). L'hémolymphe n'est plus, à ce moment, canalisée en un système de vaisseaux individualisés. Elle gagne ensuite les reins, où elle est purifiée, avant de pénétrer dans les branchies.

Dans ces organes, elle s'enrichit alors en oxygène (O_2) et se décharge en gaz carbonique (CO_2). Une fois oxygénée, l'hémolymphe rejoint les oreillettes du cœur. A ce circuit principal se superpose un circuit accessoire. En effet, l'hémolymphe qui circule dans le manteau a la possibilité de suivre une voie de retour directe au cœur

sans passer par les reins ni les branchies. Lors du passage dans le manteau, un échange d'oxygène et de gaz carbonique a lieu également (Gosling, 1992).

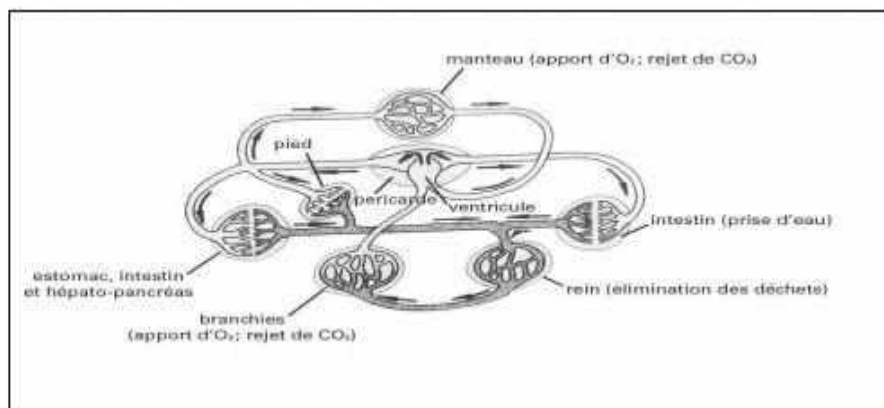


Figure 6 : Système circulatoire (Deconinck, 1971)

I.3.3. 5. Système excréteur

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

I.3.3.6. Système nerveux

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

I.3.3.7. Reproduction

La moule est sexuellement différenciée. Pendant la période de reproduction, les ovules de la femelle sont libérés dans la cavité palléale où ils sont fécondés par les spermatozoïdes. Ces derniers, déversés dans l'eau par les individus mâles, sont entraînés dans la cavité de la femelle par la circulation d'eau entrante. La fécondation est donc externe, c'est la rencontre des deux gamètes dans l'eau. La moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) possède une période de ponte établie durant toute l'année et même chose pour *Perna perna* (Linnaeus, 1758) (Bouchroufa, 1982).

Les œufs très nombreux (environ 500000) donnent deux stades larvaires successifs : trochophore et véligère. La larve trochophore se transforme en larve véligère en 24h. Celle-ci se fixe sur un substrat, après 2 à 3 semaines, se métamorphose en jeune moule (Cahen, 2006). LA maturité sexuelle se fait entre 5 et 8 mois pour une taille d 15 à 35 mm (Lubet, 1973).

I.3.4. Ecologie

Habitat

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

Adaptations aux marées

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

Mortalité et prédation

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

Ses prédateurs les plus importants sont l'escargot pourpre (*Nucella lapillus*) se nourrit de moules dans la zone des marées basses et moyennes, principalement au printemps et en été. Chaque escargot mange entre 0,1 et 0,6 moule par jour. Les moules se protègent contre ce prédateur en l'immobilisant dans les filaments du byssus.

L'étoile de mer (*Asterias rubens*, *Marthasterias glacialis* et *Asterinagibbosa*) chasse principalement sous l'eau dans les zones à marée basse. Elle préfère les moules de grande taille (7 cm). La population d'étoile de mer s'accroît démesurément à

intervalles réguliers et peut provoquer la disparition d'une fraction très importante de population de moules.

Le crabe est le plus féroce des prédateurs (*Cancer pagurus*, *Xantho incisus*, *Carcinus maenas* et *Portinus puber*). Les moules de petite taille sont les plus exposées. Leur vulnérabilité décroît au fur et à mesure de leur croissance.

L'huitrier pie et le canard eider consomment de grandes quantités de moules pendant les mois d'hiver. Un vol d'eiders peut consommer environ 4 500 moules/m² pendant 60 jours. Leur influence sur les populations de moules est donc majeure.

Les poissons plats comme le flétan (le fi élan de l'océan atlantique *Hippoglossus hippoglossus* le flétan du Groenland *Reinhardtius hippoglossoides* le flétan du Pacifique *Hippoglossus stenolepis*, la plie (Plie du Canada *Hippoglossoides platessoides*, Plie grise (*Glyptocephalus cynoglossus*. Plie rouge *Pseudopleuronectes americanus*. Plie commune *Pleuronectes platessa*. Plie lisse *Liopsetta putnami*) et la limande (*Limanda aspera* (Pallas, 1814), *Limanda ferruginea* (Storer, 1839), *Limanda limanda* (Linnaeus, 1758), *Limanda proboscidea* (Gilbert, 1896). *Limanda puntatissima* (Seindachner 1879), *Limanda sakhalinensis* (Hubbs, 1915) apprécient également les moules. L'oursin *Paracentrotus lividus* et *Echinus esculentus*.

L'oursin *Paracentrotus lividus* et *Echinus esculentus* et les oiseaux comme le goéland et la corneille sont également prédateurs de moules.

CHAPITRE II :

Matériel et méthodes

Ii. Matériel et méthodes

II.1. Présentation de la zone d'étude

Les stations faisant l'objet de notre étude sont au nombre de six(06) (figure 7): deux dans la baie de Bou-Ismaïl, une dans la baie d'Alger et trois dans la baie de Zemmouri la moulière naturelle de Boudouaou El Bahri et une filière à moule (ferme conchylicole d'ORCA Marine).

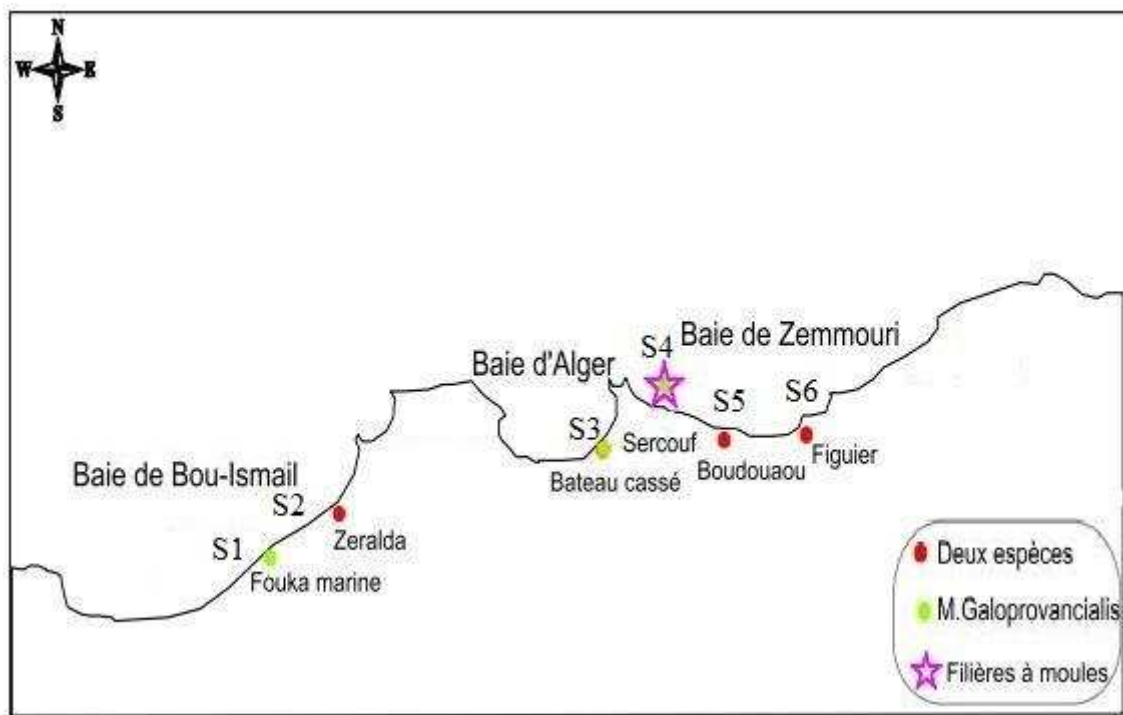


Figure 7 : Localisation des stations de prélèvement

S1: Fouka marine- S2: Zeralda-S3: Bateau-cassé-S4: ORCA marine (sercouf)-S5: Boudouaou El Bahri-S6: Figuiers

II.1.1.La ferme ORCA Marine

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

II.1.2-Boudouaou El Bahri

Boudouaou El Bahri (anciennement *Alma-Marine*) est une commune de wilaya de Boumerdès, située à 5 km au nord de Boudouaou, à 7 km à l'ouest de Boumerdès et à environ 35 km à l'est d'Alger. Le site de prélèvement est une plage ou une moulière qui se trouve sur des roches naturelles. Dans cette moulière cohabite les deux espèces de moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758).

II.1.3. Figuier

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

II.1.4. Fouka marine

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

II.1.5. Zeralda

Zéralda est une commune de la wilaya d'Alger, située à environ 24km d'Alger. Le site de prélèvement est situé au niveau de la brise lame ouest du complexe touristique. Sur ces roches artificielles cohabite les deux genres de moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758).

II.1.6.Bateau cassé (bordj El kiffan)

Bordj El Kiffan est située à environ 15 km à l'est d'Alger, sur la rive orientale de la baie d'Alger. En plus de la ville même de Bordj El Kiffan, elle englobe les zones urbanisées de Ben Mred, de Dergana et de Ben Zerga. Le site de prélèvement se trouve au niveau de la plage de Bateau cassé sur des roches naturelles. Cette moulière est caractérisée par la présence de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

II.2. Les prélèvements

Afin d'atteindre l'objectif recherché, une série de prélèvements, étalée sur une période de trois mois a été réalisée.

Les prélèvements effectués sont de deux types : prélèvements de l'eau de mer et les prélèvements des bio- indicateurs (les moules).

II.2.1. Prélèvements de l'eau de mer :

Au niveau des stations de Boudouaou El Bahri et la ferme conchylicole d'ORCA marine, des prélèvements d'eau ont été effectués pour l'analyse microbiologique et la mesure des paramètres physico-chimiques (pH et salinité).

Les échantillons ont été correctement prélevés, dans des flacons stériles, évitant toute contamination accidentelle, puis étiquetés et transportés au laboratoire dans une glacière isotherme (4°C) à l'abri de la lumière et analysés après une courte durée de conservation dans des conditions satisfaisantes.

II.2.2. Prélèvements des moules :

Les moules de chaque station ont été arrachés du substrat par section de leurs byssus en prenant soin de ne pas endommager le pied. Elles sont mises dans des sachets stérilisés à utilisation unique sur lesquelles est mentionnée la date, le site de prélèvement et le nom de l'espèce. Les échantillons sont conservés au frais dans une glacière et transportés au laboratoire.

Les moules prélevés des six stations ont été destinées à l'analyse des métaux lourds tandis que les moules de la moulière naturelle de Boudouaou El Bahri et la filière à moule (ferme conchylicole d'ORCA Marine) ont été destinées pour l'analyse microbiologique.

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



Figure 8 : Photographie de l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819)



Figure 9: photographie de l'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758)

II.3. Méthodes d'analyses

II.3.1. Etude paramétrique

- **Potentiel hydrogène (pH)**

Pour la mesure du pH nous avons utilisé la méthode électrochimique avec électrode de verre, en utilisant un pH mètre de marque de type Wissenschaftlich Technische Werkstätten « WTW » (Figure 1 annexe I).

- **La salinité**

La salinité a été mesurée à l'aide d'un salinomètre de marque Wissenschaftlich Technische Werkstätten « WTW » (Figure 2 annexe I).

II.3.2. Analyse des métaux traces

II.3.2.1. Préparation du matériel

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

II.3.2.2. Traitement des moules :

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

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

- **Calcul de l'indice de condition :**

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

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

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

II.3.2.2.4. Détermination des éléments traces métalliques

La détermination des éléments traces métalliques (ETM) nécessite plusieurs étapes : lyophilisation, broyage et extraction des éléments traces métalliques.

II.3.2.2.4.1. Lyophilisation

La lyophilisation a été faite au niveau du centre de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj par un lyophilisateur de marque CHRIST (figure 10).



Figure 10 : Lyophilisateur de modèle CHRIST.

II.3.2.2.4.2. Broyage

La chair des moules lyophilisée est broyée à l'aide d'un broyeur automatique (figure 4 annexe I) à une lame en acier inoxydable jusqu'à l'obtention d'une poudre fine. Cette dernière est récupérée dans des petits flacons en verre étiquetés et stockés dans un dessiccateur.

II.3.2.2.4.3. Extraction des métaux lourds

- **Principe de la digestion ou de la minéralisation :**

C'est une digestion par voie humide et par attaque à l'acide nitrique, à chaud et sous pression, c'est la plus efficace, car son pourcentage de récupération de métaux traces est important (Pinta, 1979 *in* Boutouchent, 1988). Le protocole utilisé est celui adopté par I.A.E.A. (2001)

- **Minéralisation à blanc :**

Avant d'utiliser les godets, on procède à une minéralisation à blanc. On met dans chaque godet à téflon 4 ml d'acide nitrique 69%. On ferme hermétiquement les godets, puis on réchauffe sur une plaque chauffante à 120 °C pendant 2h30min.

On laisse refroidir les échantillons avant d'ouvrir la soupape de sécurité doucement, puis on ouvre les godets et on rince à l'eau bi- distillée et on sèche dans l'étuve.



Figure 11: Les godets en téflon sur la plaque chauffante.

▪ Minéralisation des moules

La minéralisation a lieu sous hotte aspirante dans un tube en téflon. A l'aide d'une balance de précision on pèse environ 0,5 g de matière sèche de moule. On y ajoute 6 ml d'acide nitrique (HNO_3) concentré à 68 % puis on ferme hermétiquement les godets. On laisse les échantillons à température ambiante une nuit puis on les met sur plaque chauffante à 120°C pendant 2h30min. On laisse refroidir les échantillons avant d'ouvrir la soupape de sécurité doucement, puis on ouvre les godets et on transfère les minéralisâtes dans des tubes en polypropylène de 50 ml. On rince les godets avec l'eau bi-distillée au moins 3 fois en récupérant les rinçages dans les tubes en polypropylène. On ajuste jusqu'au trait de jauge de 50 ml avec l'eau bi-distillée. On conserve au réfrigérateur à + 4°C jusqu'au moment du dosage. Nous intégrons un blanc pour chaque série de 10 échantillons (6 ml d'acide nitrique).

II.3.2.2.4.4. la Spectrophotométrie d'Absorption Atomique

La Spectrophotométrie d'Absorption atomique (SAA) est une technique d'analyse quantitative, fondée sur le phénomène d'absorption de radiations lumineuses par des atomes libres. Elle est largement appliquée (Forstner et Salomons, 1980 *in Asso*,1982),

simple et très documentée (A.I.E.A, 2001), bien adaptée et recommandée pour l'analyse des métaux lourds (Asso, 1982).

Le dosage d'élément par SAA repose sur le principe qu'un atome soumis à un rayonnement d'énergie E, peut passer d'un état fondamental à un état excité, caractérisé par des électrons à un niveau d'énergie plus élevé et instable : c'est le phénomène d'absorption. Le retour de l'atome à son état fondamental s'accompagne de l'émission d'un rayonnement photonique spécifique caractérisé par sa longueur d'onde λ .

L'intensité de l'absorption dépend directement du nombre de particules absorbant la lumière selon la loi de Beer-Lambert.

$$I = I_0 \cdot e^{-K.L.C}$$

I : Energie lumineuse transmise.

I₀: Energie lumineuse émise.

K : Constante égal ou coefficient d'absorption moléculaire.

L : Trajet optique égal à l'épaisseur de la cellule de mesure.

C : Concentration du métal dosé.

La différence entre le faisceau incident (I₀) et le faisceau transmis est enregistrée par un photomultiplicateur. Cette différence est la conséquence de l'absorption d'une partie de la radiation (I₀) par les atomes de la solution à analyser. Ces atomes qui se trouvent en solution sous forme ionique passe sous forme atomique généralement par rapport thermique

$$D'où \quad A = DO = \log I_0/I = \epsilon.L.C$$

▪ Appareillage :

L'appareil utilisé est un Perkin Elmer® AAnalyst 700 (Figure 3 annexe I) constitué d'un générateur de photons destiné à fournir un flux de photons d'intensité constante dans le temps et de fréquence bien définie correspondant à l'élément à doser, Il est équipé d'un générateur d'hydrures, d'un four à graphite et un système par flamme avec injecteur automatique (AS 800 Perkin Elmer) piloté par le logiciel Winlab 32 pour absorption atomique qui permet de très hautes performances d'analyse.

Un spectrophotomètre d'absorption atomique comprend généralement 7 composants principaux :

- La source lumineuse ;
- Le collimateur (photomultiplicateur) ;
- Le brûleur atomiseur ;
- Le monochromateur ou disperser ;
- L'amplificateur ;
- Le détecteur ;

- L'afficheur ou enregistreur des données (intégrateur ou pc).
- **Etalonnage de l'appareil :**

Pour chaque métal on prépare une série d'étalon à partir d'une solution de métal à doser de concentration fixe (ex .1g/l) :

$$Y = aX + b$$

Y : absorbance du métal a : pente de la droite

X : concentration du métal

b : ordonnée à l'origine.

- **Calcul des concentrations des métaux:**

La concentration du métal dans l'échantillon minéralisé est obtenue à partir de la droite d'étalonnage par une régression linéaire aux moindres carrés. La concentration du métal dans l'organisme est calculée selon la formule suivante :

$$[C]_{\text{Finale}} = \frac{[C]_x - [C]_b \times V}{P}$$

[C]_{Finale} : Concentration finale en µg/g – ps ou mg/kg ou ppm

[C]_x : Concentration en µg/l

[C]_b : Concentration du blanc en µg/l

V : volume de dilution en ml

P : poids de l'échantillon sec minéralisé (g)

- **Evaluation du Niveau de la pollution :**

Dans la présente étude, c'est les valeurs seuil de (Mersch, 1993 *in* Rebhi 2013) qui sont retenus en tant que valeurs de références pour l'évaluation de degré de contamination des moules en métaux traces.

Tableau 1: Grille de qualité pour interpréter les concentrations métalliques (en µg/g) observées chez les moules (Mersch, 1993).

Métaux	Classe de qualité			
	Absence de pollution	Situation intermédiaire	Pollution certaine	Pollution Importante
Cd	≤1	1 - 2,5	2,5 – 8	>8
Cr	≤1	1 - 3,5	3,5 – 10	>10
Cu	≤12	12 – 45	45 – 80	>80
Ni	≤12	12 – 45	45 – 100	>100
Pb	≤0,5	0,5 – 4	4-14	>14
Zn	≤110	110 – 220	220 – 400	>400

II.3.3. Analyse bactériologique

II.3.3.1. Analyse bactériologique de l'eau de mer

Les germes recherchés pour l'analyse bactériologique d'eau de mer sont les germes recommandés par l'article 17 du journal officiel n°35 (1998): Coliformes totaux, *E.Coli*, Streptocoques fécaux, *Clostridium sulfito-réducteur*, Salmonella, Vibriion, Staphylocoques, Levures, moisissures, *Pseudomonas aeruginosa* et la flore totale mésophile.

La méthode d'analyse utilisée pour la recherche des germes est la technique de filtration. Cette dernière est une estimation plus exacte sur la charge bactérienne, elle consiste à faire passer des produits liquides sur une paroi poreuse ou sur une membrane de porosité 0,45µm susceptibles de retenir les bactéries (Dellarras, 2007).

II.3.3.1.1. Dénombrement des coliformes totaux et *E.Coli*

Des volumes de 100 ml d'échantillon ont été filtrés, les membranes ont été déposées sur le milieu gélosé Tergitol (TTC). Les boîtes sont ensuite incubées à 37° C pour les coliformes totaux et à 44°C pour *E.coli* pendant 24h à 48h. Le résultat est exprimé en unité formant colonie (UFC)/100ml (figure 18).les colonies dénombrées sont celles de couleur rouge.

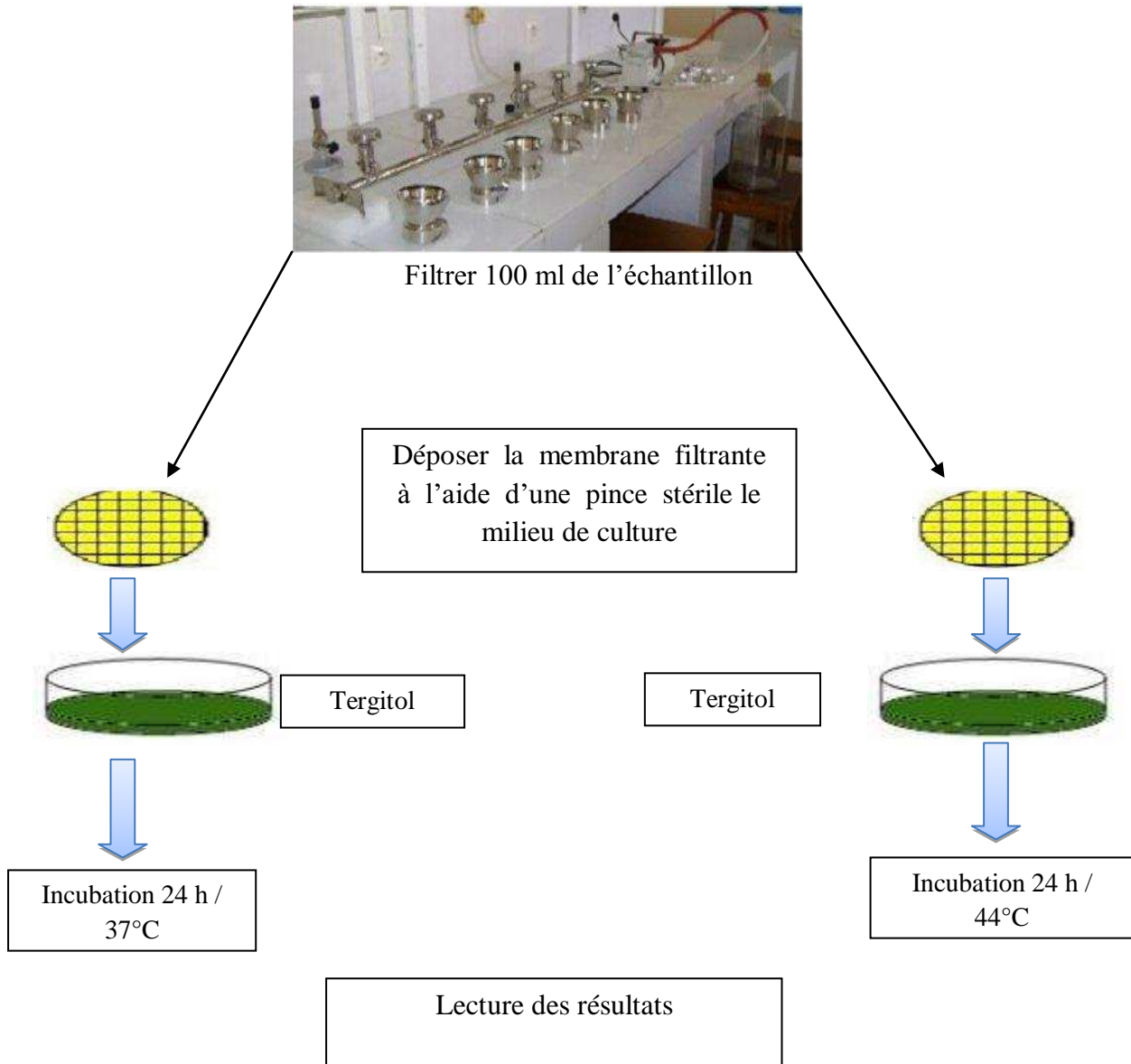


Figure 12 : Recherche des Coliformes Totaux et *E.Coli* dans l'eau de mer.

II.3.3.1.2. Recherche des Salmonelles

La recherche des salmonelles a été effectuée par la méthode qualitative réalisée en trois étapes :

Pré-enrichissement

Consiste à ajouter 100 ml d'échantillon à 100ml d'eau peptonée tamponnée (EPT), puis incubé à 37° C pendant 18h.

Enrichissement

À partir de la culture précédente on transfère un (1) ml dans un tube de bouillon au sélénite-cystine (SFB) simple concentré additionné d'un disque de l'additif SFB et incubé à 37 ° C pendant 16 heures.

Isolement

A partir de milieu d'enrichissement, un isolement sur une gélose BPLS est réalisé. Les Salmonelles ne fermentant pas ni le lactose ni le saccharose vont apparaître sous forme de colonies bleu grises à centre noir.

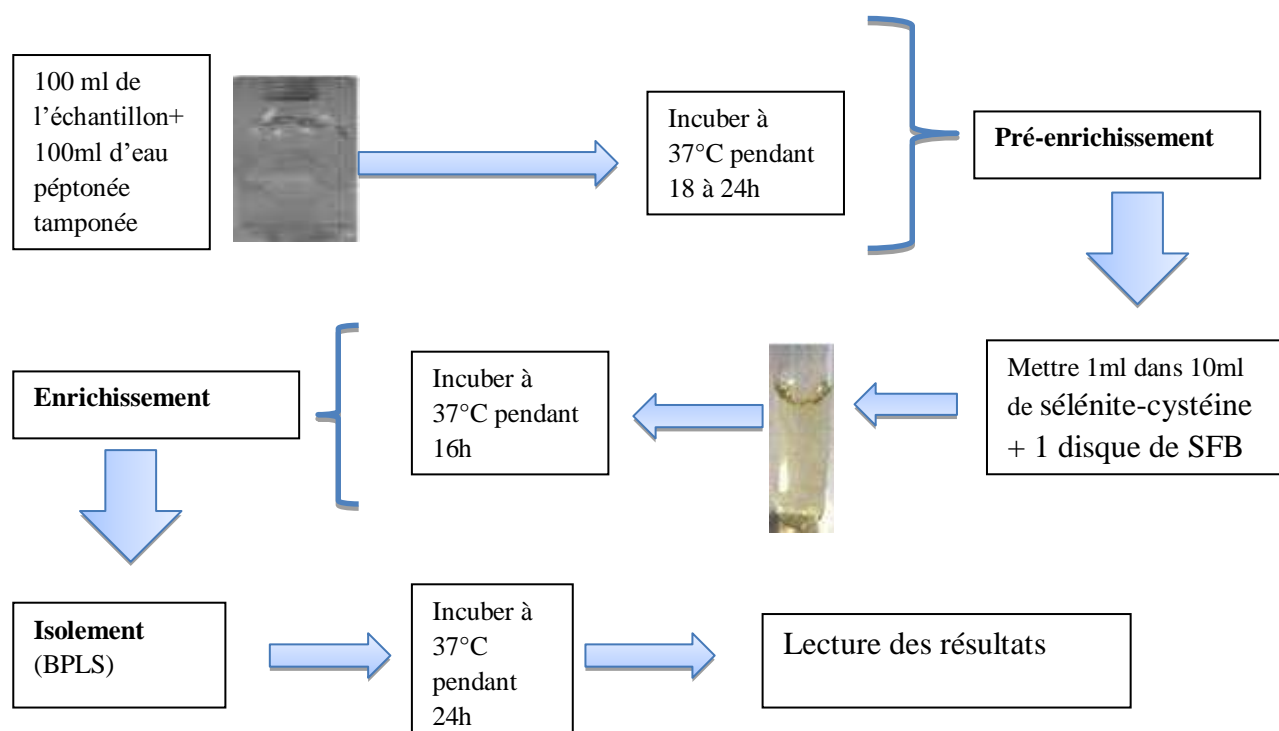


Figure 13 : Recherche des Salmonelles dans l'eau de mer.

II.3.3.1.3. Recherche des vibrions

▪ Pré-enrichissement

Le premier enrichissement se fait sur le milieu EPA (eau péptonée alcaline) 10 fois concentré à raison de 50 ml par flacon auquel on ajoute 450 ml d'eau à analyser. Incubation à 37 ° C pendant 18 à 24 heures.

▪ Isolement et 2^{ème} enrichissement

Cette étape consiste à ensemencer 1 ml du premier enrichissement sur la gélose nutritive alcaline biliée (GNAB) et un (1) ml sur le milieu EPA et incubé à 37° pendant 24 h.

▪ Lecture et identification

Les boîtes de GNAB ont subi une lecture et La suspicion de la présence des *vibrions* a été confirmée par des tests biochimiques et galerie API20E.

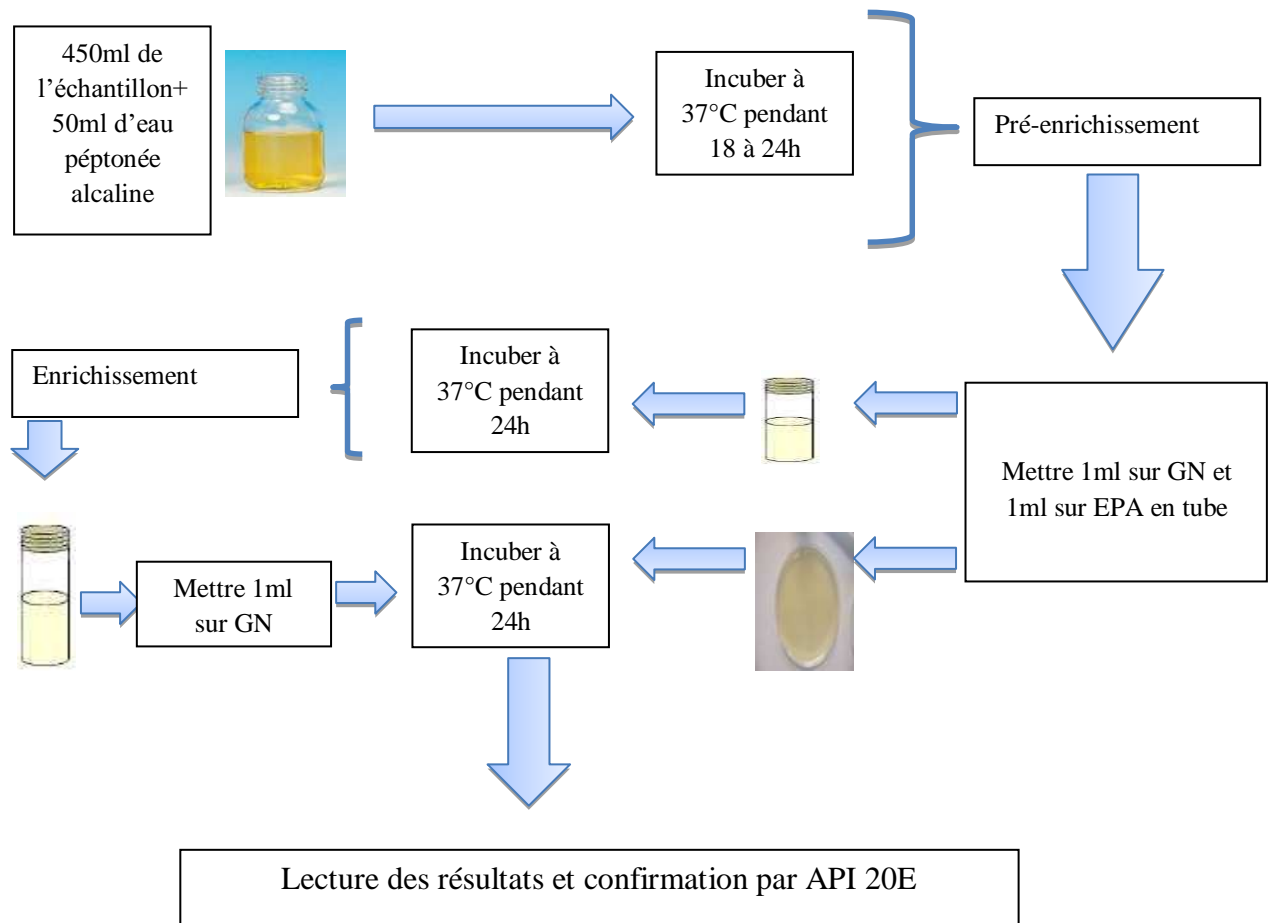


Figure 14 : Recherche des vibrions dans l'eau de mer

II.3.3.1.4. Dénombrement des Streptocoques fécaux

Après filtration des volumes de 100 ml des échantillons, les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé Slanetz et berthly. Les boîtes ont été incubées à 37° C pendant 24h. Les membranes contenant des colonies rouges, marrons ou roses avec un halo sont transférées sur le milieu BEA pour deux heures à 44°C pour confirmation et le résultat est exprimé en UFC /100ml.

II.3.3.1.5. Dénombrement des staphylocoques

Après filtration des volumes de 100 ml des échantillons, les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé Baird Parker (BP). Les boîtes ont été incubées à 37°C pendant 24h. Les

colonies qui sont dénombrées sont les colonies de couleur jaune doré et le résultat est exprimé en UFC /100ml.les colonies des staphylocoques sont noires avec halo clair.

II.3.3.1.5. Dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa*

Après filtration des volumes de 100 ml des échantillons, les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé citrimide. Les boites ont été incubées à 37° C pendant 24h. Les colonies qui sont dénombrées sont les colonies ayant une fluorescence sous U.V et le résultat est exprimé en UFC /100ml.

II.3.3.1.6. Dénombrement de la flore totale mésophile (FMAT)

Après filtration des volumes de 100 ml des échantillons, les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé GN. Les boites ont été incubées à 37° C pendant 24h. Le résultat est exprimé en UFC /100ml.

II.3.3.1.7. Dénombrement de *Clostridium sulfito-réducteur*

Après filtration des volumes de 100 ml des échantillons, les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé viande foie(VF). Les boites sont mises dans une jarre et incubé à 44° C pendant 24h. Le résultat est exprimé en UFC /100ml.

II.3.3.1.8. Dénombrement de levure et des moisissures

Après filtration des volumes de 100 ml des échantillons, les membranes ont été déposées sur un milieu gélosé Gélose glucosée à l'oxytétracycline (à base OGA). Les boites ont été incubées à 22° C pendant 72h. Le résultat est exprimé en UFC /100ml.

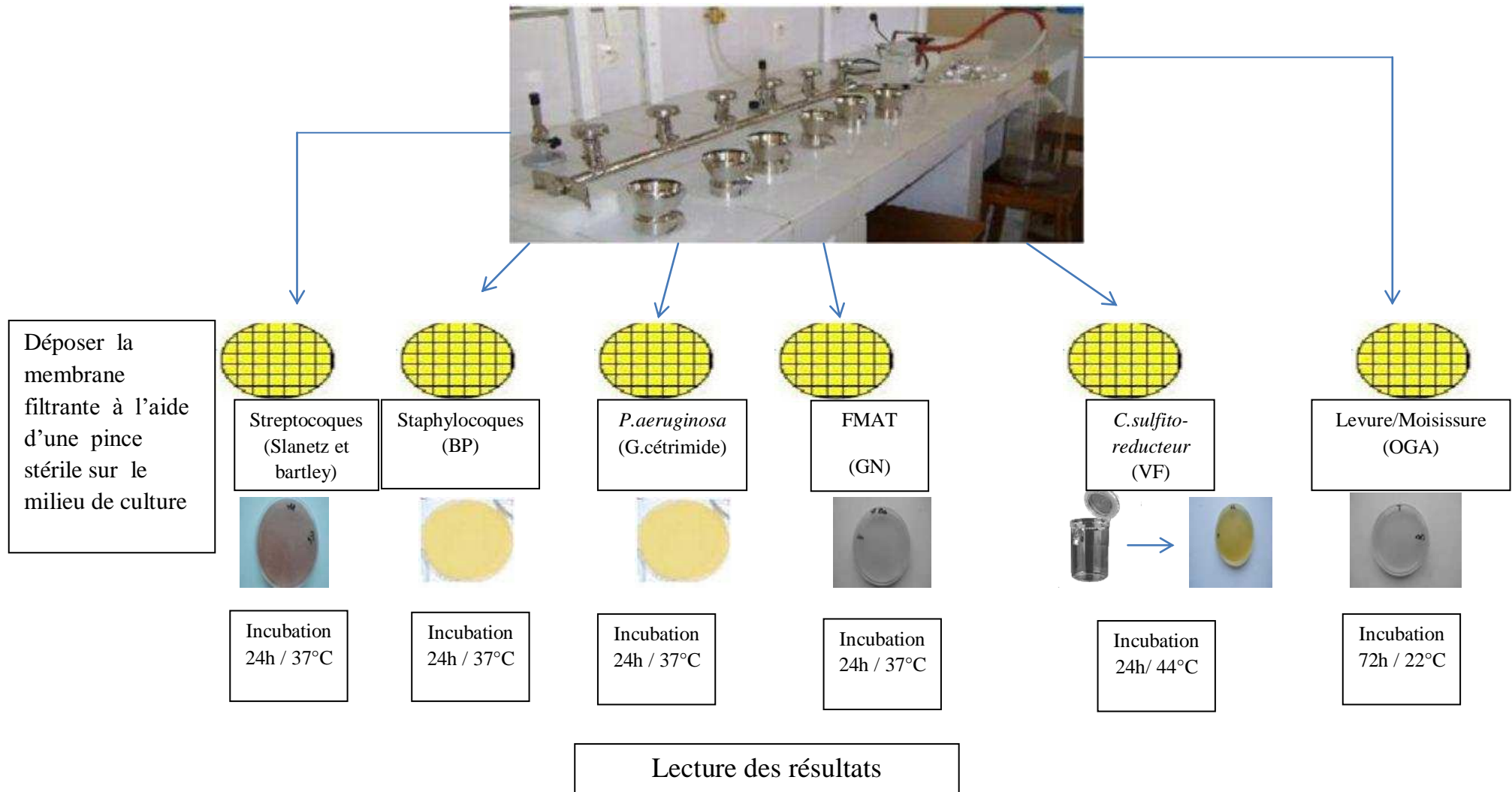


Figure 15 : Recherche des Streptocoques fécaux, Staphylocoques, *P.Aeruginosa*, Flore mésophiles, *C. sulfito-reducteur*, levures et moisissures dans l'eau de mer

II.3. 3.2. Analyse bactériologique des moules

II.3. 3.2.1. Préparation des moules

La préparation des moules a été faite en tenant compte de la Norme ISO 6887 (parties 1 et 2.3.4 : NA 1204, NA 15172, NA 15173, NA 15174) qui est composée des directives générales pour la préparation des échantillons, de la suspension mère et des dilutions décimales en vue de l'examen bactériologique.

Les moules ont été traitées comme suit :

- Prendre des moules encore vivantes et non endommagées.
- Laver soigneusement l'extérieur des moules par l'eau de mer et les brosser de façon à éliminer les souillures externes.
- Désinfecter la moule avec Anios gel et flamber rapidement à la chaleur pour éliminer toute forme de contamination externe.
- Ouvrir la moule avec un scalpel stérile : Introduire la lame dans l'ouverture où sort le byssus et couper le muscle adducteur postérieur, puis retourner la lame, couper en direction opposée.
- Récupérer 25 g de la chair et le liquide inter-valvaire de la moule dans des sacs stomacher.
- Ajouter de l'eau peptonée jusqu'à 250 ml on obtient une suspension qui constitue alors la dilution mère (DM), correspondant à la dilution $1/10^{\text{ème}}$ ou 10^{-1} .

Les germes recherchés sont les germes recommandés par l'article 17 du journal officiel n°35 (1998) : Coliformes totaux, *E. Coli*, salmonella, staphylocoques, et la flore mésophile.

II.3. 3.2.2. Recherche des Coliformes Totaux

Pour le dénombrement des Coliformes totaux, nous avons suivi la norme ISO 688-2. Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale, par comptage de colonies obtenues en milieu solide VRBL (gélose au cristal violet au rouge neutre et à la bile) après incubation à 37°C.

II.3. 3.2.3. Recherche d'*E.Coli*

Pour le dénombrement d'*E.Coli* nous avons suivi la norme NF V08-017. Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale, par comptage de colonies obtenues en milieu gélosé TBX (tryptone bile x glucuronide) après incubation à 44°C.

II.3. 3.2.4. Recherche de la flore aérobie mésophile

Pour le dénombrement des mésophiles, nous avons suivi la norme ISO4832 NA 6803.

Après avoir préparé des dilutions décimales, un (1) ml de chaque dilution est incorporé dans une boîte de pétri avec la gélose PCA (Plate Count Agar) qui est préalablement fondue et ramené à 45-50°C. Après homogénéisation, les boîtes sont incubées à 30°C pendant 72 heures.

II.3. 3.2.5. Recherche des Staphylocoques

Le dénombrement des staphylocoques a été fait selon la Norme ISO6888 (NA 15164).

La gélose de Baird-Parker est coulé en boîte de pétri. Après solidification, il estensemencé en surface avec 0,1 ml de la solution mère. L'inoculum est ensuite étalé à l'aide d'un étaleur en verre ou en plastique. L'incubation se fait à 37°C pendant 48h.

Les colonies de *Staphylococcus aureus* apparaissent sur le milieu, noires, bombées, rondes et entourées d'un halo d'éclaircissement.

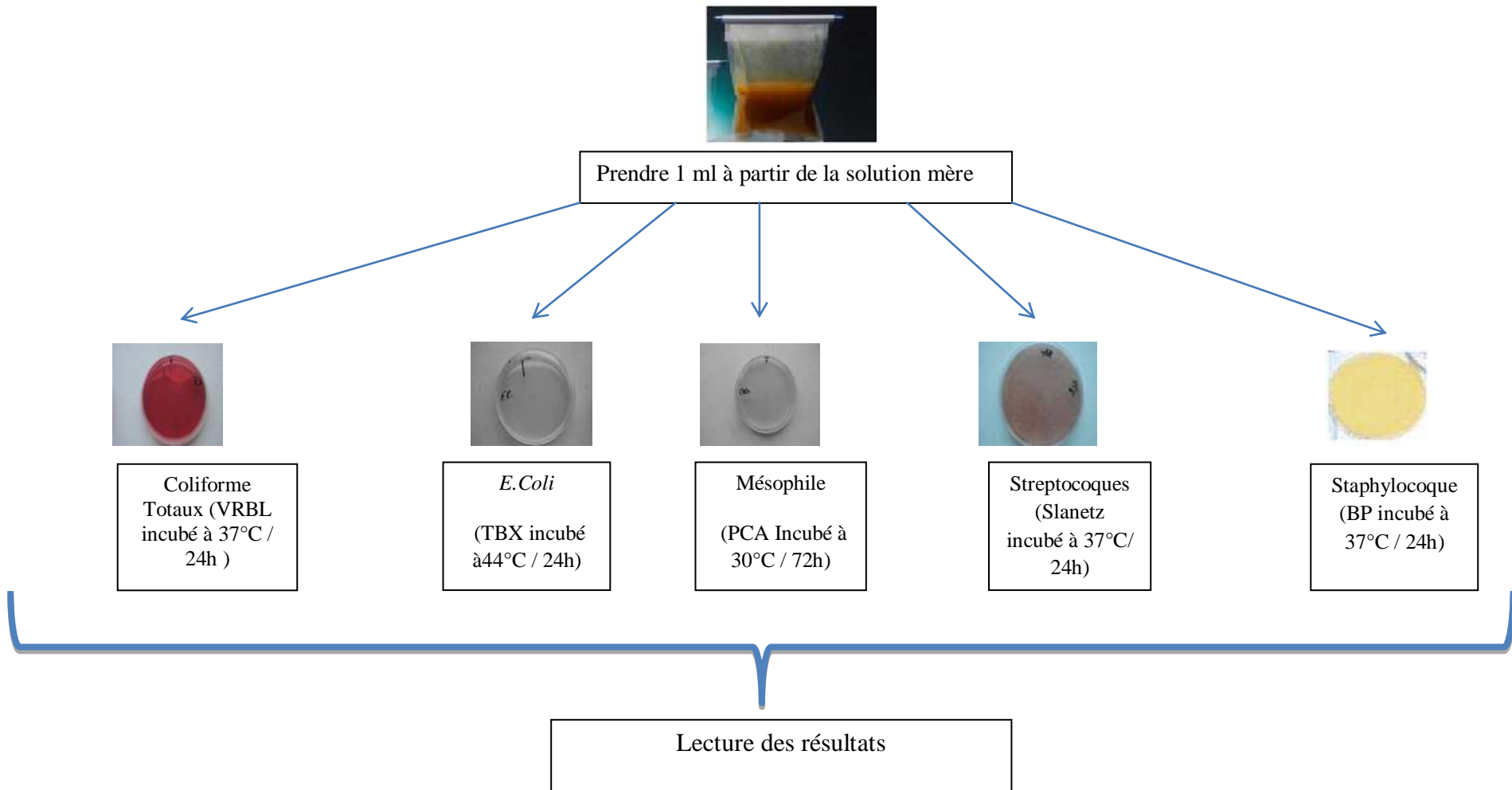


Figure 16 : Recherche des Coliformes totaux, *E.Coli*, Flore mésophile totale, Streptocoques et des Staphylocoques dans les moules.

II.3. 3.2.6. Recherche des Salmonelles

Pour le dénombrement des salmonelles, la Norme NA 2688 ISO 6785 a été appliquée. Cette recherche consiste un **pré-enrichissement, enrichissement et un isolement** (figure 17). Les colonies présumées être des salmonelles apparaissent vertes ou bleues à centre noir.

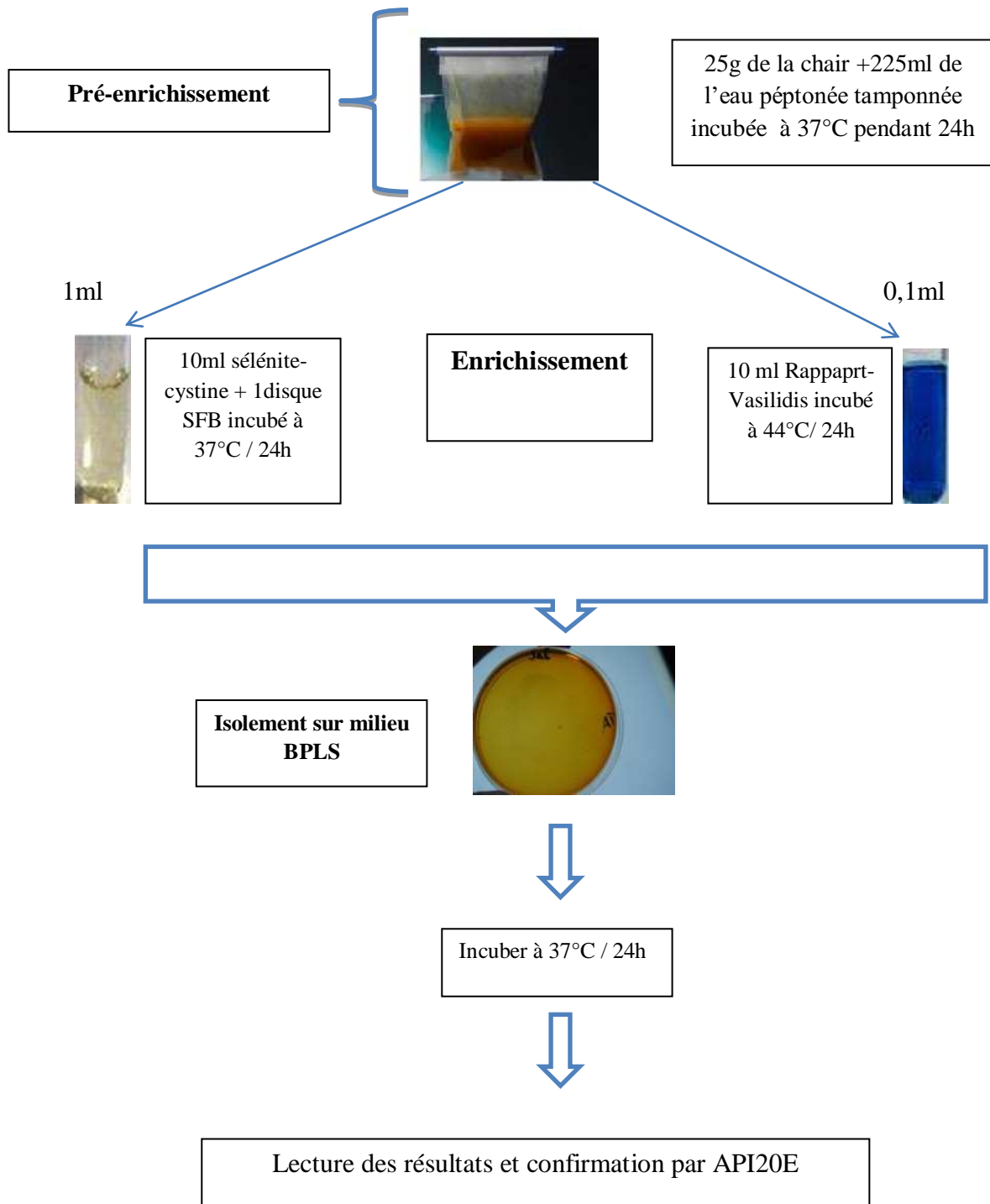


Figure 17 : Recherche des salmonelles dans les moules

CHAPITRE III :

Résultats et discussion

III. Résultats et discussion

III.1. Les paramètres physico-chimiques

Les valeurs moyennes de la salinité et de la température des sites étudiés sont représentées dans le tableau ci-dessous :

Tableau 2 : Salinité et pH dans les deux sites de Boudouaou El Bahri (S5) et ORCA marine(S6)

Sites	Salinité (PSU)	Potentiel d'hydrogène (pH)
Boudouaou El Bahri	36	8.3
ORCA Marine	36.4	8.2

Les valeurs moyennes de la salinité enregistrées lors des prélèvements concordent avec la salinité des eaux de mer méditerranéenne. Ces valeurs sont voisines des valeurs observées par une étude faite par IFREMER en 1986 sur les côtes algériennes.

Les résultats de mesure de pH enregistrés au cours des prélèvements présentaient des valeurs caractéristiques de l'eau de mer.

III.2. Paramètres biologiques

III.2.1. Taille moyenne

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

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

Tableau 3: Taille moyenne des moules de la côte Algéroise

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

III.2.2. Indice de condition :

Tableau 4:Indice de condition des moules de la côte Algéroise

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

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

L'indice de condition, est un indicateur de l'état physiologique des animaux (Margus, 1985 ; Hariati, 1986 et Cossa & Sanjuan, 2002). Sa variation est due à plusieurs paramètres dont l'état de reproduction et de nutrition (Cossa, 1980; Langston & Spence, 1995).

La différence inter-sites n'est pas vraiment significative, montrant un remplissage des coquilles en faveur des moules.

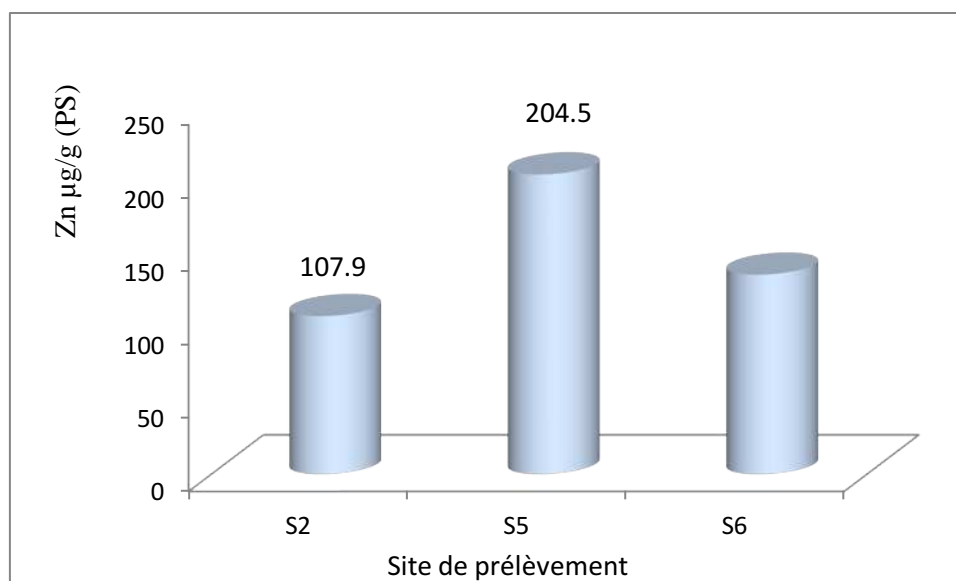
III.2.3. Teneur en métaux

L'analyse des éléments traces métallique par spectrophotométrie d'absorption atomique a été orientée dans le sens d'évaluer les concentrations uniquement du Zinc et du Nickel (au niveau de l'O.N.E.D.D).

III.2.3.1. Zinc

Les graphiques n° 18 et n°19 montrent les résultats d'analyse du Zinc dans les moules de la côte Algéroise.

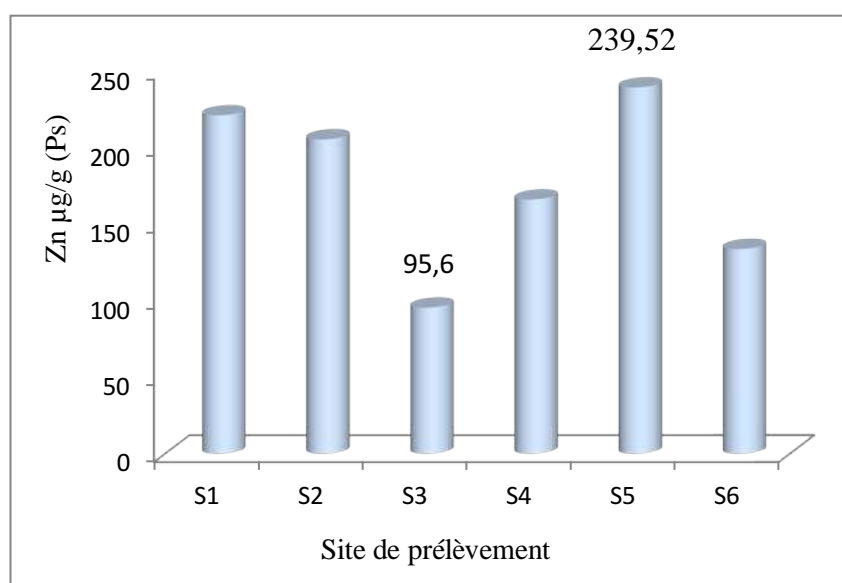
En comparant les concentrations des différents sites d'étude pour l'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758), nous remarquons que les concentrations varient entre 204.5 et 107.9 µg/g (Ps) avec une valeur plus élevée au niveau du site Boudouaou El Bahri (S5) (204.5 µg/g (Ps)) et une valeur faible dans le site de Zéralda (S2) (107.9 µg/g (Ps)).



S2: Zeralda-S5: Boudouaou El Bahri-S6: Figuier

Figure 18: Concentrations en Zinc dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (*Perna perna* (Linnaeus, 1758))

Chez l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), la concentration la plus élevée en Zinc est observée dans le site de Boudouaou El Bahri (S5) (239,52 µg /g (Ps)). La teneur la plus faible a été enregistrée dans le site de Bateau-cassé (S3) (95,6 µg /g (Ps)).



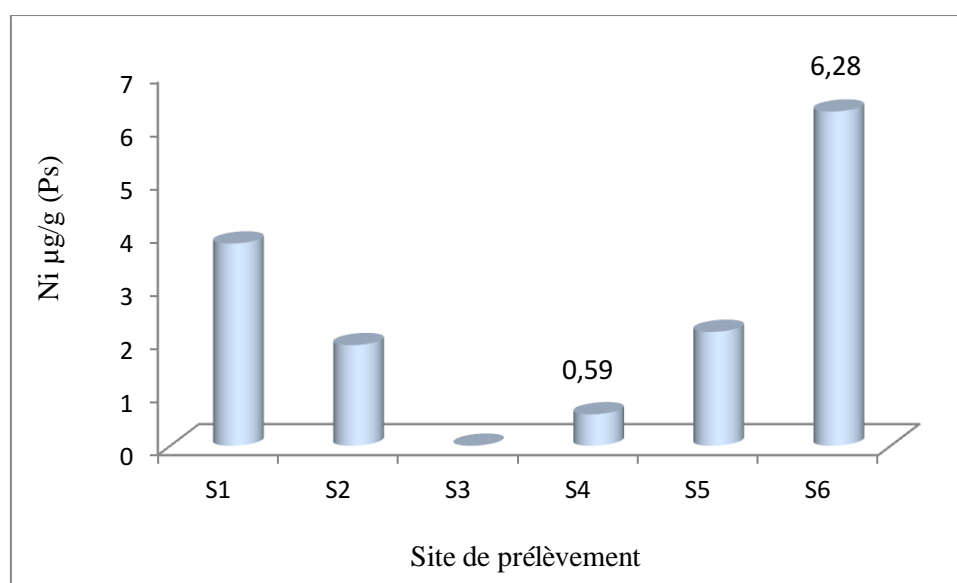
S1: Fouka marine- S2: Zeralda-S3: Bateau-cassé-S4: ORCA marine (sercouf)-S5: Boudouaou El Bahri-S6: Figuier

Figure 19: Concentrations en Zinc dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (*Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819))

L'étude comparative des concentrations accumulées dans les deux espèces étudiées (*Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna*) a révélé que l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) concentre plus de Zinc que *Perna perna* (Linnaeus, 1758).

III.2.3.2 Nickel

La figure n° 20 présentant les concentrations du Nickel chez l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), montre que la teneur la plus élevée en Nickel est observée dans le site de Figuier (S6) (6,28 µg/g (Ps)). La teneur la plus faible a été enregistrée dans le site de d'ORCA marine (S4) (0,59 µg/g (Ps)).

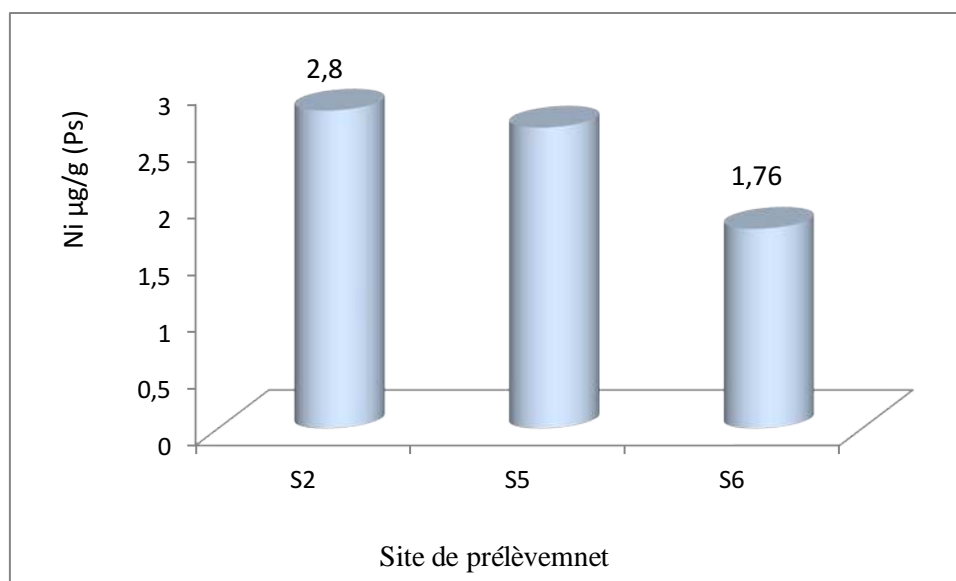


S1: Fouka marine- S2: Zeralda-S3: Bateau-cassé-S4: ORCA marine (sercouf)-S5: Boudouaou El Bahri-S6: Figuier

Figure 20: Concentration en Nickel dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (*Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819))

L'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758) a concentré des valeurs qui varient entre 1.76 µg/g (Ps) dans le site de Figuier (S6) et 2.8 µg/g (Ps) dans le site de Zeralda (S2) (Figure 21).

D'après les résultats obtenus, les concentrations les plus élevées en Nickel sont enregistrées chez l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).



S1: Fouka marine-S5: Boudouaou El Bahri-S6: Figuier

Figure 21: Concentrations en Zinc dans les moules de la côte Algéroise chez l'espèce (*Perna perna* (Linnaeus, 1758))

Afin d'évaluer le degré de contamination des moules en métaux traces, nous avons utilisé les valeurs seuil proposés par Mersch en 1993. En se basant sur ces dernières, une classification des différents sites d'étude par rapport au niveau de contamination par les métaux traces étudiés est représentée dans les tableaux n° 4 et n° 5.

Tableau 5 : Niveau de contamination en Zinc dans les différents sites d'étude

	Max – Min (µg/g)	Observation
Baie d'Alger	95,6	Une seule valeur (pollution non significative)
Baie de Bou-ismail	221,30-107,90	Pollution modérée
Baie de Zemmouri	239,52-133,93	Pollution modérée

Tableau 6 : Niveau de contamination en Nickel dans les différents sites d'étude

	Max – Min (µg/g)	Observation
Baie d'Alger	0	Absence de pollution
Baie de Bou-Ismaïl	3,80-1,89	Absence de pollution
Baie de Zemmouri	6,28-0,59	Absence de pollution

Les concentrations en métaux traces dans les moules des différentes régions sont représentés dans le tableau ci-dessous, montrent que nos valeurs sont proches de celles trouvées par les auteurs les différentes études.

Tableau 7: Les teneurs moyennes en métaux lourds dans les moules

Différentes études	Métaux	
	Zn ($\mu\text{g/g}$)	Ni ($\mu\text{g/g}$)
Côte Algéroise (Présente étude)	239,52-95,6	6,28-0,59
Côte Algéroise (Rebhi, 2013)	255,82 - 152,29	–
Baie d'Alger (Meguelati et Sraoui, 2012)	163 - 202	–
	182,5 \pm 27,57	
Baie de Bou-Ismaïl (Meguelati et Sraoui, 2012)	262 - 279	–
	270,5 \pm 12	
Région d'Alger (Asso, 1982)	200	–
Golf d'Annaba (Drif, 2012)	92.5 \pm 17.6	9.2 \pm 2.48
région française (Casas, 2005)	28 - 283	–
région marocaine (Tahiri et al, 2005)	225	–

III.2. Qualité microbiologique

III.2.1. Qualité microbiologique de l'eau de mer

La qualité de l'eau de mer a été évaluée par la recherche des germes tests : les coliformes Totaux (CT), *E. coli*, Staphylocoques, Salmonelles, Streptocoques fécaux, Vibriion Et levures et moisissures. Le graphique (figure 22) qui représente les concentrations bactériennes obtenues dans les sites d'étude Boudouaou El Bahri, montre que le site de Boudouaou El Bahri est faiblement chargé car La flore mésophile aérobie totale (FMAT) qui est utilisée comme un indicateur de pollution global n'est représentée qu'avec une concentration de 71 UFC/100ml d'eau de mer.

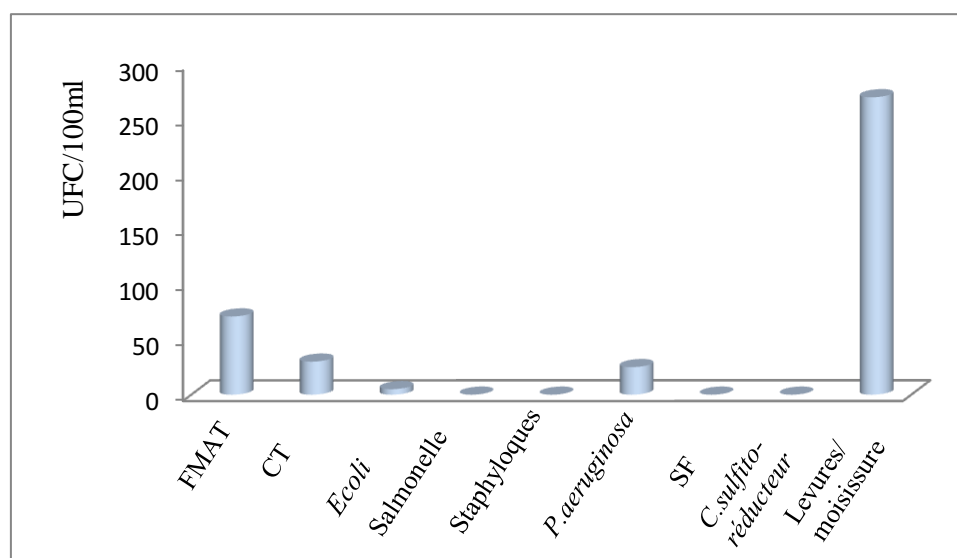


Figure 22: Représentation graphique des résultats d'analyse bactériologique de l'eau de mer de Boudouaou

Les concentrations en indicateurs de contamination fécale sont très faibles, ils sont de l'ordre de 30 UFC /100 ml pour les coliformes totaux et absence totale pour les streptocoques fécaux.

Pour *E. coli* qui est le plus important des paramètres microbiologiques pris en compte dans le contrôle de la qualité des eaux marine (JOLY et REYNAUD, 2003) existe avec une valeur très faible (5UFC/100ml).

Concernant les autres germes recherchés, on remarque une absence totale des germes pathogènes (Staphylocoques, Salmonelles et *Clostridium sulfitoréducteur*) et ceci est très logique car les pathogènes non seulement existent en faible quantité dans le milieu marin, mais leurs présence aussi est proportionnelle à la présence des indicateurs de contaminations fécales (Rodier et al, 1996).

Pour le deuxième site d'étude, ferme conchylicole ORCA marine, les résultats représentés dans la (figure 23) montrent une absence totale des streptocoques fécaux (SF), *Pseudomonas aeruginosa*, Staphylocoques, *Clostridium sulfitoréducteur* et des valeurs très faibles en flore totale mésophile (FMAT)(22UFC/100ml) , coliformes totaux (15UFC/100ml d'eau de mer) et en *E.coli* (3UFC/100ml d'eau de mer).

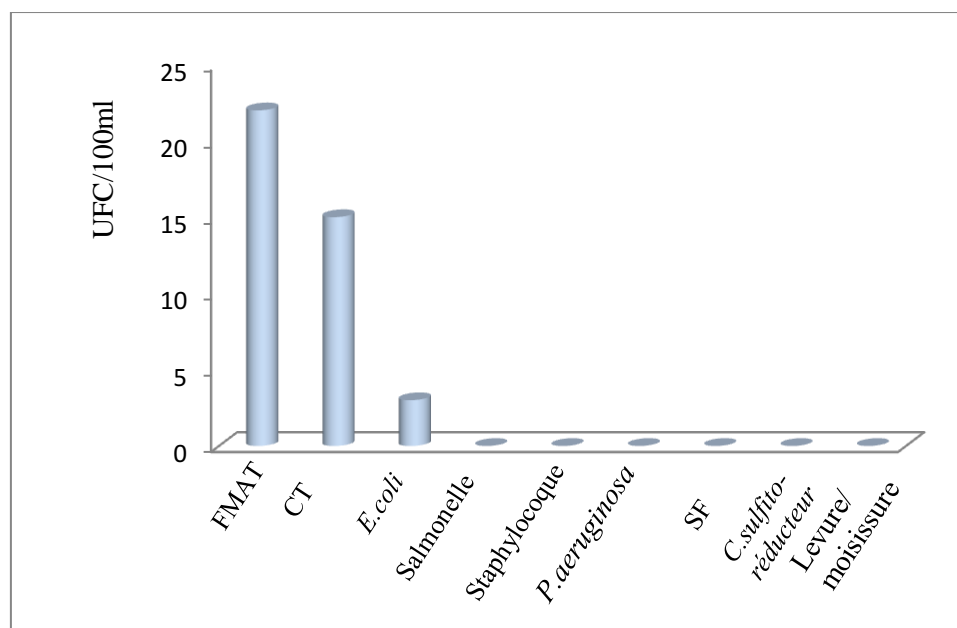


Figure 23: Représentation graphique des résultats d'analyse bactériologique de l'eau de mer d'ORCA marine

Comparant les deux sites d'étude, nous pouvons constater que le site de Boudouaou El Bahri présente des concentrations en flore mésophile totale (71UFC/100ml), en coliformes totaux (30UFC/100ml) et en levures et moisissures (270 UFC/100ml) légèrement élevées par rapport au site de la ferme conchylicole d'ORCA marine.

Pour les vibrions, une suspicion de germes dans le site de la ferme conchylicole d'ORCA marine a été constatée avec des colonies caractéristiques (jaunes) sur le milieu gélosé sélectif GN. La confirmation de leur présence a été faite par une coloration de Gram, test d'oxydase et une identification par une Galerie API 20E.

Les résultats obtenus lors de la confirmation ont montré qu'il s'agit d'un bacille Gram négatif et oxydase positif. Après une lecture de la galerie API20 E, le germe était identifié comme *Vibrio alginolyticus* (figure31).

Ce germe est un vibrio halophile identifié comme étant pathogène chez l'homme (Zen-Yoji et *al.* 1973). *Vibrio alginolyticus* a émergé et bien que cette espèce ait été rarement incriminée comme cause de pathologie chez les poissons (Frerichs et Roberts, 1989), elle a été isolée dans les centres d'aquaculture méditerranéens (Bakhrouf et *al.*, 1992 ; 1995 ; Balebona et *al.*, 1998 a ; 1998 b). Cette espèce est pathogène opportuniste aussi bien pour l'homme en engendrant des intoxications alimentaires importantes, que pour les poissons.



Figure24 : Aspect de la galerie après incubation

Les charges bactériennes dans les deux sites d'étude sont complètement inférieures aux normes guide et impérative de la directive de la CCE et par conséquent les deux sites d'étude sont de bonne qualité bactériologique (Rodier et *al.*, 1996).

III.2.I. La qualité bactériologique des moules

Afin d'étudier l'impact anthropique sur le milieu marin, une évaluation de la qualité microbiologique des moules comme bio- indicateur a été faite.

D'après la figure 25 , qui représente les résultats de l'analyse bactériologique de l'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758) du site de Boudouaou, nous déduisons que la charge bactérienne pour les coliformes totaux et la flore totale mésophile dans le liquide intervalvaire est relativement élevée par rapport à la chair.

Nous signalons également que une absence totale des autres germes recherchés.

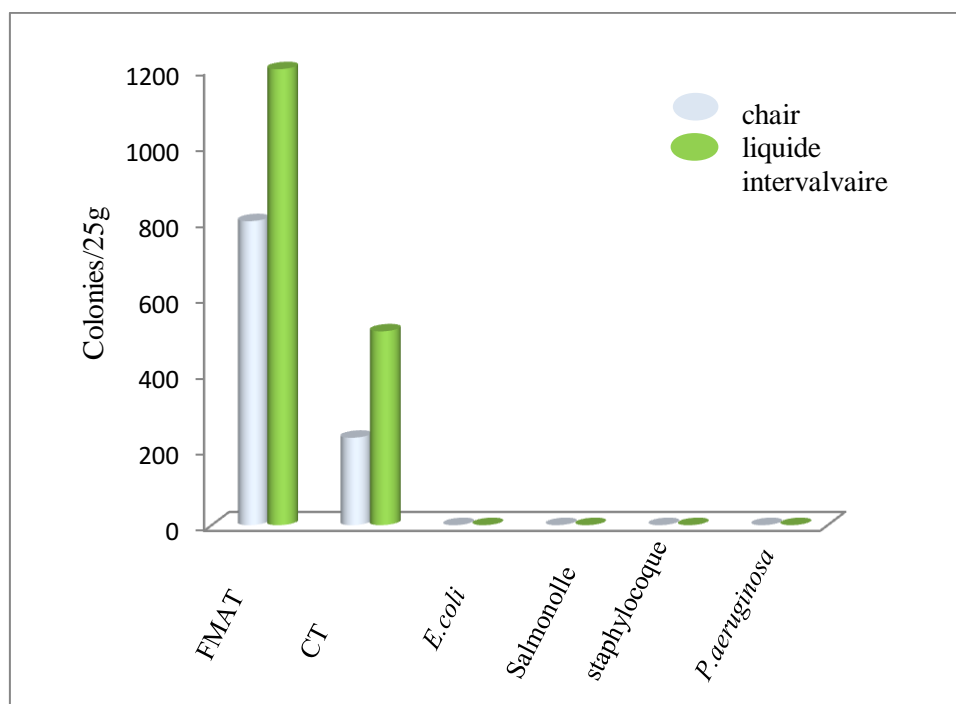


Figure 25: Représentation graphique des résultats d'analyse bactériologique de *Perna perna* (Linnaeus, 1758) du site de Boudouaou.

Contrairement aux résultats précédents, chez l'espèce *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), la chair des moules des deux sites d'étude a accumulé plus de charge bactérienne que le liquide intervalvaire.

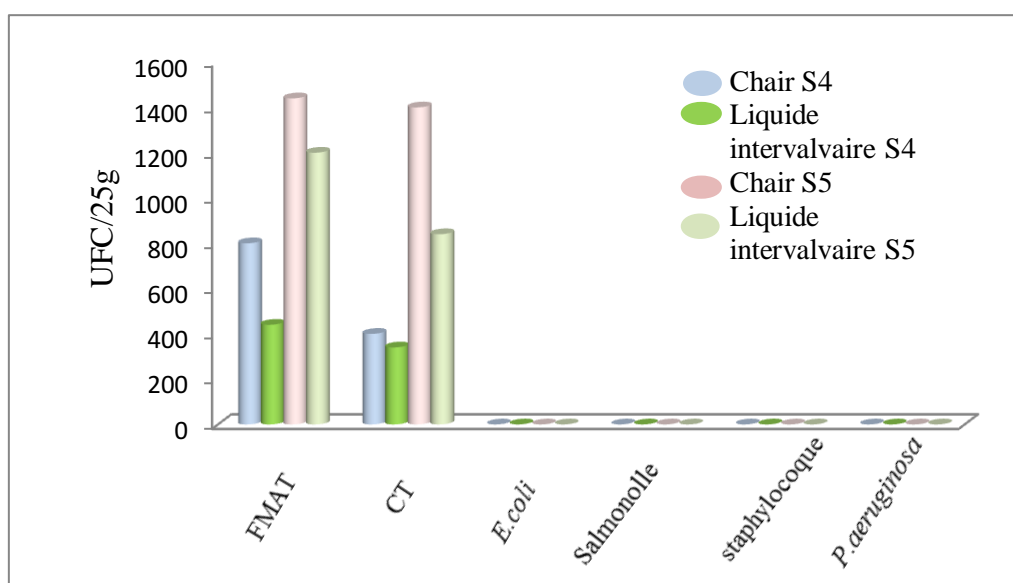


Figure 26 : Représentation des résultats d'analyse bactériologique de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) des deux sites de prélèvement.

Les charges en flore totale mésophile et coliformes totaux sont plus moins élevées respectivement de l'ordre de 1440 et 1400 colonies/25g de la chair de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) dans le site S5.

L'analyse du tableau (8) qui récapitule les résultats obtenus de l'analyse bactériologiques des deux espèces : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758) montre l'absence totale des germes pathogènes et des charges faibles en flore totale et coliformes totaux mais ces dernières ne dépassent pas le seuil au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de bonne qualité.

les autorités sanitaires algériennes ne disposent pas des valeurs normes de chaque paramètre microbiologique, mais sur les six paramètres recherchés dans notre étude comme le stipule l'arrêté interministériel du 25 ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1898 modifiant et complétant l'arrête du 14 safar 1415 correspondants au 23 juillet 1994 relatifs aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires. et aux norme exigées par le journal officielle dans son N=° 35 du Aouel safar 1419 correspondant au 25 Mai 1998, exige des concentrations seuil pour chaque germe.

Les résultats obtenus que ce soit pour le liquide intervalvaire ou pour la chair est inférieure au seuil limite donc on peut dire que les moule prélevées sont de qualité satisfaisante.

Les résultats de l'analyse bactériologiques des moules sont concluants car ils confirment la bonnes qualité du milieu environnant. En effet les moules restent parmi les meilleures bio indicateurs et ils représentent un intérêt important dans la biosurveillance.

Tableau 7 : Représentation des résultats d'analyse bactériologique des moules de la côte Algéroise

Site	Espèce	Matrice	FMAT	CT	<i>E.coli</i>	salmonelle	staphylocoque	<i>P.aeruginosa</i>
ORCA marine	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Chair	1440	1400	Abs	Abs	Abs	Abs
		Liquide intervalvaire	840	1200	Abs	Abs	Abs	Abs
Boudouaou El Bahri	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Chair	400	800	Abs	Abs	Abs	Abs
		Liquide intervalvaire	440	340	Abs	Abs	Abs	Abs
	<i>Perna perna</i>	Chair	800	230	Abs	Abs	Abs	Abs
		Liquide intervalvaire	1200	510	Abs	Abs	Abs	Abs

Conclusion

Ce travail s'inscrit dans le cadre de la biosurveillance des eaux côtière par les moules en étudiant l'état de contamination par les métaux traces est la qualité bactériologique.

Les résultats obtenus de l'analyse chimique des métaux traces par spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA), sont assez cohérents. En effet, la fiabilité de la méthode est reconnue. des teneurs en métaux en fonction de la taille montrent que la concentration en Zn, Cu et Mn est plus importante dans les moules de petite taille, celles de grande taille sont plus concentrées en Pb.

Cette étude montre également que *M. galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758) semble avoir plus d'affinité pour le Zn, ce qui va modifier la stratégie d'utilisation des bioindicateurs. Donc l'utilisation de plusieurs espèces pour l'étude de pollution par site est recommandée.

L'analyse des résultats obtenus à partir des mesures de Nickel et du Zinc chez les moules dans la région Algéroise, ainsi l'analyse des résultats bactériologique des deux stations de la ferme conchylicole ORCA marine et de Boudouaou El Bahri, nous a permis de conclure ce travail par quelques points que nous avons jugé les plus essentiels :

- Les résultats obtenus de l'analyse chimique des métaux traces par spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA), sont assez cohérents. En effet, la fiabilité de la méthode est reconnue.
- La contamination métallique en moyenne le long de la cote Algéroise peut être classée comme modérée.
- La station de Boudouaou El Bahri montre la concentration plus élevée en Zn ça peut être expliqué par la forte activité agricole.
- Les concentrations observées en Ni montre une homogénéité dans tous les stations sauf la station de bateau-cassé où on a obtenu une concentration nulle ça peut être expliqué par la concentration est inférieure à la limite de détection.
- Le pH et la Salinité observés au niveau des deux stations de Boudouaou El Bahri et la ferme conchylicole sont identiques à celles de la méditerranée.
- L'analyse bactériologique de l'eau de mer est considérée comme de bonne qualité.
- Les moules prélevées des deux stations montrent une qualité bactériologique satisfaisante et reflètent l'état du milieu environnant.

Perspectives

- L'élargissement de l'utilisation des moules pour l'ensemble du bassin Algérien (Implantation d'un réseau de bio-surveillance à l'échelle nationale).
- Augmenter le nombre des ETM étudiés pour une meilleure évaluation du niveau de contamination.
- Une recherche de l'origine de la contamination et la mise en œuvre des moyens pour réduire cette dernière.

Références bibliographiques

- ARZUL, I. et al. (2001).** Evidence for interspecies transmission of oyster herpesvirus in marine bivalves. *J Gen virol*.pp. 70-82.
- ASSO, A. (1982).** *Contribution à l'étude des polluants métalliques chez la moule Perna (L), dans la région d'Alger.* Mémoire de Magister en Océanologie Biologique, Université d'Aix-Marseille II.138 p.
- BAKHROUFA, A.et al. (1992).** Essai d'identification de deux vibrions isolés dans une zone de pisciculture. *Microb. Hyg. alim*.4.pp. 3-6.
- BOUE, H. et CHANTON ,R. (1962).** *Traite de zoologie, les invertébrés.* Paris: éd G Doin cl Cie. Tome I.723 p.
- BEN ZAOU, M Y. (2010).** Mesure du stress sur la moule *M.galloprovincialis* (Lamarck, 1819) de la baie de kristel (Est oranais).Mémoire magister biologie.Université d'Oran.87 p.
- BESADA, V.et al.(2002).** Temporal trends of Cd, Cu, Hg, Pb and Zn in mussel (*Mytilus galloprovincialis*) from the Spanish North-Atlantic coast 1991-1999. *The Science of the Total Environment*.pp. 239-253.
- BOUCHARD, J-M. (2004).** Les organismes pluricellulaires: La moule.
- BOUGHACHICHE, Z. et SI ABDELLH, C. (2012).** *Contribution à la détermination de la qualité microbiologique des moules produites dans une ferme aquacole d'Algérie.*mémoire d'ingénieur en Aquaculture. Alger.ENSSMAL.60 p.
- CAHEN, D. (2006).** Dossier didactique, moules natures, muséum des sciences naturelles.
- CASAS, S. M.et al. (2002).** Study of the perkinsosis of the carpet shell clam *Tapes decussatus* in Galicia (NW Spain). I. Identification of the etiological agent and in vitro modulation of zoosporulation by temperature and salinity. *Dis. Aquat. Org.* pp. 51-65.
- CASAS, S. (2005).***Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces (Hg, Cd, Pb, Cu et Zn) chez la moule, Mytilus galloprovincialis, en milieu méditerranéen.* Thèse de doctorat en océanologie biologique, environnement marin. Université du Sud Toulon .France. 363 p.
- CASTRO, H.et al. (1999).** Differentiation of clams from fishing areas an approximation to coastal quality assessment. *Environmental Monitoring and Assessment*.pp. 229-237.
- CHESTER, T. et MURPHY K.J.T. (1990).** Metals in the marine atmosphere *in: Heavy metals in the marine environment.* FURNESS, PS éd. CRC Press.256 p.
- CHIFFOLEAU, J.F. (1994).** Le chrome en milieu marin. Rapports scientifiques et techniques de l'IFREMER, N°08.49 p.

CHIFFOLEAU, J.F. et al. (2001). "Spatiotemporal changes in Cadmium contamination in the Seine estuary (France)." *Estuaires* 24(6B): pp. 1029-1040.

COMPS, M. (1970). Observations sur les causes d'une mortalité anormale des huîtres plates (*Ostrea edulis*L.) dans le bassin de Marennes. *Rev. Trav. Inst. Pêches Marit.* pp. 317-326.

COMPS, M. et al. (1976). Une virose de l'huître portugaise *Crassostrea angulata*. *C.r. Acad. Sci. Paris* 282 (D), 1991- 1993.

COMPS, M. et BONAMI, J. R. (1977). Infection virale associée à des mortalités chez l'huître *Crassostrea angulata* Th. *C.r. Acad. Sci. Paris.* pp. 1139-1140.

COSSA, D. (1980). Utilisation de la moule bleue comme indicateur du niveau de pollution par les métaux lourds et les hydrocarbures dans l'estuaire et le golfe du St Laurent. Rapport INRS Océanologie. Univ. Quebec. 74 p.

COSSA, D. et SANJUAN, J. (2002). Bioaccumulation du Hg chez *Mytilus galloprovincialis*. Analyse de la covariance entre le facteur de concentration et l'indice de condition selon les caractéristiques physicochimiques et trophiques des milieux, Nantes : Ifremer, DEL/PC.

COSSA, D. (1989). "Cadmium in *Mytilus* spp.: Worldwide Survey and Relationship between seawater and Mussel Content." *Mar. Environ. Res* 26: pp. 265-284.

COSSA, D. et al. (1990). Le mercure en milieu marin. Biogéochimie et écotoxicologie. Rapports scientifiques et techniques de l'IFREMER, N°19. 130 p.

COSSA, D. et al. (1993). Le plomb en milieu marin. Biogéochimie et écotoxicologie, France: éd Ifremer. 75 p.

COSSA, D. et al. (1997). The distribution and cycling of mercury in the western Mediterranean. *Deep-sea Research , II, n°44.* pp. 21-740.

DEVALLOIS, V. (2009). Transferts et mobilité des éléments traces métalliques dans la colonne sédimentaire des hydro systèmes continentaux. Thèse de doctorat Université de Provence, 237 p.

ESSEDAOUI, A . et SIF , J.(2001) ; Bioaccumulation des métaux lourds et induction des métalloprotéines au niveau de la glande digestive de *Mytilus galloprovincialis* . Maroc : éd rabah. 25 p.

HARIATI, T. (1986). Some notes on condition index analysis of two populations of Bob Creek Mussel (*Mytilus edulus*) grown at Olympia (Washington State) and the other at Winchester (Oregon State), USA: *J. Mar. Fish. Res.* pp. 85-93.

- FORD, S. E. et HASKIN, H. H. (1987).** Infection and mortality patterns in strains of oysters *Crassostrea virginica* selected for resistance to the parasite *Haplosporidium nelson* (MSX). *J Parasitol*.pp. 368-376.
- FRIEDMAN, C. S. et al. (2005).** Herpes virus in juvenile Pacific oysters *Crassostrea gigas* from Tomales Bay, California, coincides with summer mortality episodes. *Dis Aquat Organ*.pp. 33-41.
- GALAF, F. et GHANNAM, S. (2003).** *Contribution à l'élaboration d'un manuel et d'un site web sur la pollution du milieu marin.* Mémoire de troisième cycle. Institut agronomique et vétérinaire Hassan II Rabat. 101 p.
- GOLDBERG, E.D. (1975).** The Mussel Watch: A first step in global marine pollution monitoring. *Marine Pollution Bulletin*,pp. 1-111.
- GOSLING, E. (1992).** "genetics of mytilus." elsevier amsterdam.
- HAYNES, D. et TOOHEY, D. (1998).** "The use of transplanted cultured mussels (*Mytilus edulis*) to monitor pollutants along the Ninety Mile Beach, Victoria, Australia III. Heavy metals." *Marine Pollution Bulletin* 36(5). pp. 396-399.
- HEMALATHA, S.et al. (2006).** Zinc and iron contents and their bioaccessibility in cereals and pulses consumed in India. *Food Chemistr.* pp. 1328-1336.
- HINE, P. M. et THORNE, T. (1997).** Replication of herpes-like viruses in haemocytes of adult flat oysters *Ostrea angasi*: an ultrastructural study. *Dis Aquat Organ*.pp. 197-204.
- KAISER, J. (2001).** Bioindicators and biomarkers of Environmental Pollution and Risk Assessment (Enfield: Sciences publishers inc.).
- KANKOU, M. (2004).** *Vulnérabilité des eaux et des sols de la rive droite du fleuve Sénégal en Mauritanie – étude en laboratoire du comportement de deux pesticides.* Thèse de Docteur de l'Université de Limoges. France.159 p.
- KIM, A. et al (2004).** Noeocomial outbreak by *Proteus mirabilis* producing extended-spectrum β -lactamase VEB-1 in a Korean university hospital.*Journal of Antimicrobial Chemotherapy*.pp. 1144-1147.
- KITCHING, J.A.et al. (1959).** The Mussels and Their Predator. *The Journal of Animal Ecology* 28(2):pp.331-341 éd British Ecological Society Ecology of Lough Ine: VIII.
- LACAZE, J.C. (1996).** La pollution des mers. France : éd DOMINOS Flammarion 128p.
- LACOSTE, A.et al. (2001).** *Vibrio splendidus* strain is associated with summer mortality of juvenile oysters *Crassostrea gigas* in the Bay of Morlaix (North Brittany, France). *Dis Aquat Organ.* pp.46-45.

- LAFABRIE, C. (2007).** *Utilisation de Posidonia oceanica (L.) Delile comme bio-indicateur de la contamination métallique.* Thèse Doctorat écologie marine. Université de Cors.France.pp.1-141
- LAGADIC, L .et al. (1998).** Utilisation de biomarqueurs pour la surveillance de la qualité de l'environnement. Lavoisier pub.
- LAMBERT, C.et al. (2001).** Toxicity to bivalve hemocytes of pathogenic vibrio cytoplasmic extract. J Invertebr Pathol.pp. 165-172.
- LANGSTON, W.J. ET SPENCE S.K. (1995).**Biological factors involved in metal concentrations observed in aquatic organisms. Environ. Sci. Technol.pp. 407-467.
- LEROY, J.B. (1999).** La pollution des eaux. France: éd. le point des connaissances actuelles 126 p.
- LUBET, P. (1973).** Expose synoptique des données biologiques sur la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lmk.. ISI9). *Synop. F.A O. Pêche*,88 p.
- MAOUCHE, S. (1987).** *Mécanisme hydro sédimentaires en baie d'Alger (Algérie) : approche sédimentologiste, géochimique et traitement statistiques.* Thèse de Doctorat en Océanologie, Université de Perpignan, 214 p.
- MARCHAND, M. et KANTIN, R.(1997).** Contaminants chimiques en milieux aquatiques. *OCEANIS, n°4 vol 23.pp. 597-629.*
- MARGUS D. (1985).** Comparative methodsfor calculation of index of condition in mussels (*Mytilus galloprovincialis*, Lmk.). *Acta Biologica Jugosl.pp. 59-67.*
- MARTEIL, L. (1976).** La conchyliculture française ; biologie de l'huître et de la moule, 319 p.
- MEGUELLATI, A . et SRAOUI, A. (2012).** *Les métaux traces dans les sédiments et les biotes dans le milieu marins dans la baie d'Alger et la baie de Bou-Ismaïl .Mémoire d'ingénieur d'état en science de la mer option : Environnement.*Alger.64 p.
- MIQUEL, G. (2001).** Les effets des métaux lourds sur l'environnement et la santé. Rapport de l'office parlementaire d'évaluation des choix scientifiques et technologiques.346 p.
- MISHRA, S. et al. (2006).** Lead detoxification by coontail (*Ceratophyllum demersum* L.) involves induction of phytochelatins and antioxidant system in response to its accumulation. *Chemosphere*,pp. 1027-1039.
- MORILLO, J. et al (2005).** Biomonitoring of trace metals in a mine polluted estuarine system (Spain). *Chemosphere*.pp. 1421-1430.

MPO. (2003). Direction des politiques des services économiques. Région du Golfe, Profil de la moule bleue *{Mvtilus edilus}* Pêche Océans Canada.59 p.

OLIVIER, D.et al. (1998). In press. Mussel and oyster and culture in Saldanha Bay, South Africa: potential for sustainable growth, development and employment creation.Journal of Food Security.

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

PICOT, A. (2003). Intoxication de l'organisme par les métaux lourds et autres toxiques : (le mercure, le plomb et le cadmium trois métaux traces toxiques). Conférence ADNO 2003. Paris. 14 p.

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

RAINBOW, P.S. (1995). "Biomonitoring of heavy metal availability in the marine environment." Mar. Pollut. Bull.pp. 183-192.

RAINBOW, P.S. et al. (2004). "Geographical and seasonal variation of trace metal bioavailabilities in the Gulf of Gdansk, Baltic Sea using mussels (*Mytilus trossulus*) and barnacles (*Balanus improvisus*) as biomonitors." Mar. Biol.pp. 271-286.

RAMADE, F. (2000). Dictionnaire encyclopédique des pollutions. France: éd .science International, 690 p.

REBHI, S. (2013). *Les métaux traces dans deux espèces de moules M.galloprovincialis et P.perna.* Mémoire d'ingénieur d'état en science de la mer option : Environnement.Alger :ENSSMAL, 34 p.

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

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

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

SIGG, L. et al. (2006). Chimie des milieux aquatique. Chimie des eaux naturelles et des interfaces dans l'environnement. Paris: Dunod. 4^e éd, 564 p.

SUSZEYNSKY, E.M. et SHANN, J.R. (1995). Phytotoxicity and accumulation of mercury in tobacco subjected to different exposure routes. *Environmental Toxicology and Chemistry*. pp. 61–67.

TESSIER A. et al. (1979). Sequential extraction procedure for the speciation of particulate trace metals. *Anal. Chem.* (51). pp. 844-851.

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

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

WANG, G. et al. (2006). Transfer characteristics of cadmium and lead from soil to the edible parts of six vegetable species in southeastern China. *Environmental pollution*. pp. 127-135.

WHO. (2001). Evaluation of certain food additives contaminants. 55th report joint FAO/WHO Expert Committee on Food and contaminants. Geneva, Switzerland; WHO.

Annexes

Annexe I



Figure 1 : pH-mètre



Figure 2 : Salinomètre



Figure 3 : Perkin Elmer® AAAnalyst 700

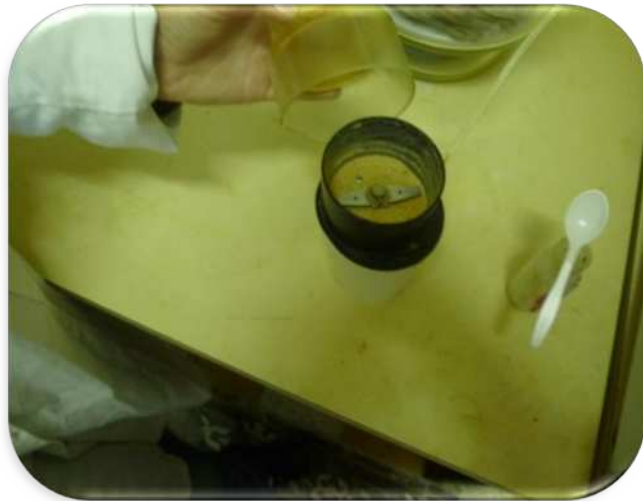


Figure 4 : Broyeur automatique

Annexe II

Milieux de culture

Formules indiquées en gramme par litre d'eau distillée

1. Eau peptonée tamponnée (E.P.T)

Formule:

Mélange de peptones.....	10,0
Chlorure de sodium.....	5,0
Di-sodium hydrogénophosphate.....	3,5
Dihydrogénophosphate de potassium.....	1,5

PH final: 7,2

2. Gélose lactosée au cristal violet. au rouge neutre et à la bile (V.R.B.L.)

Formule:

Peptone.....	7,0
Extrait de levure.....	3,0
Chlorure de sodium.....	5,0
Lactose.....	10,0
Citrate d'ammonium ferrique.....	0,3
Sels biliaires.....	1,2
Rouge neutre.....	0,03
Cristal violet.....	0,002
Agar.....	12,0

PH final: 7,4. Autoclaver à 121C° pendant 15 minutes

3. Gélose Baird-Parker

Formule:

Mélange de peptones.....	15,0
Extrait de viande.....	5,0
Extrait de levure.....	2,0
Pyruvate de sodium.....	7,5

Glycine.....	7,5
Chlorure de lithium.....	3,0
Gélose A (RM 10).....	17,0

PH final: 6,8. Autoclaver à 121C° pendant 15 minutes

Préparation : ajouter aseptiquement le supplément Baird-Parker:

- Émulsion de jaune d'œuf au tellurite de potassium à 1%.....50 ml

4. Gélose viande de foie

Formule

Base viande –foie.....	30,0
Glucose.....	2,0
Amidon.....	2,0
Sulfite de sodium.....	1,0
Citrate de fer ammoniac.....	0,5

Agar 11, 0

PH final : 7.6. Autoclaver à 121C° pendant 15 minutes

5. Gélose Tergitol

Formule

Peptone.....	10 ,0
Extrait de levure.....	6 ,0
Extrait de viande.....	5,0
Lactose.....	20,0
Bleu de bromothymol.....	0,05
Agar.....	12,75

PH final : 7, 2. Autoclaver à 121C° pendant 15 minute

6. Gélose BEA

Formule

Pour 1 litre de milieu :

- Tryptone.....	17,00 g
- Peptone pepsique de viande	3,00 g

- Extrait autolytique de levure.....5,00 g
- Bile de bœuf bactériologique10,00 g
- Chlorure de sodium.....5,00 g
- Esculine1,00 g
- Citrate ferrique ammoniacal0,50 g
- Azide de sodium0,15 g
- Agar agar bactériologique.....13,00 g

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,1 ± 0,2.

7. Rappaport vasiliadis

Formule pour 1 litre de milieu :

- Peptone papainique de soja4,50 g
- Chlorure de sodium7,20 g
- Phosphate monopotassique1,26 g
- Phosphate dipotassique0,18 g
- Chlorure de magnésium anhydre13,40 g
- Vert malachite (oxalate)36,0 mg

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 5,2 ± 0,2.

8. Sélénite-cystine

Formule pour 1 litre de milieu :

- Tryptone.....5,0 g
- Lactose4,0 g
- Phosphate disodique10,0 g
- Hydrogénosélénite de sodium.....4,0 g
- L-cystine.....10,0 mg

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,0 ± 0,2.

9. Gélose au cétrimide (base)

Formule pour 1 litre de milieu de base :

- Peptone pancréatique de gélatine20,0 g
- Cétrimide0,3 g

- Chlorure de magnésium1,4 g
- Sulfate de potassium10,0 g
- Agar agar bactériologique.....15,0 g

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : $7,2 \pm 0,2$.

Annexe III

Courbe d'étalonnage des métaux

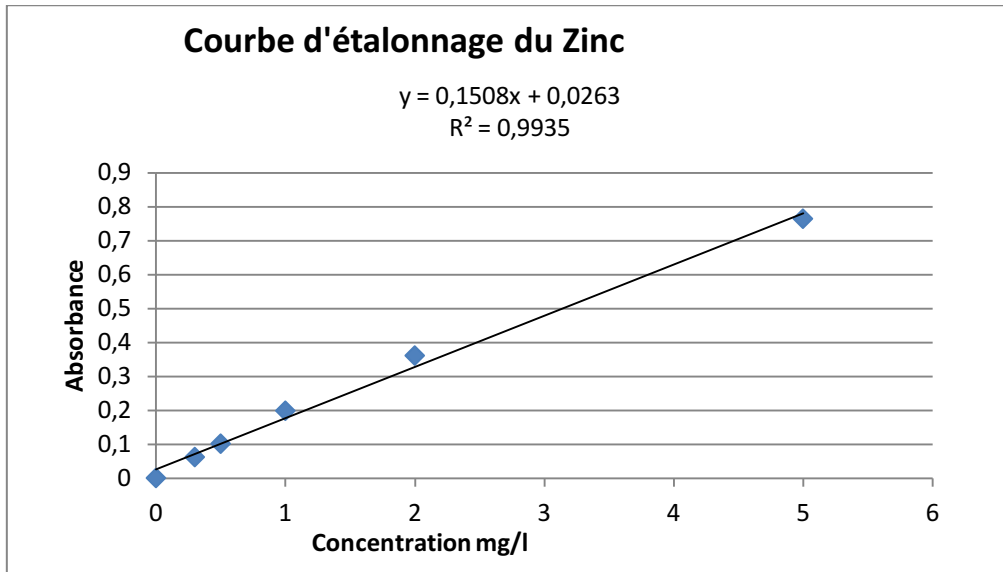


Figure1 : Courbe d'étalonnage du Zinc

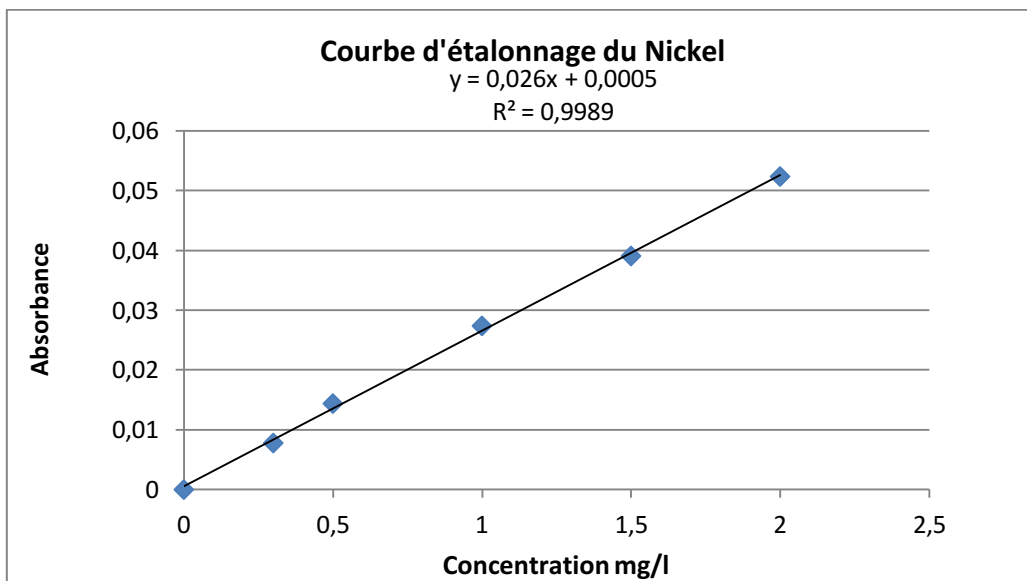


Figure 2 : Courbe d'étalonnage du Nickel