

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
Ecole 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'INGÉNIEUR D'ÉTAT EN SCIENCES DE LA MER**

Option : Aquaculture

Thème :

**Contribution à la détermination de la qualité microbiologique des
moules produites dans une ferme aquacole d'Alger ; cas de la ferme
« Orca marine »**

Présenté par :

**BOUGHACHICHE Zakariya
SI ABDALLAH Chakeur**

Soutenu le 20/07 /2011 à 13 :00h devant la commission :

M^f REFES. W	Maître assistant	(ENSSMAL)	Président
M^f BELHASNAT. K	Maître de conférences	(ENSSMAL)	Examinateur
M^{me} BENMOUKHTAR.R	Chercheur	(CNRDPA)	Examinatrice
M^{me} BOUAYED .L	Maître assistante	(ENSV)	Promotrice
M^{lle} BOUABDALLAH.A	Maître assistante	(ENSV)	Co-promotrice

Promotion :



Dédicaces

Je dédie ce travail,

À mes très, très chers parents, source d'amour et d'affection ;

À mes très chers frères, Ismail, islam, Abdelbasset, Mohamed, et Walid et

À mes très chères sœurs, Ibtissam, Chaima, Manal, et Rokaïa qui comptent énormément pour moi ;

À tous mes autres proches

A mes chers amis, Samir, Yousef, abdelghani, mossaab, Riad, Saci,

À toutes les personnes qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de cette année ;

Ainsi qu'à tous ceux qui me connaissent à l'ENSSMAL et avec qui j'ai passé cinq ans inoubliables et surtout la promotion de l'aquaculture 2011.

J'espère que je n'ai oublié personne.

CHAKEUR

REMERCIEMENTS

Nous remercions DIEU de nous avoir aidés et donne le courage pour réaliser ce mémoire de fin d'études.

Nous tenons à remercier nos promotrices M^{me} Bouayed Laïla et M^{me} Bouabdallah pour avoir accepté avec beaucoup de gentillesse de diriger ce travail.

J'exprime ma profonde gratitude à Monsieur Khoudja B, le propriétaire de la ferme conchylicole, qui nous a fourni du matériel biologique « la moule » qui constitue l'ossature de notre étude, ainsi que sa générosité et sa gentillesse.

Nos profonds remerciements vont à Monsieur Refes.W d'avoir accepté de présider le jury.

Nos remerciements s'adressent aussi à M^r Belhasnet.K et M^{me} Benmoukhtar. R qui ont bien voulu prendre part à l'examen de ce mémoire.

Nos remerciements s'adressent aussi, M^{me} Refes Linda l'ingénieure de LABO de microbiologie (ENSSMAL) qui nous aide jusqu'à la fin de pratique.

Nos vifs remerciements à tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin pour la réalisation de ce modeste travail sans oublier M^{lle} Touahire Nawal, Tazi Chérif Lamine, Chelaghema Mohamed et Adja Ammar.

Liste des abréviations

CNRDPA : Centre national de Recherche et Développement de la Pêche et l'Aquaculture.

Km: Kilomètre.

FAO: Food and Agriculture Organization.

W: Wilaya.

TIA : Toxi-infections alimentaires.

MPRH : Ministère de la Pêche et des Ressources halieutiques.

g: gramme.

h : heures.

FMAT : Flore mésophile aérobie totale.

CT : Les coliformes totaux.

ISO : Organisation Internationale de Standardisation.

CF : Les coliformes fécaux.

°C : degré Celsius.

OMS : Organisation Nationale de la Santé.

E. coli : *Escherichia coli*.

S. aureus : *Staphylococcus aureus*.

pH : Potentiel d'hydrogène

PSU : Pratique Salinité Unité

MES : Matières en suspension

ENSSMAL : École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral

NA : Norme Algérienne.

ASR : Anaérobies sulfitoréducteurs.

SAL : salmonelles.

ECH : échantillon.

UFC : Unité Formant Colonie

Liste des tableaux

Première partie : Étude bibliographique

Tableau N°I.1 : Production des moules en tonnes dans le lac d'el mellah.	2
Tableau N°I.2 : Objectifs de productions tracées par les fermes conchylicoles en Algérie	3
Tableau N°I.3 : Systématique de la moule	4
Tableau N°I.4 : La valeur nutritive d'environ 100g de moule.....	8
Tableau N°I.5 : symptômes et Risque sanitaire chez l'homme par type de germe.....	16

Deuxième partie : matériel et méthodes

Tableau N°II.1 : Emplacement géographique des stations de prélèvement.....	19
Tableau N° II.2 : Critères microbiologiques relatifs aux mollusques cuits, réfrigérés ou congelés.....	41

Troisième partie : Résultats et discussion

Tableau N° III.1 : résultats des paramètres physicochimiques mesurés	42
Tableau N° III.2 : résultats d'analyse bactériologique de l'eau	46
Tableau N° III.3 : résultats obtenus des analyses microbiologiques de la moule	48
Tableau N° III.4 : l'estimation du niveau de contamination des moules par chaque germe durant les deux mois par rapport aux normes en vigueur.....	49
Tableau N° III.5 : Comparaison entre la teneurs en germes dans l'eau de mer et celle dans la moule.....	57

Liste des Figures

Première partie : Étude bibliographique

Figure N°I.1 : aspect extérieur	4
Figure N°I.2 : Aspect intérieur de la moule	4
Figure N°I.3 : anatomie interne de la moule	6
Figure N°I.4 : Nutrition et respiration chez la moule.....	8
Figure N°I.5 : La répartition géographique <i>Mytilus galloprovincialis</i> dans le monde.	9
Figure N°I.6: Cycle de production de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	10
Figure N°I.7 : Observation d'Escherichia coli au microscope électronique	13
Figure N°I.8 : Staphylocoques	13
Figure N° I.9 : Clostridium perfringens	14
Figure N°I.10: Observation d'une Salmonelle au microscope électronique.....	14

Deuxième partie : matériel et méthodes

Figure N°II.1: Site géographique de la ferme ORCA.	18
Figure N° II.: Localisation des stations de prélèvement.	19
Figure N° II.3: Protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement de la flore aérobie mésophile totale.....	25
Figure N° II.4 : 2 protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement des coliformes fécaux.	27
Figure N° II.5: protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement des <i>Staphylococcus aureus</i>	29
Figure N° II.6 : protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement des anaérobies .	31
Figure N° II.7: protocole d'analyse pour la recherche des salmonelles	33
Figure N° II.8 : Technique de dénombrement des coliformes.	36
Figure N° II.9 : Technique de dénombrement des staphylocoques.....	37
Figure N° II.10 : Technique de dénombrement <i>salmonella</i>	38
Figure N° II.11: recherche et le dénombrement des anaérobies sulfite réducteurs.....	40

Troisième partie : Résultats et discussion

Figure N° III.1 : Variation mensuelle de la température	42
Figure N° III.2 : Variation mensuelle du potentiel d'hydrogène	43
FigureN° III.3 : Variation mensuelle de la salinité	44
FigureN° III.4 : Variation mensuelle de la Matière en suspension (MES)	44
Figure N° III.5 : Variation mensuelle de l'oxygène dissous	45
Figure N° III.6: résultats des analyses bactériologiques de l'eau de mer	46
Figure N° III.7 : Taux de contamination des moules par les FAMT à 30°C.	50
Figure N° III.8 : Taux de contamination des moules par les coliformes fécaux à 44°C.....	51
Figure N° III.9 Taux de contamination des moules par les <i>Staphylococcus aureus</i> à 37°C....	52
Figure N° III.10 Taux de contamination des moules par les Anaérobies sulfite-réducteurs à 37°C.....	53
Figure N° III.11 : Prévalences de la qualité bactériologique des moules analysées.....	54
Figure N° III.12: Prévalences des différentes qualités bactériologiques mensuelles des moules.....	55

Sommaire

TABLE DES MATIÈRES

Liste des abréviations	
Listes des tableaux et figures	
Introduction.....	1

Première partie : Étude bibliographique

I.1 Généralités sur la conchyliculture et la moule.....	2
I.1.1 Généralités sur la conchyliculture	2
I.1.1.1 Définition de la conchyliculture	2
I.1.1.2 Historique et aperçu sur la conchyliculture en Algérie.....	2
I.1.2 Généralités sur la moule (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)	3
I.1.2.1 Systématique de la moule	3
I.1.2.2 Morphologie.....	4
I.1.2.3 Anatomie interne de la moule	5
I.1.2.3.1 Charnière et ligament	5
I.1.2.3.2 Le corps	5
I.1.2.4 Les principaux systèmes de la moule.....	6
I.1.2.4.1 Le système digestif.....	6
I.1.2.4.2 Le système circulatoire.....	6
I.1.2.4.3 Le système excréteur	6
I.1.2.4.4 Le système nerveux	6
I.1.2.4.5 Le système reproducteur	6
I.1.2.4.6 Le système respiratoire.....	7
I.1.2.5 Cycle de reproduction	7
I.1.2.6 Alimentation	7
I.1.2.6.1 Régime alimentaire	7
I.1.2.6.2 Filtration	7
I.1.2.7 Valeur nutritive	8
I.1.2.8 Ecologie	9
I.1.2.8.1 Répartition géographique de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	9
I.1.2.8.2 Répartition bathymétrique.....	9
I.1.2.9 Systèmes et cycle de production	10
I.2 bactériologie des eaux et les moules	11
I.2.1 Contamination bactérienne des eaux et les moules	11
I.2.1.1 Origine de la pollution bactérienne de la mer	11
I.2.1.2 Devenir et survie des bactéries dans l'eau de mer et leurs accumulations dans les mollusques.....	11
I.2.1.2 Devenir des bactéries dans l'eau de mer.....	11
I.2.1.3 Survie des germes dans l'eau de mer	11
I.2.1.4 Accumulation des bactéries dans les moules	11
I.2.1.5 L'autoépuration des moules	11
I.2.2 Etude des paramètres bactériologique	12
I.2.2.1 Les bactéries indicatrices de contamination fécale	12
I.2.2.1.1 Flore mésophile aérobie totale (FMAT).....	12
I.2.2.1.2 Les coliformes	12
I.2.2.1.3 Les coliformes totaux (CT)	12
I.2.2.1.4 Les coliformes fécaux (CF).....	12
I.2.2.2 Les bactéries pathogènes.....	13

I.2.2.2.1 Les staphylocoques	13
I.2.2.2.2 Les anaérobies sulfito-réducteur	14
I.2.2.2.3 Salmonelles	14
I.2.3 Risques liés à la consommation des moules	15
I.3 Etude des paramètres physico-chimiques.....	16
I.3.1 Les paramètres physiques	16
I.3.1.1 La température	16
I.3.1.2 Potentiel d'hydrogène (pH).....	17
I.3.1.3 Salinité	17
I.3.1.4. Matières en suspension (MES).....	17
I.3.2 Paramètres chimiques	17
I.3.2.1 Oxygène dissous	17

Deuxième partie : matériel et méthodes

II.1 Matériel	18
II.1.1 Présentation de la zone d'étude.....	18
II.1.1.1 La ferme ORCA Marine	18
II.1.1.2 Position géographique	18
II.1.2 PRÉSENTATION DES STATIONS DE PRLEVEMENTS	19
II.1.2.1 Échantillonnage	20
II.1.2.1.1. Prélèvements d'eau de mer.....	20
II.1.2.1.2. Prélèvements des moules	20
II.1.3 Milieux et réactifs (IDEAL LABO BLIDA).....	20
II.1.4 Matériels de laboratoire.....	21
II.2 Méthodes	22
II.2.1 Mesure des paramètres physicochimiques de l'eau	22
II.2.1.1 Mesure in situ	22
II.2.1.2 Mesure effectué au laboratoire (mesure de la matiere en suspension (mg/l))	22
II.2.2 Contrôle de la qualité microbiologique des moules	23
II.2.2.1 Préparation des solutions mère et dilutions des échantillons	23
II.2.2.2 Méthode de recherche et de dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FAMT)	23
II.2.2.3 Méthode de recherche et dénombrement des coliformes thermotolérants	26
II.2.2.4 Méthode de recherche et dénombrement des <i>Staphylococcus aureus</i>	28
II.2.2.5 Méthode de recherche et dénombrement des anaérobies sulfitoréducteurs	30
II.2.2.6 Méthode de recherche des salmonelles	32
II.2.3 Contrôle de la qualité microbiologique de l'eau de mer	35
II.2.3.1 Filtration de l'eau.....	35
II.2.3.2 Analyse microbiologique.....	35
II.2.3.2.1 Dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux.....	35
II.2.3.2.2 Dénombrement des staphylocoques.....	37
II.2.3.2.3 La recherche des salmonelles.....	37
II.2.3.2.4 Recherche et dénombrement des bactéries anaérobies sulfitoréductrices	39
II.3 Les normes en vigueur relatives aux critères microbiologiques des produits aquacoles	41
II.3.1 Critères microbiologiques relatifs aux mollusques cuits, réfrigérés ou congelés	41
II.3.2 Application pratique	41

Troisième partie : Résultats et discussion

III.1 Résultats et discussion des paramètres physicochimiques	42
III.1.1 La température	42
III.1.2 Potentiel d'hydrogène	43
III.1.3 La salinité.....	43
III.1.4 La matière en suspension (MES)	44
III.1.5 L'oxygène dissous	45
III.2 Résultats et discussion des analyses microbiologiques	46
III.2.1 Résultats de l'analyse microbiologique d'eau	46
III.2.2 Résultats et discussion de l'analyse microbiologique des moules.....	47
III.2.2.1 Résultats de l'analyse microbiologique des moules.....	48
III.2.2.2 Estimation des taux de contaminations bactériologiques de la moule par type de germe.....	49
III.2.2.2.1 Les flores mésophiles aérobies totales.....	50
III.2.2.2.2 Les coliformes fécaux.....	51
III.2.2.2.3 Staphylococcus aureus.....	52
III.2.2.2.4 Anaérobies sulfitoréducteurs	53
III.2.2.2.5 Salmonelles.....	53
III.2.2.3 Estimation de la qualité microbiologiques des moules et études de leurs prévalences.....	54
III.2.2.4 variation saisonnière de la qualité microbiologique des moules.....	55
III.2.2.5 comparaison entre la qualité microbienne de l'eau et celles des moules	57
Conclusion.....	58
Bibliographie	
Annexes	

Introduction

Introduction

La conchyliculture fait partie de l'aquaculture extensive. Elle concerne l'élevage des mollusques bivalves (moules, huîtres, palourde...) en milieu marin à partir de naissains collectés sur des gisements naturels ou produits en éclosion.

L'Algérie possède un littoral non négligeable estimé à plus de 1600 Km, offrant des sites favorables à l'installation d'élevage conchylicole qui restent malheureusement peu exploités. Le mode d'élevage conchylicole est celui en filière de subsurface, cette technique nécessite une bonne qualité des eaux d'élevage. Le but essentiel de la production des bivalves est la consommation humaine.

Les moules, consommés crus ou peu cuits, peuvent présenter un danger sur la santé du consommateur, ce danger peut être de nature toxique (métaux lourds) ou microbiologique à l'origine de toxi-infections alimentaires (TIA),

Les microorganismes pathogènes (Salmonelles...) dans l'environnement sont le plus souvent des germes allochtones au milieu marin dont l'origine est souvent une contamination fécale.

Notre travail a pour objectif d'étudier la qualité microbiologique des moules (*Mytilus galloprovincialis*) du site conchylicole « Orca Marine ».

Dans cette étude, nous aborderons trois parties :

- la première partie : Nous exposerons une synthèse bibliographique, avec des,
 - Généralité sur la conchyliculture et en particulier sur l'espèce étudiée,
 - Étude bactériologique, et
 - Étude des paramètres physico-chimique
- La deuxième partie : Nous aborderons les matériels et les méthodes utilisés lors du travail expérimental.
- La troisième partie : fera l'objet de l'exposition des résultats et de leur discussion

Enfin, nous achèverons notre étude par une conclusion générale et ouvrante sur quelques perspectives.

Première partie :
Étude bibliographique

I.1 Généralités sur la conchyliculture et la moule :

I.1.1 Généralités sur la conchyliculture

I.1.1.1 Définition de la conchyliculture

La Conchyliculture, ou l'Aquaculture des mollusques, est l'élevage des coquillages comestibles comme les huîtres et les moules et autres coquillages.

Ce terme est récent, il n'a été utilisé qu'au milieu du XXème siècle.

Pour chaque genre de coquillage, nous distinguons un type de culture (Crecet, 1997 et Olivier, 2006).

Ainsi, nous avons

- L'ostréiculture : élevage des huitres,
- La mytiliculture : élevage des moules,
- La vénériculture : élevage des palourdes,
- La cerastoculture: élevage des coques,
- La pectiniculture: élevage des coquilles Saint-Jacques et autres pectinidés, et
- L'halioticulture: élevage des ormeaux (Crecet, 1997, et Olivier, 2006).

I.1.1.2 Historique et aperçu sur la conchyliculture en Algérie

- L'aquaculture est de pratique ancienne en Algérie; elle a démarré en 1880 par des essais d'ostréicultures menées à Mars El-Kabir (w. Oran) et l'oued Sebao (w. Tizi Ouzou).
- En 1921, une station expérimentale pour l'aquaculture et la pêche est construite à Bou Ismail afin de déterminer les meilleures techniques et les meilleurs sites pour l'élevage de moules et des huitres. (Boutouchent et Milla, 2005).
- Dans les années 70, un programme de collaboration avec la FAO (dans le cadre de la réintroduction des moules et des huitres, ainsi que l'implantation de tables conchylicoles) a été réalisé au lac El Mellah (El-Kala). Des résultats encourageants ont été obtenus jusqu'à la fin des années 80. (Boutouchent et Milla, 2005).
- À partir de 1991, trois professionnels algériens se sont lancés dans la mytiliculture en mer ouverte ; deux se sont installés à Ain Taya (w. Alger) et un autre a Ain Tagourait (w. Tipaza)
- En 2004, le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques et à travers le CNDPA, projette de réaliser un centre pilote de conchyliculture pour subvenir aux attentes de nombreux professionnels qui souhaiteraient se lancer dans ce domaine d'activité, très promoteur et rentable. (Boutouchent et Milla, 2005).

Le tableau N°I.1 récapitule l'état de production des moules en Algérie de 1986 à 1993 .

Tableau N°I.1 : Production des moules en tonnes dans le lac d'el mellah (el Kala). (D'après BOUTOUCHENT et al, 1994).

Année	1986	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993
Production (tonnes)	11,158	1,586	3,171	3,541	16,304	31,834	16,661	4,32

En plus de nos 1200 km de côtes, le littoral algérien bénéficie de l'influence du courant atlantique concentré en pigments chlorophylliens et en phytoplancton, de la nourriture variée donc, pour les coquillages filtreurs. Par ailleurs, la conchyliculture représente aussi une solution pour protéger nos ressources marines. Face aux pressions constatées, exercées par l'homme sur le littoral et aux dégradations de l'environnement marin, la conchyliculture littorale constitue un des outils de gestion intégrée de la bande côtière et des ressources littorales les plus performantes.

Le MPRH (ministère de la Pêche et des Ressources halieutiques) Algérien a donné en 2007, des prévisions pour la production conchylicole (Tableau N°I.2), cependant jusqu'à l'heure actuelle, ces objectifs n'ont jamais été atteints.

Tableau N° I.2 : Objectifs de productions tracées par les fermes conchylicoles en Algérie

Wilaya	Sites	Objectifs de production annuelle
Alger	Ain chrob	50 T de moule et d'huitre
Alger	Ain chrob	50T de moule en démarrage
Tipaza	Ain tagourait	50T de moule
Tipaza	Gouraya	50 T de moule
Tlemcen	Maârouf	50 T de moule

Source : Ministère de la pêche et des ressources halieutiques, 2007.

I.1.2 Généralités sur la moule (*Mytilus galloprovincialis*)

I.1.2.1 Systématique de la moule

La moule est un animal aquatique dont le corps est mou d'où le nom de mollusque, enveloppé dans une coquille (bivalve) calcaire (Roger, 1978 in Gounni, S., 2004).

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).

En se basant sur les caractères définis par LUBET (1959) (Tableau N°I.3).

Tableau N°I.3 : Systématique de la moule

Embranchement	Mollusques
Classe	Lamellibranche
Ordre	Fillibranche
Sous ordre	Anisomyaria
Super famille	Mytiloidea
Famille	Mytilidae
Sous famille	Mytilinae
Genre	<i>Mytilus</i>
<i>Espèce</i>	<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarch, 1819)

I.1.2.2 Morphologie

Aspect extérieur

La coquille est plus ou moins renflée, elle possède deux extrémités ; l'une est pointue, l'autre est arrondie, elle comprend aussi deux valves, droite et gauche identiques. La couleur est généralement bleu noir (Marteil, 1976). Les deux valves sont collées par un ligament situé le long de la charnière, comme la montre la (Figure N°I.1).

Aspect intérieur

La couleur de l'intérieur de la valve est bleue ardoisée très foncée ; presque noire vers les bords postérieurs, et presque blanche sous les crochets (Djediat, in Meziane et Sefasfa, 2008). Nous pouvons distinguer les points d'insertion des différents muscles (les muscles adducteurs, les muscles réacteurs du pied... etc.). L'insertion des fibres musculaires qui relèvent les bords libres du manteau se traduit par une ligne ou impression parallèle qui joint les impressions des adducteurs. (Marteil, 1976) (Figure N°I.2).



Figure N°I.1 : aspect extérieur de la moule



Figure N°I.2 : Aspect intérieur de la moule

I.1.2.3 Anatomie interne de la moule

L'intérieure de la moule est constitué de plusieurs organes (Figure N°I.3) nous distinguons :

I.1.2.3.1 Charnière et ligament

La charnière est réduite et l'union des valves est assurée à peu près exclusivement par le ligament. Ce dernier est essentiellement formé de conchyoline (substance apparentée à la chitine) (Marteil, 1976).

I.1.2.3.2 Le corps

Le corps constitué de :

- **Manteau**

Il présente deux lobes qui adhèrent étroitement au corps dans la région dorsale, il est d'une couleur qui va du blanc au jaune plus ou moins foncé. Le manteau joue un rôle dans la circulation de l'eau au niveau des branchies, il participe à la respiration, il assure la formation de la coquille, sa calcification et la sécrétion du ligament (Marteil, 1976).

- **Muscles adducteurs**

Deux muscles adducteurs dont l'un, l'antérieur, est réduit s'oppose à l'action mécanique du ligament : par leur contraction ils ferment la coquille (Marteil, 1976).

- **Pied**

Le pied est une saillie musculaire située au-dessous de la masse viscérale. Sa grande mobilité est due à l'existence de deux systèmes de faisceaux musculaires (Marteil, 1976).

- **branchies**

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

Leur rôle principal est de retenir les particules en suspension dans l'alimentation, ce sont aussi les organes de la respiration, car c'est à leur niveau que la majeure partie du sang s'oxygène ; de plus qu'elles créent le courant d'eau sans lequel le mollusque ne peut vivre (Marteil, 1976).

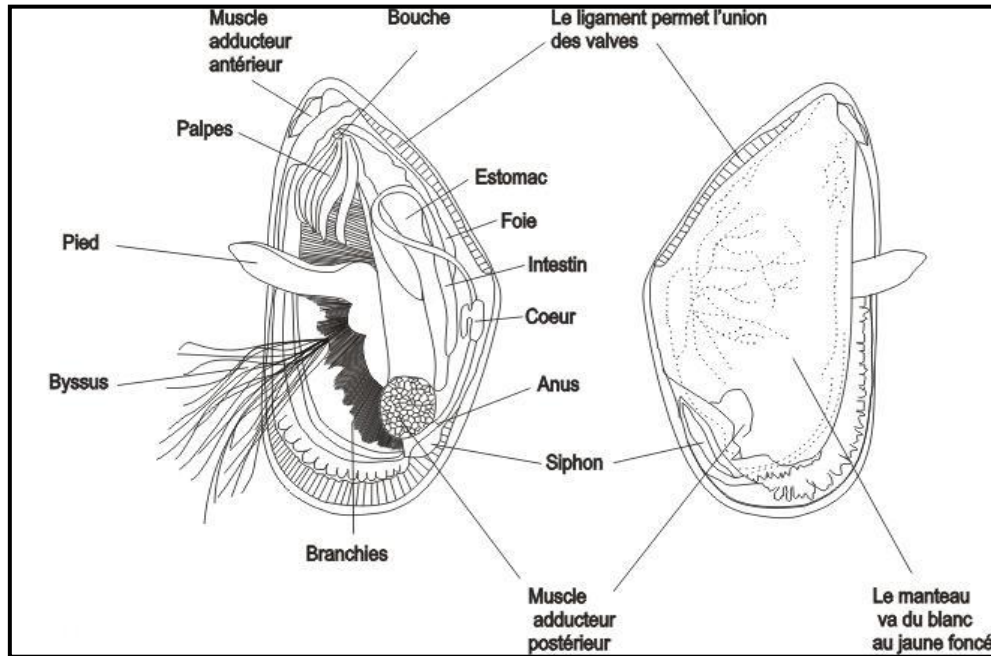


Figure N°I.3 : anatomie interne de la moule (Marteil, 1976)

I.1.2.4 Les principaux systèmes de la moule

La moule compte pour sa survie sur six systèmes :

I.1.2.4.1 Le système digestif

Représenté par une bouche située à la partie antérieure du corps et l'œsophage très court, débouche sur l'estomac.

I.1.2.4.2 Le système circulatoire

Le cœur, situé sur la face dorsale du corps, comprend deux oreillettes et un ventricule : il est entouré d'une mince membrane transparente : le péricarde (membrane séreuse, formé de deux feuillets, qui enveloppe le cœur).

I.1.2.4.3 Le système excréteur

Comprend deux reins, disposés de chaque côté du corps entre le péricarde et le muscle adducteur postérieur et des glandes péricardiques auriculaires qui sont particulièrement développées chez la moule et entourent les oreillettes.

I.1.2.4.4 Le système nerveux

C'est un système rudimentaire représenté par trois paires de ganglions.

I.1.2.4.5 Le système reproducteur

Chez la moule, la glande génitale ou gonade s'étend de façon diffuse dans le manteau.

I.1.2.4.6 Le système respiratoire

Les branchies sont au nombre de deux. Reliées à la masse viscérale par l'intermédiaire de l'axe branchial, chacune est constituée de deux rangées de filaments aplatis. Ces derniers ont une double fonction; la respiration et l'alimentation, respectivement, le ravitaillement en oxygène dissous et en plancton qu'il soit végétal ou animal. Toutefois, le manteau participe aussi à la respiration grâce à un échange direct de gaz avec l'eau de l'environnement (Marteil, 1976).

I.1.2.5 Cycle de reproduction

Les moules sont gonochoriques à sexes séparés et présentent plus d'un cycle de reproduction annuel. Le cycle de développement de la moule passe par deux phases : phase planctonique ; où les larves sont capables de nager, sans que la coquille ne soit formée. Et une phase sédentaire ; la larve, arrivée au moment de sa métamorphose et ayant trouvé un support convenable pour se fixer (Marteil, 1976).

I.1.2.6 Alimentation

I.1.2.6.1 Régime alimentaire

Comme tous les filtreurs, la moule vit, pour l'essentiel, aux dépens des particules en suspension dans l'eau, elle se nourrit de petits éléments (Phytoplancton, zooplancton, bactérie, fragment d'algues, des détritiques, vase...etc.), qu'elle tamise avec ses branchies (MPRH, 2001).

La qualité des aliments en suspension joue un rôle important. Si l'eau contient une grande proportion d'éléments sans valeur nutritive (grain de sable ou des particules de vase), la moule est obligée de filtrer des quantités très importantes pour récupérer les particules nutritives dont elle a besoin ; elle peut avoir bien du mal à assurer son ratio journalier. Sa croissance est alors ralentie, voire stoppée (MPRH, 2001).

I.1.2.6.2 Filtration

La moule utilise son appareil branchial comme un filtre. En effet, le courant d'eau inhale passe à travers la branchie (figure N° I.4) qui joue le rôle de tamis et qui comporte des sillons garnis de cellules muqueuses qui agglomèrent les particules en suspension, dans l'eau les microparticules consommables sont transportés jusqu'à la bouche, alors que les particules non consommables sont rejetées à l'extérieur (pseudo fèces) (Boudjema et Ourari, 2005).

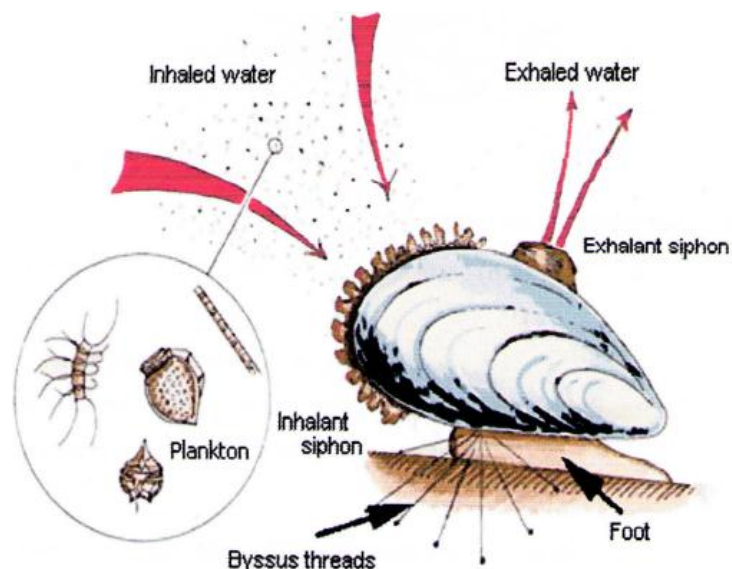


Figure N°I.4 : Nutrition et respiration chez la moule (Lars-Ove Loo, 2000).

I.1.2.7 Valeur nutritive

Les moules constituent pour l'homme, une source de nourriture ; en raison de leur contenance en nutriments important: Phosphore, Fer, Zinc, Sélénium, Vitamine B1 (Thiamine), Vitamine B2 (riboflavine) et Vitamine B12 (une portion de 100 g de moules comble dix fois les besoins quotidiens en vitamine B12). Et puis en éléments moins importants comme : Cuivre, vitamine B3 (niacine), Acide folique. Manganèse, Iode et Acide pantothénique (vitamine B5). Elles présentent aussi des teneurs intéressantes en protéines, glucides et lipides (Saoudi H., 2009) (Tableau n°04).

Tableau N°I.4 : La valeur nutritive d'environ 100g de moule (Anonyme, 2005).

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

La moule peut filtrer l'eau pendant 18,5 à 24 heures par jours sans interruption avec une vitesse moyenne de 20 litres/h. Cependant, la durée et le temps de filtration varient en fonction des différents paramètres à savoir (Marteil, 1976).

I.1.2.8 Écologie

I.1.2.8.1 Répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis*

Mytilus galloprovincialis se trouve sur les cotes de mer Noire, l'Adriatique, la Méditerranée, sur les cotes atlantiques, de France, de l'Espagne, du Portugal et du Maroc, jusqu'à la manche occidentale (Figure N°I.5) (Lubert, in Meziane et Sefasfa, 2008), ou semble terminer son aire d'extension (Boudjema et Ourari, 2005). Elle a été même récoltée en Angleterre, en Allemagne (Lubert, in Boudjema et Ourari, 2005) et au Japon (Hosni, in Bouchaira et al, 1999).

Sur les cotes algériennes, elle cohabite avec l'espèce *Perna Perna* et forme des bannes naturelles en clans dans zones assez agitées (Abada-Boudjema et al, Boukhroufa 1987). En abondances sur nos cotes, la moule a fait l'objet de nombreuses études (Asso. Boukhroufa. in Bouchena et al.2006)

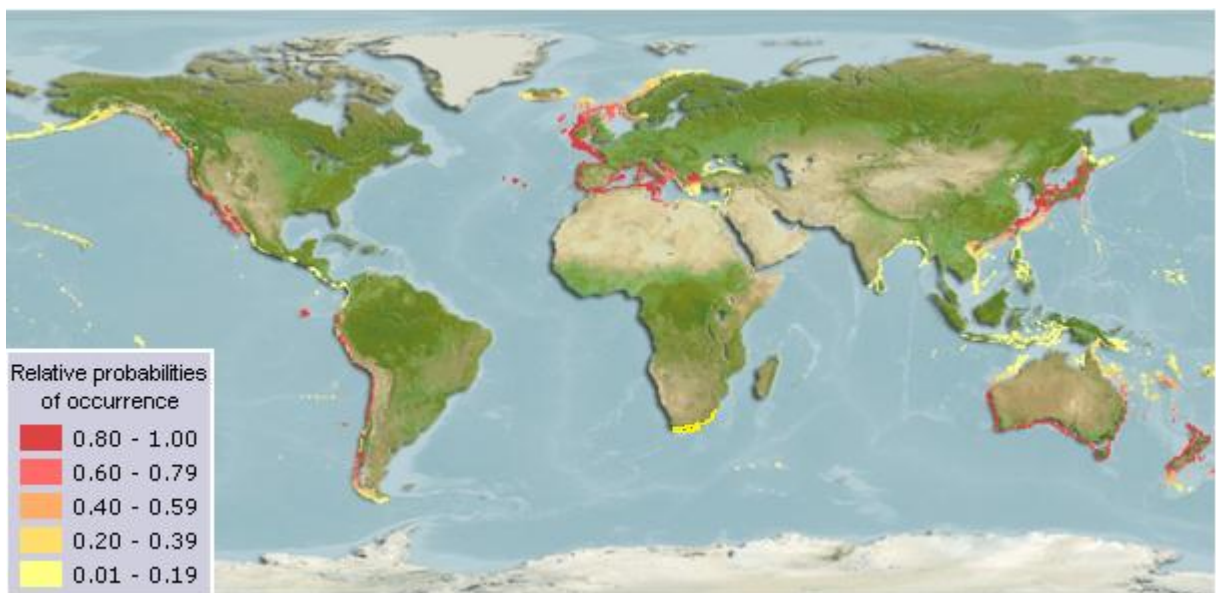


Figure N°I.5 : La répartition géographique *Mytilus galloprovincialis* dans le monde

I.1.2.8.2 Répartition bathymétrique

On la retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20 mètres et plus (Seed, in Bachaira et al ,1999).

La moule s'adapte à des conditions de milieu très variées et peut supporter de brusques variations de l'environnement (température, salinité, nourriture, exposition à l'air...) (Chinzi, in Meziane et Sefasfa, 2008).

I.1.2.9 Systèmes et cycle de production

La culture de *Mytilus galloprovincialis* est toujours extensive, dans tous les pays où elle est pratiquée, les naissains sont collectés en mer et peuvent être cultivés sur des cordes en suspension, ces cordes, qui sont couvertes de juvéniles de moules sont gardées sur place par des filets en nylon, et sont suspendues soit au radeau, soit aux cadres en bois, ou filières de flotteurs en plastique mouillées. Une partie considérable de la production est cultivée sur des cordes en suspension, une technique qui peut être étendue et développée en pleine mer. Bien qu'elle soit sensible aux blooms phytoplanctoniques, elle est la seule méthode qui permet l'augmentation de la production (Figure N° I.6)

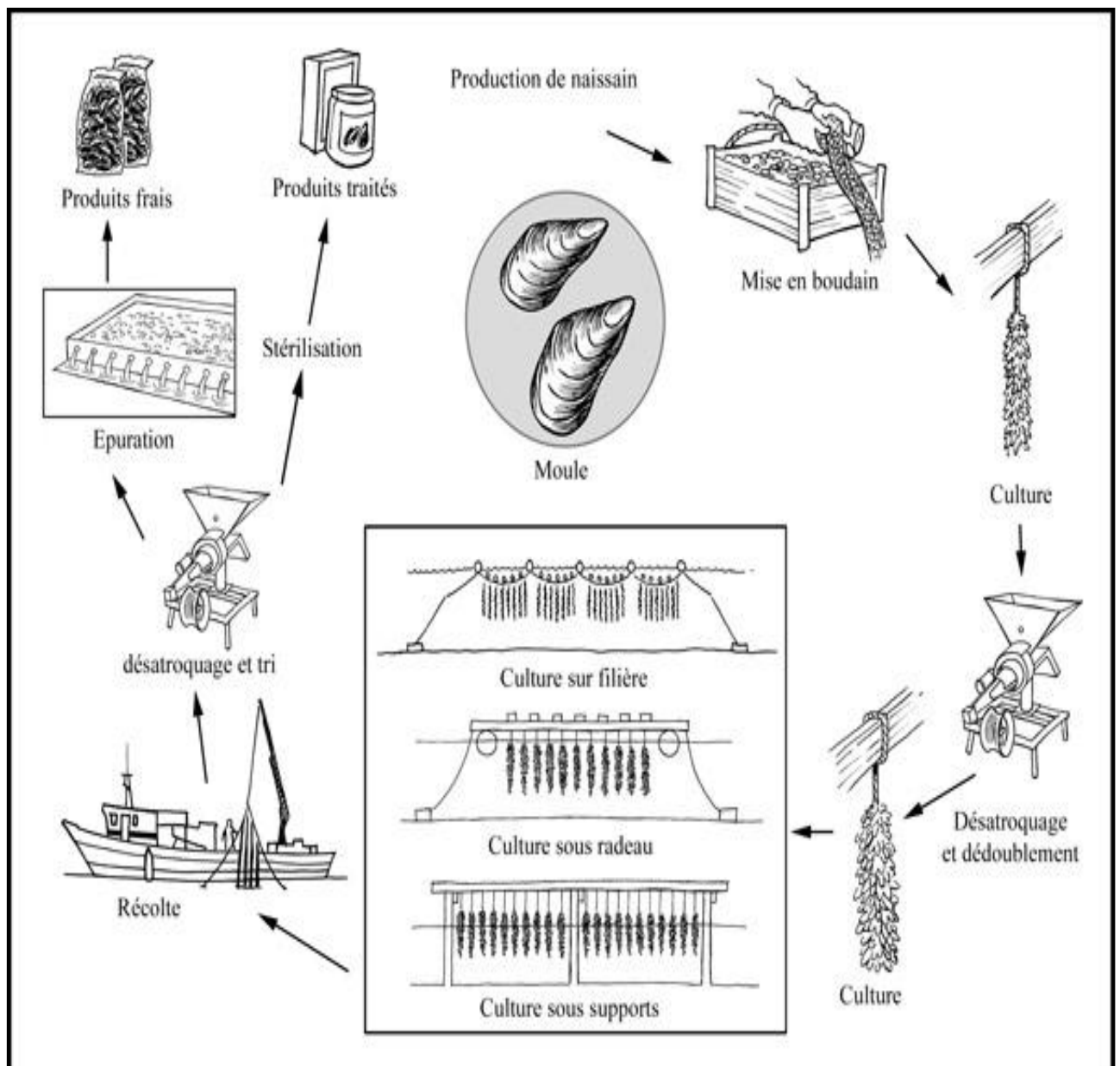


Figure N°I.6: Cycle de production de *Mytilus galloprovincialis* (FAO, 2006).

I.2 bactériologie des eaux et les moules

I.2.1 Contamination bactérienne des eaux et les moules

I.2.1.1 Origine de la pollution bactérienne de la mer

Le milieu marin fait l'objet d'importantes contaminations dues aux rejets des eaux usées, les réseaux d'égouts, les déchets des hôpitaux et des usines sans traitement au préalable. L'un des risques le plus important est dû aux bactéries pathogènes (Poggi, 1991).

I.2.1.2 Devenir et survie des bactéries dans l'eau de mer et leurs accumulations dans les mollusques

I.2.1.2 Devenir des bactéries dans l'eau de mer

Le mouvement de l'eau provoqué par les vagues et les courants de surface permet la dilution, la diffusion des rejets chargés en bactéries.

Le délai de survie et le nombre de ces bactéries augmentent lorsqu'elles sont piégées dans les sédiments après décantation. Ces micro-organismes évoluent vers un état de dormance et demeurent, car leur pouvoir pathogène est conservé (Colwell, 1987).

I.2.1.3 Survie des germes dans l'eau de mer

Des expériences *in vitro*, ont montré qu'il existait trois phases distinctes permettant la survie des germes :

- Une phase de repos au cours de laquelle la population bactérienne enregistre une légère augmentation, puis une baisse.
- Une phase de mortalité de la population bactérienne.
- Une phase finale pendant laquelle est constatée la survie des germes les plus résistants, qui se sont acclimatés, ou adaptés au nouveau milieu (Plusquellec et *al*, 1990).

I.2.1.4 Accumulation des bactéries dans les moules

Les bivalves sont de véritables accumulateurs d'impuretés. Les germes de contamination se concentrent non seulement dans le liquide intervalvaire, mais aussi dans les différents segments du corps, à savoir l'hépatopancréas, les branchies, les muscles adducteurs des valves et le manteau (Brisou et *col*, 1962).

I.2.1.5 L'autoépuration des moules

L'autoépuration des moules est un phénomène physiologique qui met en œuvre le processus de « drinking », comme les mollusques ont la propriété de filtrer des grandes quantités d'eau à travers leurs appareils digestifs, il est possible de les placer dans des eaux propres, ou ayant subit déjà une désinfection par des moyens physiques et chimiques et leur permet de s'auto épurer (Plusquellec et *al*, 1990).

I.2.2 Étude des paramètres bactériologique

I.2.2.1 Les bactéries indicatrices de contamination fécale

Ce sont des germes d'origine fécale qui existent dans le même environnement que les germes pathogènes, mais en nombre plus élevé. Ils sont facilement détectables et essentiellement représentés par les coliformes (Rodier, 2005).

I.2.2.1.1 Flore mésophile aérobie totale (FMAT)

La Flore mésophile aérobie totale (FMAT) est utilisée comme un indicateur de pollution global. Elle englobe l'ensemble de microorganismes capables de se multiplier à l'air et à la température de 30°C/72h ou 37°C/48h.

La Flore mésophile aérobie totale (FMAT) renseigne aussi bien sur la microflore autochtone que sur la microflore allochtone qui est apportée par la pollution ou introduite lors des manipulations de produits de la pêche

I.2.2.1.2 Les coliformes

Ce groupe est constitué de deux catégories de bactéries : les coliformes totaux et les coliformes fécaux.

I.2.2.1.3 Les coliformes totaux (CT)

Les coliformes totaux sont définis par l'organisation internationale de standardisation (ISO), comme étant des bactéries en forme de bâtonnet, non sporogène, Gram négatifs, oxydase négatif, facultativement anaérobies, capable de croître en présence de sels biliaries ou d'autres agent de surface possédant des activités inhibitrices similaire, et capable de fermenter le lactose et (mannitol) avec production d'acide et d'aldéhyde en 48heures, à des températures de 35-37. Les principaux genres inclus dans le groupe sont ; Citrobacter, Enterobacter, Escherichia, Klebsiella et Serratia (Rodier, 2005).

I.2.2.1.4 Les coliformes fécaux (CF)

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermotolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux possédants les mêmes caractères cités précédemment (Rodier, 2005).

Ce sont des bâtonnets Gram (-), aérobies et facultativement anaérobies ; non sporulant, capables de fermenter le lactose avec production de l'acide et de gaz à 36 et 44°C en moins de 24 heures. Ils produisent de l'indole dans l'eau peptonée contenant du tryptophane à 44°C, on les désigne souvent sous le nom d'Escherichia (OMS, 1977 ; RODIER et *al*, 1996 ; JOL Y et RE YNAUD, 2003).

L'intérêt de la détection de ces coliformes, à titre d'organismes indicateurs, réside dans le fait que leur survie dans l'environnement est généralement équivalente à celle des bactéries pathogènes et que leur densité est généralement proportionnelle au degré de pollution produite par les matières fécales (CEAEQ, 2000).

- *Escherichia coli* : ce sont des coliformes thermotolérants qui produisent de l'indole à partir du tryptophane à 44° C et qui ont des caractéristiques biochimiques propres à elle.



Figure N°I.8 : Observation d'*Escherichia coli* au microscope électronique (Encyclopédie, Microsoft Encarta, 2000).

I.2.2.2 Les bactéries pathogènes

I.2.2.2.1 Les staphylocoques

Les staphylocoques sont des cellules sphériques de 0.5 à 25 µm généralement regroupées en amas, ils sont immobiles et ne forment pas de spores ; ils sont aérobies ou anaérobies facultatifs, Gram (+), catalase (+), fermentent les sucres en produisant de l'acide lactique (LECLERC et *al*, 1995).

L'espèce *Staphylococcus aureus* ou « staphylocoque doré » possède toutes ces caractéristiques, ajoutant à cela qu'elle est coagulase (+), il est à noter que les staphylocoques sont ubiquistes, très largement distribués dans l'environnement (LECLERC et *al*, 1995).

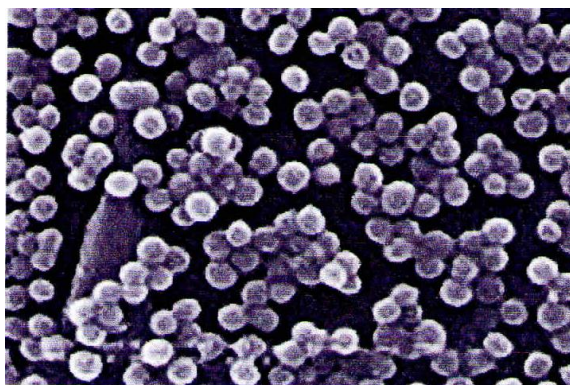


Figure N°I.9 : Staphylocoques

Source : www.infonosocomiale.com

I.2.2.2.2 Les anaérobies sulfito-réducteurs

Ils peuvent être considérés comme des germes fécaux, ce sont aussi des germes telluriques. Dans une telle optique d'interprétation il y a intérêt à une recherche que les espèces plus susceptibles d'être d'origines fécales c'est le cas en particulier de *Clostridium perfringens* (RODIER et al, 1996).

Les *Clostridium perfringens* sont des bâtonnets anaérobies, gram (+), sporulant et qui réduisent les sulfites en sulfures en 24 à 48 heures (PNUE/OMS, 1977). *Clostridium perfringens* est plus résistant que les autres indicateurs, mais il est difficile de le détecter dans l'eau de mer. Il peut contaminer les coquillages stockés dans de mauvaises conditions (TENGUEU, 1996).

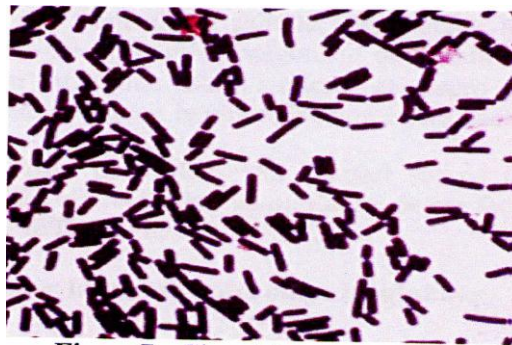


Figure N° I.10 : *Clostridium perfringens*

Source ; www.bact.wisc.edu

I.2.2.2.3 Salmonelles

Les *Salmonelles* sont des entérobactéries dont le caractère essentiel est de ne pas fermenter le lactose. Ces dernières font partie de la flore commensale des humains et des animaux à sang chaud. Elles sont responsables après pénétration par voie orale, de nombreuses toxi-infections (Salmonelloses), notamment des fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, des gastro-entérites et des toxi-infections alimentaires collectives. Elles peuvent être éliminées dans les selles des sujets malades ou porteurs asymptomatiques (sains) (Rodier, 2005).

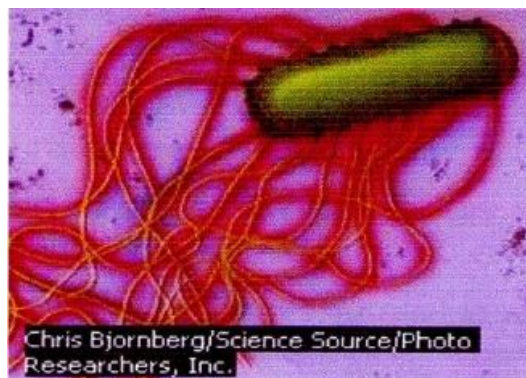


Figure N°I.11: Observation d'une Salmonelle au microscope électronique

(Encyclopédie Microsoft Encarta 2000).

I.2.3 Risques liés à la consommation des moules

L'ingestion des moules peut représenter un danger pour la santé de l'homme.

Ces accidents d'origines bactériennes ou virales résultent soit par la contamination directe des moules due aux eaux polluées dans lesquelles ils vivent (causé par les rejets des eaux usées, les réseaux d'égouts, les déchets des hôpitaux et des usines sans traitement au préalable), soit lors du transport, de la manutention ou de la préparation du fruit de mer en vue de la consommation, ils peuvent provoquer des diarrhées et des hépatites, ce sont d'ailleurs les manifestations les plus fréquentes des toxi-infections alimentaires. D'autres troubles peuvent affecter les appareils respiratoire et circulatoire, le système nerveux ou le squelette. Les premiers cas d'intoxication ont été signalés en 1793 en Colombie anglaise, où plusieurs membres d'un équipage ayant consommé des moules cueillies dans un port furent pris quelques heures après des troubles, entraînant la mort de certains d'entre eux (CERBOM, 1964).

Ce n'est qu'en 1890 que Cameron avait pour la première fois soupçonné les moules comme source possible de typhoïde (Quillien, 1980)

La consommation des moules non contrôlée a entraîné en 1980, dans la région du Languedoc-Roussillon, plus de deux mille cas d'intoxication (Vivares, 1991).

En 1990, plus de deux cents cas ont été enregistrés en France à la suite de consommation de moules importées du Danemark (Vivares, 1991).

Voilà quelques risques sanitaires, représentés dans le tableau N°I.5, qui peuvent signaler lorsque de la consommation des moules contaminés par quelques germes

Le tableau ci-dessous résume des risques sanitaires dus à des germes liés à la consommation des moules infectées (Quillien, 1980)

Tableau N°I.5 : symptômes et Risque sanitaire chez l'homme par type de germe (D'après CERBOM, 1964).

germes	Risque sanitaire chez l'homme
Les coliformes : <i>E. coli</i>	Le risque sanitaire relié à la présence de bactéries du groupe des coliformes est faible, à l'exception de certaines souches d' <i>E. coli</i> : -infections des voies respiratoires et génito-urinaires -Septicémies
<i>Staphylococcus aureus</i>	-Troubles importants de la digestion, -infection localisée suppurées, et dans certains cas extrêmes, -Septicémies chez des sujets débilisés (greffe, prothèse cardiaque). Intoxication à <i>S. aureus</i> n'est pas mortelle pour un individu en bonne santé et bien nourri.
Anaérobies sulfite-réducteurs :	La diarrhée Des crampes abdominales
Salmonella du genre :	
Paratyphi A	Fièvre
Paratyphi B	Paratyphoïde
Typhimurium	Diarrhée. Fièvre Vomissement
Dublin	Salmonellose
Parama	Salmonellose
Typhi	Fièvre typhoïde

I.3 Étude des paramètres physico-chimiques

I.3.1 Les paramètres physiques

I.3.1.1 La température

La température est un paramètre important dans l'étude des milieux aquatiques. Il est l'un des plus importants paramètres physiques du milieu, en effet elle influe non seulement sur de nombreux êtres vivants présents aux différentes profondeurs, mais aussi sur le climat des terres voisines et sur la densité de l'eau, et peut être à l'origine de certains courants (Giacomini *et al.*, 1984).

La mesure de la température s'effectue par thermo sonde (ou par thermomètre), elle est généralement exprimée en degré Celsius (°C) (Goujons, 1995).

I.3.1.2 Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH est par définition, une mesure de l'activité des ions H^+ contenus dans une solution aqueuse: $pH = -\log [H^+]$. L'eau de mer est faiblement alcaline (basique), son pH moyen est de 8,2, il est principalement fixé par la présence des carbonates, CO_2-HCO_3-OH (Aminot et Chaussepied, 1983 ; Anonyme, 1993).

I.3.1.3 Salinité

La salinité (PSU pratique salinité unité) est définie en ppt (part per thousand) est la quantité en kg de sels secs dissous dans un kg d'eau de mer. La salinité naturelle varie de 10 ppt dans la Baltique à 40 ppt dans la Mer Rouge. La méditerranée est une mer très salée, car l'évaporation y est intense et les apports d'eau douce sont peu importants, la salinité entraîne une modification de la densité. En effet, plus une eau est salée, plus elle est dense. La salinité peut être définie comme la quantité de sel dissous dans l'eau de mer (Giacomini et al, 1984).

I.3.1.4. Matières en suspension MES (mg/l)

Elle représente la fraction minérale et organique de la matière en suspension dans l'eau de mer. Les MES peuvent réduire la luminosité et par conséquent baisser la productivité primaire. Ceci s'accompagne par une chute du taux d'oxygène dissous, due à la diminution de l'activité photosynthétique (Bremond et Vuichard in Della et Sahnoune, 2007). De plus, elles représentent une surface de contact importante pour des échanges physiques et peuvent être une source nutritive non négligeable pour les mollusques (Bouchena et al, 2006).

L'excès de la turbidité a un effet néfaste sur l'activité de pompage et de filtration des mollusques, car ces derniers dépensent plus d'énergie pour l'éliminer sous forme de pseudofèces (Deltreil et al, 1974 in Massaoudi et Chablaoui, 2007).

I.3.2 Paramètres chimiques

I.3.2.1 Oxygène dissous

L'oxygène est un gaz qui conditionne de nombreux phénomènes, tant biologiques que chimiques et notamment de corrosion. Ses concentrations dans l'eau de mer présentent de nombreuses variations selon l'endroit, la profondeur, la saison. Ceci s'explique par les différentes origines de l'oxygène dissous (atmosphère ou phénomènes biologiques) (Anonyme, 1993). La teneur en oxygène. Varie en fonction de la température et de la salinité. Elle dépend aussi des processus purement biologiques tel que la production d'oxygène par les végétaux autotrophes (Touahria, 2003 in Massaoudi et Chablaoui, 2007). C'est le plus important des gaz en ce qui concerne la vie des animaux. (Deltreil., et al, 1974 in Massaoudi et Chablaoui, 2007).

Deuxième partie :
Matériel et méthodes

II.1 Matériel

II.1.1 Présentation de la zone d'étude

II.1.1.1 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 50000m² en mer (Figure N° II.1).

II.1.1.2 Position géographique

Le site de notre étude « Ain Chrob » (ex Surcouf) est une plage de la commune d'Ain Taya wilaya d'Alger située en dehors de la baie d'Alger, à 30 km à l'Est d'Alger. (Figure N°II.1).

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 (voire l'annexe II)



Figure N°II.1: Site géographique de la ferme ORCA. (Google Earth 2011).

II.1.2 PRÉSENTATION DES STATIONS DE PRLEVEMENTS

Trois stations ont été choisies de manière aléatoire pour y effectuer les prélèvements d'eau de mer et des moules ainsi que la mesure in situ de certains paramètres physicochimiques. L'emplacement de ces stations est résumé dans le (tableau N°II.1 et la figure N° II.2).

Tableau N°II.1 : Emplacement géographique des stations de prélèvement.

Stations	Latitude (Nord)	Longitude(Est)
Station 1 : Sud	36° 47' 43.90"	003° 18' 45.10"
Station 2 : Ouest	36° 47' 48.80"	003° 18' 41.49"
Station 3 : Est	36° 47' 47.73"	003° 18' 51.88"

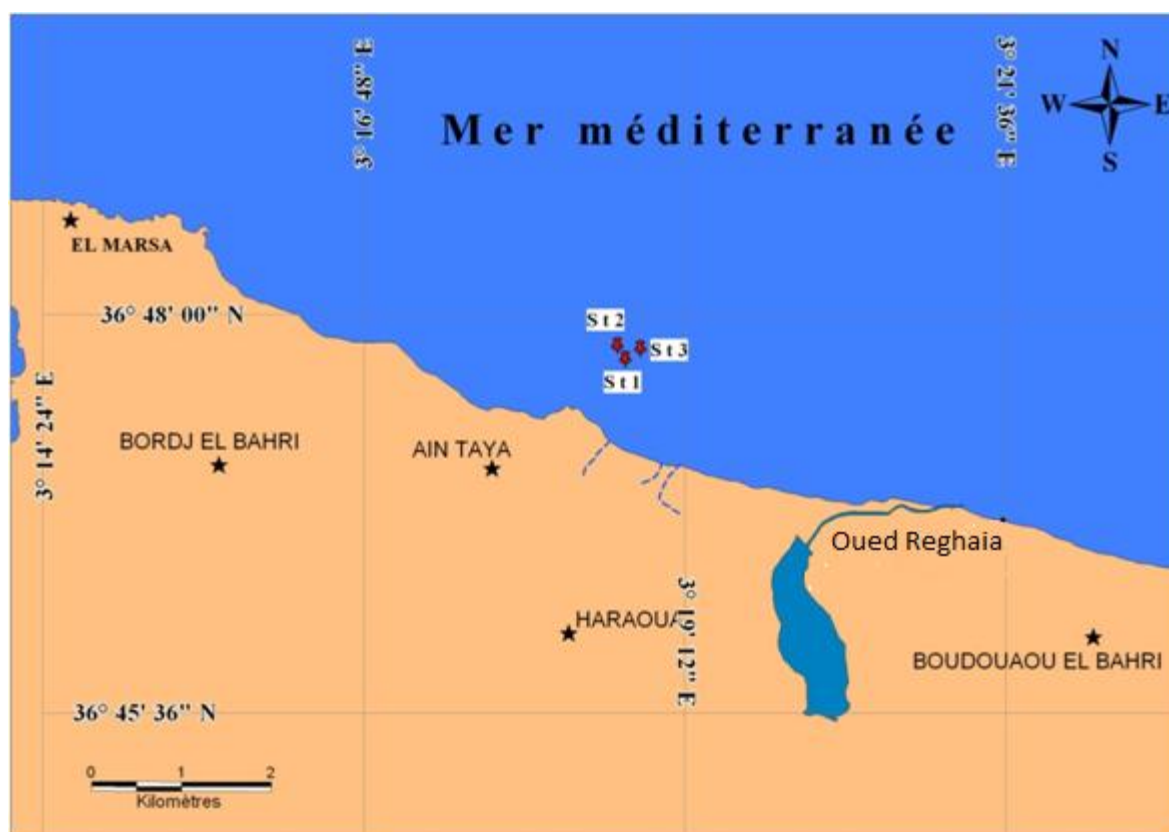


Figure N° II.2 : Localisation des stations de prélèvement.

II.1.2.1 Échantillonnage

Durant deux mois, de mai à juin 2011, des échantillons d'eau de mer et de moules ont été prélevés au niveau de trois stations du site d'élevage. La répartition des échantillons est comme suit :

II.1.2.1.1. Prélèvements d'eau de mer : 21 échantillons ont été prélevés, repartis en 7 pour chaque station. Les prélèvements ont été effectués entre 15 et 25 cm de la surface à l'aide des flacons en verre stériles de 250 ml, les flacons sont ouverts, remplis et refermés sous l'eau pour éviter toute contamination avec l'air.

II.1.2.1.2. Prélèvements des moules : 30 échantillons de moules ont été prélevés à raison de 5 par station, une fois par mois (mai et juin). Les moules ont été prélevées vivantes, et en quantité suffisante (environ 500g) pour obtenir au moins 25g de chair par analyse effectuée.

Les moules ont été prélevées dans des sacs plastiques stériles à usage unique.

Les échantillons (moules et eau de mer) ont été transférés au laboratoire le plus rapidement possible à une température avoisinant les 4°C, dans des glacières isothermes.

II.1.3 Milieux et réactifs : (IDEAL LABO BLIDA)

Pour notre étude nous avons utilisé les milieux de culture suivants :

- GELOSE PCA (Plate Count Agar);
- GELOSE HEKTOEN et ses suppléments ;
- GELOSE VRBL (gélose au cristal violet au rouge neutre et à la bile) ;
- GELOSE BAIRD PARKER et ses suppléments ;
- GELOSE VIANDE DE FOIE et ses suppléments ;
- GELOSE CHAPMAN;
- GELOSE TERGITOL;
- GELOSE CITRATE DE SIMONS;
- GELOSE TSI;
- EAU PEPTONNE TAMPONNEE;
- EAU PHISIOLOGIQUE STERILE;
- BOUILLON RAPPAPORT VASILADIS;
- BOUILLON SFB S/C et suppléments ;
- BOUILLON UREE INDOL;
- BOUILLON TSE.

➤ Les autres réactifs utilisés dans notre travail sont :

- H₂O₂ pour la réaction de la catalase ;
- Disques pour la recherche d'oxydase ;
- Réactifs pour coloration de Gram ;
- Huile à immersion ;
- Réactif de Kowacs ;
- Alcool 70%.

II.1.4 Matériels de laboratoire

L'équipement de laboratoire utilisé se compose de :

- Balance de précision (OHAUS) ;
- Incubateurs pré-réglés à, 30°C ; 37°C ; 44°C ; 42°C(MEMMERT) ;
- Bain-marie réglé à 50°C. (MEMMERT) ;
- Autoclave. (SANO CLAV) ;
- Pipettes Pasteur ;
- Sacs plastiques stériles pour échantillonnage ;
- Réfrigérateurs- congélateurs. (FRIGOR) ;
- Microscope optique. (MOTIC[®] BASE SERIE) ;
- Anse de platine ;
- Filtres Wattman (GF/C de 0.45 µm) ;
- Etuve pré-réglée à 70°C (MEMMERT) ;
- Boîte de pétrir de 90mm de Ø et 55mm de Ø ;
- Glacière avec des aces box ;
- Agitateur (KIKA WERKE) ;
- Balance avec plaque chauffante (SCOUT PRO OHAUS) ;
- Baro magnétique ;
- Valise multi paramètre (PH, O₂, COND) –wtw modèle : multi 340i/set ;
- Four à moufle de 450°C (MIHM-VOGT 76131) ;
- Dispositif de filtration. (Sartorius stedim) ;
- Bec-Bunsen ;
- Membranes d'ester de cellulose, filtrantes de porosité de 0.45µm et de 47 mm de diamètre susceptibles de retenir les bactéries ;
- Pompe à vide (MILLIPORE) ;
- Pincés stérilisées ;
- Ciseaux ;
- Creusets ;
- Tubes à essai.

II.2 Méthodes

II.2.1 Mesure des paramètres physicochimiques de l'eau

II.2.1.1 Mesure in situ

Les mesures de La température, la salinité, le pH et de l'oxygène dissous de l'eau ont été effectuées in situ à l'aide de la valise multi paramètre en suivant les recommandations du fabricant.

II.2.1.2 Mesure effectué au laboratoire (mesure de la matière en suspension (mg/l))

Les matières en suspension (MES) sont des matières fines minérales ou organiques insolubles visibles à l'œil nu qui contribuent à la turbidité de l'eau (méthode de routine dans les laboratoires de l'ENNSMAL).

- **Principe de la filtration**

Cette méthode se base sur le passage d'un échantillon d'eau de volume V à travers un filtre à membrane poreux de 0,47 µm le poids de matière retenue par le filtre, noté P est déterminé par pesée différentielle (avant et après filtration). La concentration des matières en suspension (MES) ne sera donc que le rapport de ce poids sur le volume d'eau analysé.

- **Protocole**

Pour mesurer la matière en suspension nous avons suivi les étapes suivantes :

- Mettre les filtres de type JF/C, dans un four de 450° c pendant 2 heures pour l'obtenir d'une membrane poreuse afin de retenir les particules supérieures à 0.45 µm ;
- Les laisser refroidir à l'air libre ;
- Placer chaque filtre dans des boites de pétri propre ;
- Peser chaque filtre avant la filtration (P1) ;
- Le volume à filtrer doit être supérieur à 100 ml ;
- Placer les filtres et les centrer dans le dispositif de filtration ;
- Homogénéiser l'échantillon à analyser ;
- Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide sans créer de pression supérieure à 2/3 bar, puis filtrer progressivement tout le volume ;
- Rincer les filtres par l'eau distillée pour dissoudre les sels.
- Mettre les boites de pétri contenant les filtres ouverts dans l'étuve à 105°C pendant deux heures ;
- Sortir les filtres que juste avant la pesée deuxième fois (P2).

Calcul et expression des résultats :

Le calcul de la matière en suspension est donnée par l'expression suivante :

Avec :

P1 : poids du filtre avant filtration ;

P2 : poids du filtre après filtration ;

V : volume filtre (l).

$$\text{MES (mg/l)} = (P_2 - P_1) / V$$

II.2.2 Contrôle de la qualité bactériologique des moules

Les critères microbiologiques recherchés dans notre étude ont été déterminés par l'arrêté interministériel du 25 ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 14 safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994 relatifs aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires

II.2.2.1 Préparation des solutions mère et dilutions des échantillons

Tenant compte de la Norme ISO 6887(parties 1, 2, 3, 4) NA 1204 NA 15172 NA15173 NA 15174: Directives générales pour la préparation des échantillons, de la suspension mère et des dilutions décimales en vue de l'examen microbiologique.

Les moules ont été traitées comme suit (voire annexe I)

- 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, voir l'annexe.
- Désinfecter la moule avec l'alcool et flamber rapidement à la chaleur pour éliminer toute forme de contamination externe.
- Ouvrir la moule avec un couteau ou 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 et ouvrir la moule avec un couteau
- Recueillir la chair de la moule dans un bécher stérile.
- Broyer le contenu recueilli (25g de chair) à l'aide d'un robot mixeur stérile contient 225ml de diluant TSE pendant 2 min, voir l'annexe, on obtient une suspension qui constitue alors la dilution mère (DM), correspondant à la dilution $1/10^{\text{ème}}$ ou 10^{-1} .

Les dilutions décimales sont obtenues par l'introduction de façon aseptique et à l'aide d'une pipette pasteur stérile, 1ml de la DM, dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9ml de diluant TSE (Tryptone Sel Eau) : cette dilution constitue alors la dilution au $1/100^{\text{ème}}$ ou 10^{-2} et ainsi de suite jusqu'à l'obtention de dilution $1/100000$ ou 10^{-5} .

II.2.2.2 Méthode de recherche et de dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FAMT)

Norme ISO4832 NA 6803. Directives générales pour le dénombrement des FMAT par comptage de colonies, méthode de routine.

Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale.

- **Mode opératoire**

Le dénombrement de la flore mésophile aérobie total (FMAT) a été effectué après dilutions appropriées de l'échantillon dans le TSE, nous prélevons aseptiquement de chaque tube de dilution 1ml de solution qu'il faut couler dans une boîte de pétri, couler 10 à 15 ml de la gélose PCA (Plate Count Agar) qui est préalablement fondue et ramené à 45-50°C. Puis homogénéiser l'inoculum et le PCA par des mouvements circulaires de vas et vient en forme

de 8(ensemencement en profondeur). Attendre la solidification du milieu puis incuber les boîtes à 30°C pendant 72 heures (Figure N°II.3).

- **Lecture**

Après la période d'incubation, on procède au Comptage des colonies à l'aide d'un appareil de comptage si nécessaire.

Retenir les boîtes contenant moins de 300 colonies. Au niveau de 2 dilutions successives. Il faut qu'une boîte renferme au moins 15 colonies.

Calculer le nombre N de microorganismes dénombrés à 30°C par ml ou par Gramme de produit en tant que moyenne pondérée. à l'aide de l'équation suivante:

$$N = \frac{\sum \text{colonies}}{V_{\text{ml}} \times (n_1 + 0.1n_2) \times d}$$

- N : Nombre d'UFC par gramme ou par ml de produit initial.
- \sum colonies : Somme des colonies des boîtes interprétables.
- Vml: volume de solution déposée (1ml).
- n_1 : nombre de boîtes considéré à la première dilution retenue.
- n_2 : nombre de boîtes considéré à la seconde dilution retenue.
- d : facteur de la première dilution retenue.

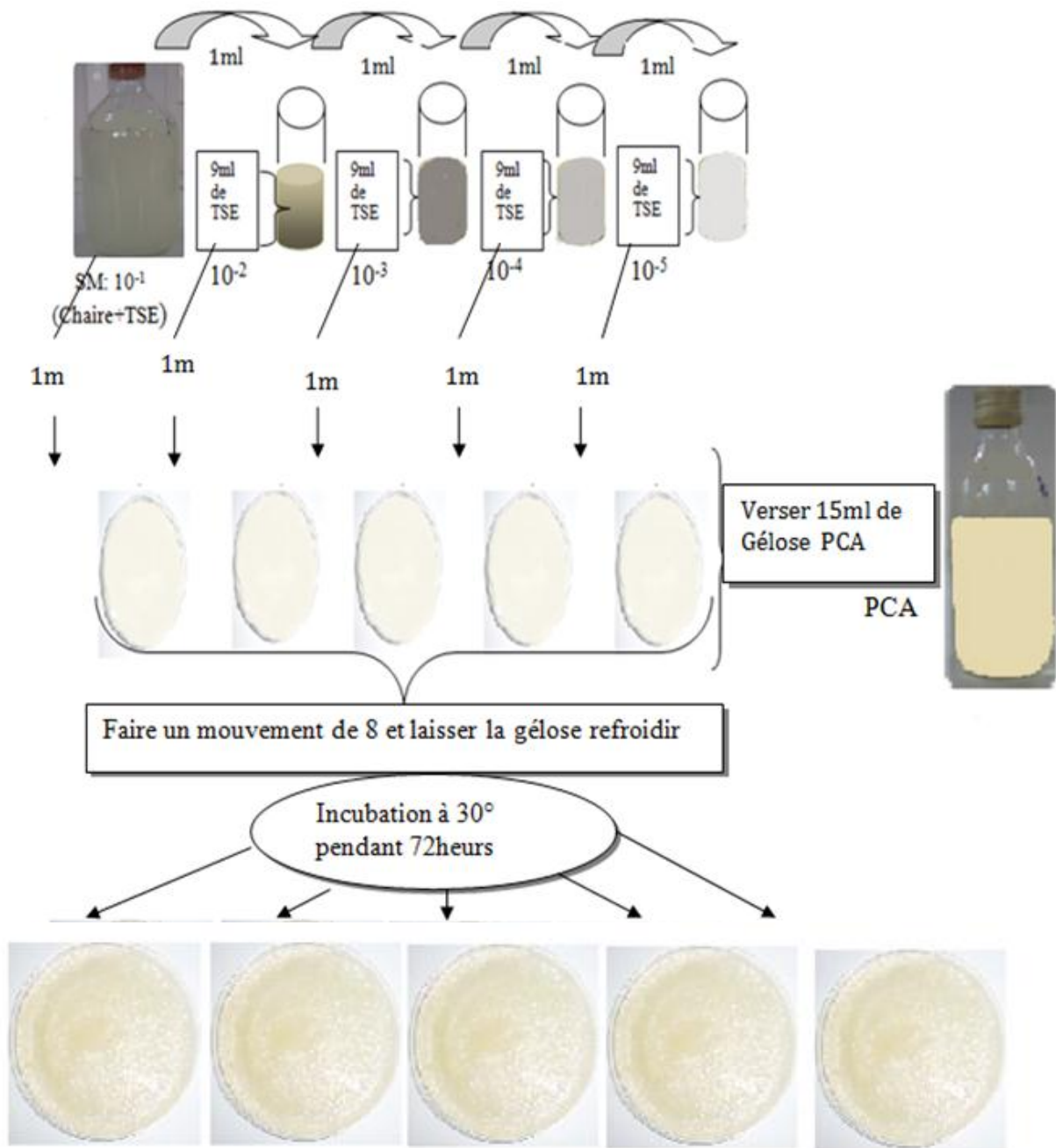


Figure N° II.3: Protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement de la flore aérobie mésophile totale.

II.2.2.3 Méthode de recherche et dénombrement des coliformes thermotolérants

Norme NF V08 -015 et NF V08-016. Dénombrement des coliformes fécaux et *Escherichia coli*. Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale, par comptage de colonies obtenues en milieu solide après incubation à 44°C.

- **Mode opératoire**

À partir des dilutions préparées, à l'aide d'une pipette Pasteur, mettre 20 gouttes de chaque dilution sur le fond d'une boîte de Pétri, couler avec 15 à 20 ml de la gélose VRBL (gélose au cristal violet au rouge neutre et à la bile) en faisant des mouvements circulaires de va-et-vient en forme de « 8 » et laisser solidifier (ensemencement en profondeur). Incuber les boîtes pendant 24 - 48 heures à 44°C (Figure N° II.4).

- **Lecture :**

Le dénombrement des coliformes se fait par comptage des colonies rouge dans chacune des boîtes contenant entre 15 et 150 colonies :

$$N = \frac{\sum \text{colonies}}{V_{\text{ml}} \times (n_1 + 0.1n_2) \times d}$$

Où :

\sum colonies : est la somme des colonies comptées sur toutes les boîtes retenues de deux dilutions successives et dont au moins une contient 15 colonies.

V : est le volume de l'inoculum appliqué à chaque boîte, en millilitres.

n_1 : est le nombre de boîtes retenues à la première dilution.

n_2 : est le nombre de boîtes retenues à la seconde dilution.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

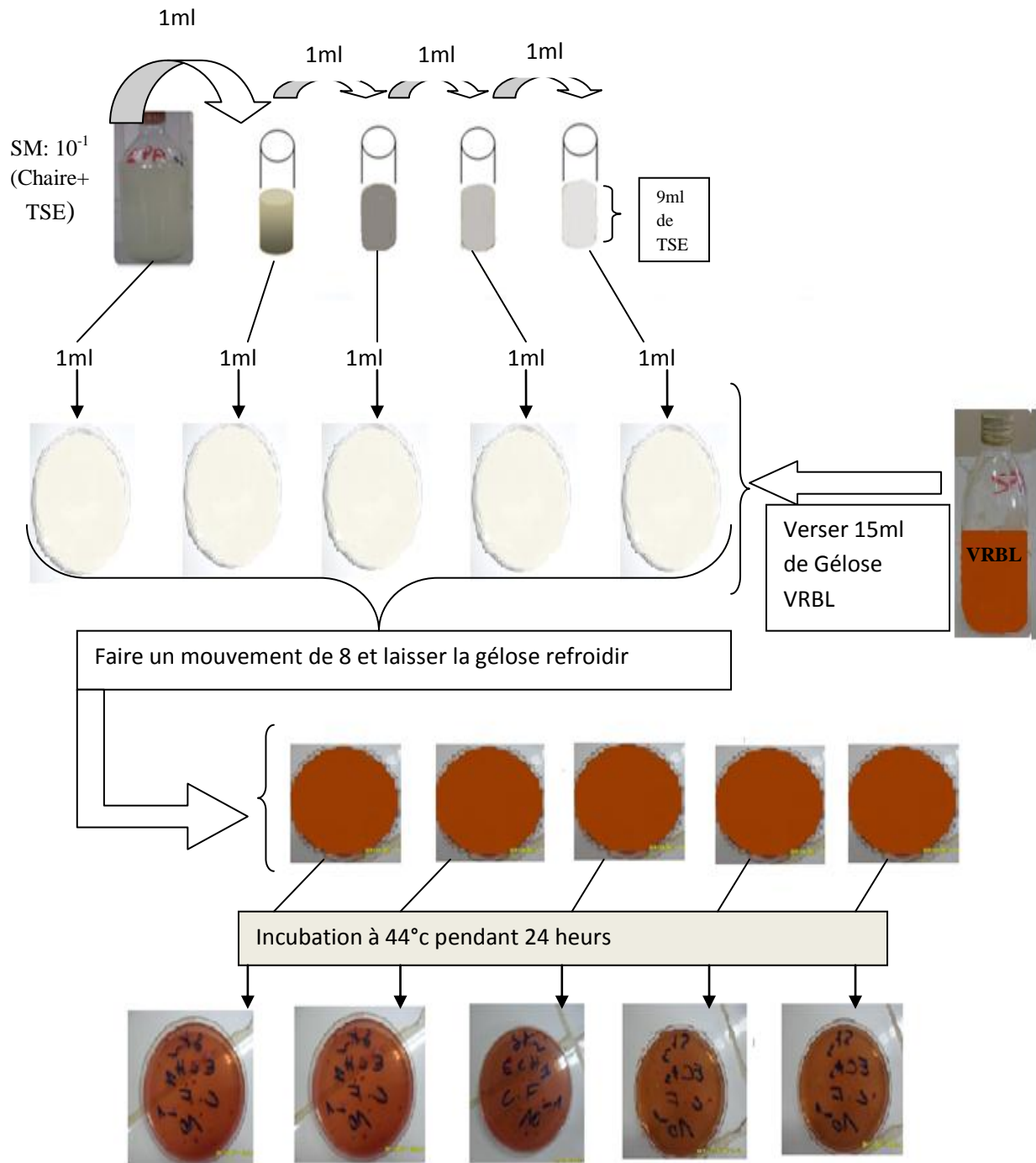


Figure N° II.4 : protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement des coliformes fécaux.

II.2.2.4 Méthode de recherche et dénombrement des *Staphylococcus aureus*

Norme ISO6888 NA 15164 : dénombrement et recherche de staphylocoques à coagulase positive. Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale, par comptage de colonies obtenues en milieu solide après incubation à 37°C

- **Mode opératoire**

Le mélange gélose de Baird-Parker, jaune d'œuf et Tellurite de potassium 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 (Figure N°II.5).

- **Lecture**

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

- **Confirmation** (voire l'annexe IV)

Les colonies suspectes noires ou entourées d'un halo noir doivent subir des tests de confirmation qui consistent en un :

- Test de catalase (catalase +) ;
- Coloration de gram (gram+) ;
- Mannitol mobilité ;
- Identification par la méthode des galeries API ;

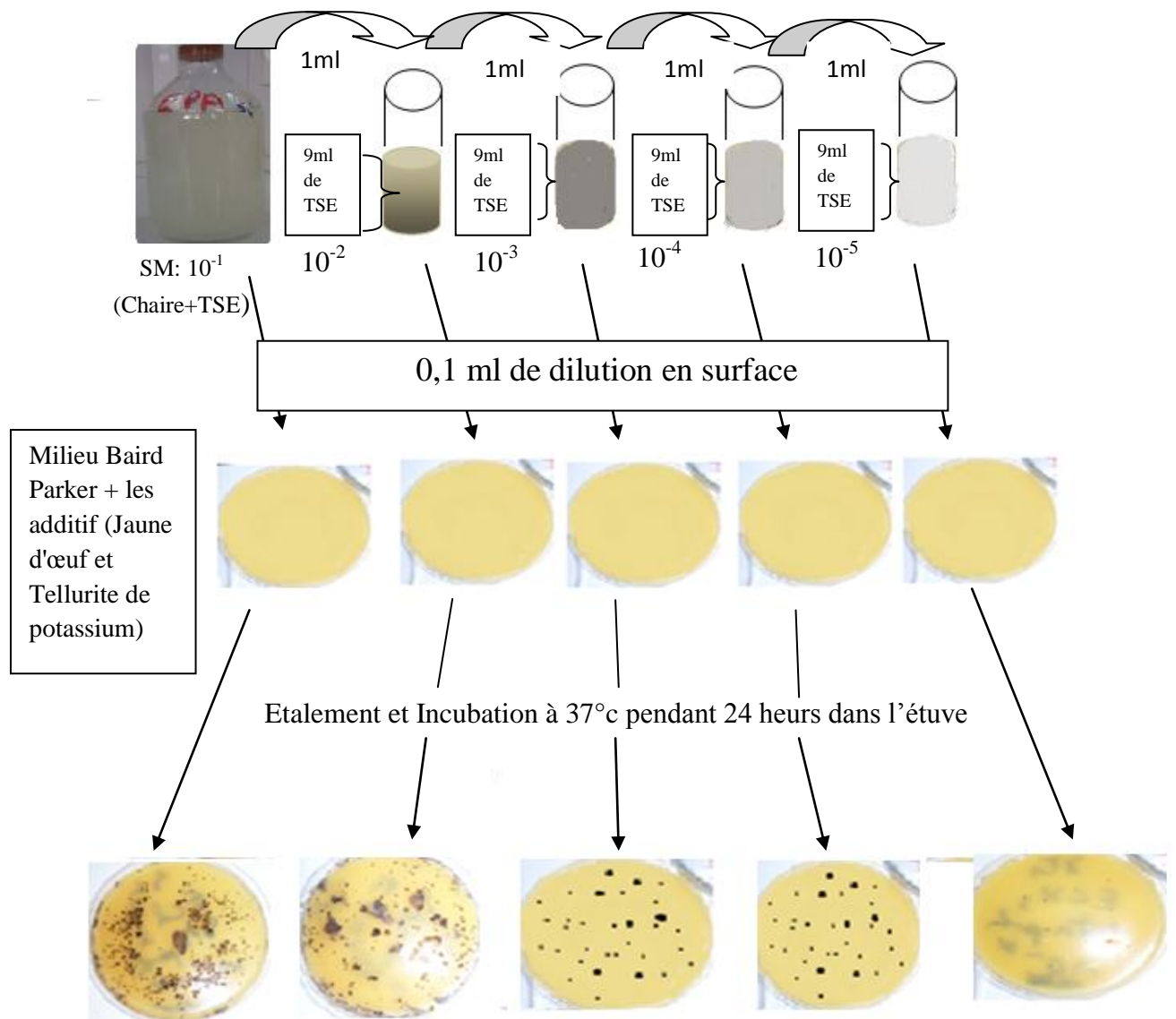


Figure N° II.5: protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement des *Staphylococcus aureus*

II.2.2.5 Méthode de recherche et dénombrement des anaérobies sulfitoréducteurs

Norme XP V 08-061 : Dénombrement en anaérobiose des bactéries sulfitoréductrices à 37°C. Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale.

- **Mode opératoire**

- Prélever 1ml, à l'aide d'une pipette stérile, de chaque dilution dans un tube à essai vide ;
- Mettre les échantillons dans un bain-marie à 80°C pendant 10 minutes pour éliminer toutes les formes végétatives;
- Refroidir immédiatement sous l'eau de robinet (faisant un choc thermique) ;
- Ajouter 15 ml de la gélose viande-foie additionnée des additifs sulfites de sodium et Alun de fer;
- Laisser solidifier puis incuber à 37°C pendant 18 ± 2 heures (Figure N°II.6).

- **Lecture**

Dénombrer les colonies entourées d'un halo noir. Exprimer les résultats par gramme de chair.

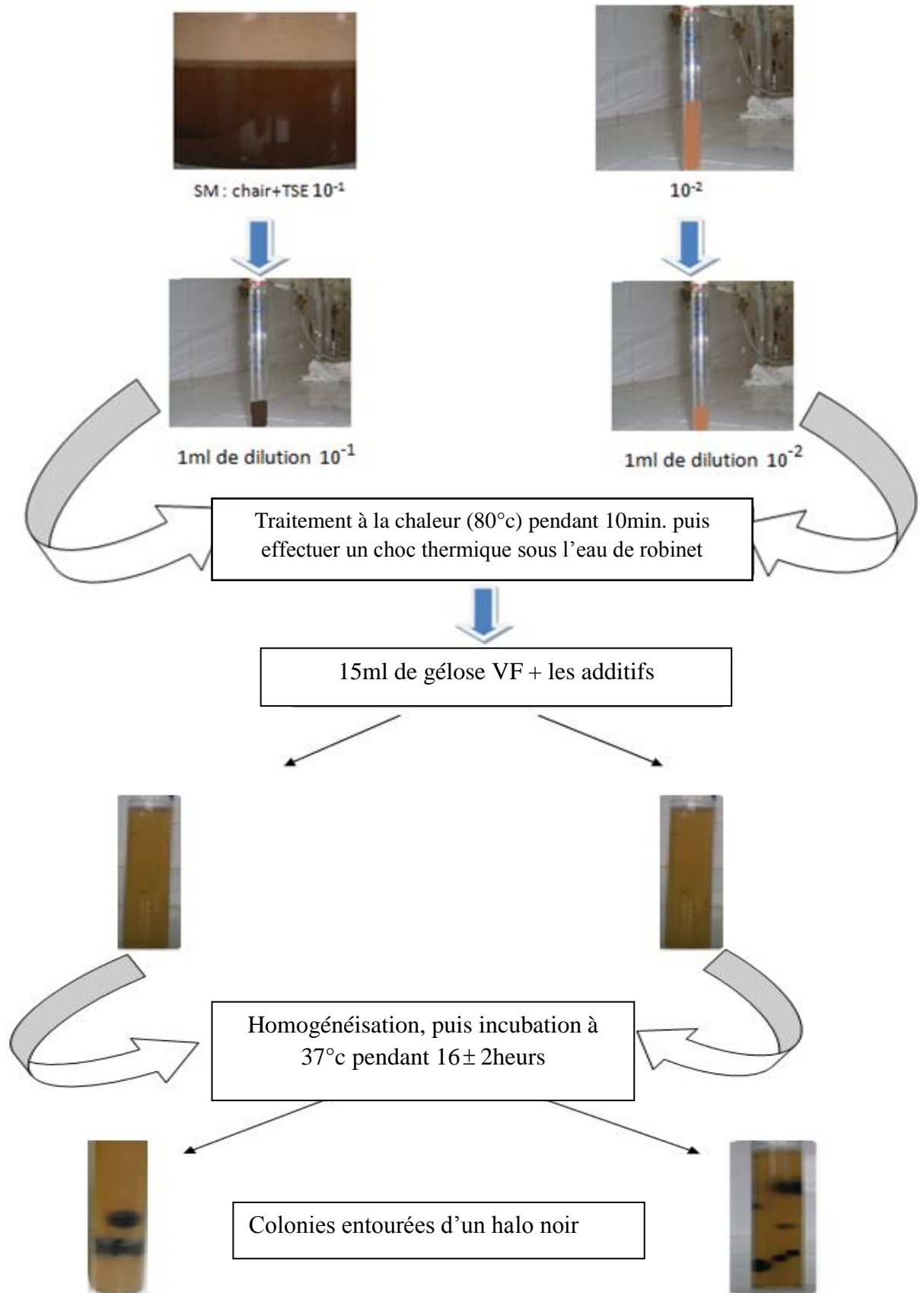


Figure N° II.6 : protocole d'analyse pour la recherche et le dénombrement des anaérobies Sulfitoréducteurs.

II2.2.6 Méthode de recherche des salmonelles

Norme ISO 6579 NA 1203 : Méthode horizontale pour la recherche des Salmonella

Cette méthode est applicable aux produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale.

- **Mode opératoire** (figure N° II.7)

Pré enrichissement

Peser 25g de chair et ajouter 225ml d'eau peptonée tamponnée stérile.

Broyer le contenu recueilli à l'aide d'un robot mixeur stérile pendant 2 min et le remettre dans le flacon de 225ml. Le flacon est incubé à 37°C pendant 24 heures.

Enrichissement

On utilise deux milieux pour l'enrichissement sélectifs:

-Le milieu liquide : bouillon SFB

-Le milieu liquide : bouillon Rappaport Vasiliadis

Transférer 0,1ml de bouillon de pré enrichissement dans un tube contenant 10ml de milieu de Rappaport Vasiliadis qui sera incubé 42°C pendant 24h.

Transférer 1ml de bouillon de pré enrichissement dans un tube contenant 10ml de bouillon SFB qui sera incubé 37°C ±1°C pendant 24h.

Ensemencement

Les tubes de bouillon SFB et Rappaport Vasiliadis sont repiqués sur de la gélose Hektoen.

L'ensemencement du milieu est effectué par isolement en surface de la gélose.

Le milieu est incubé à 37°C pendant 24 heures.

- **Lecture**

Les colonies présumées être des salmonelles apparaissent vertes ou bleu à centre noir.

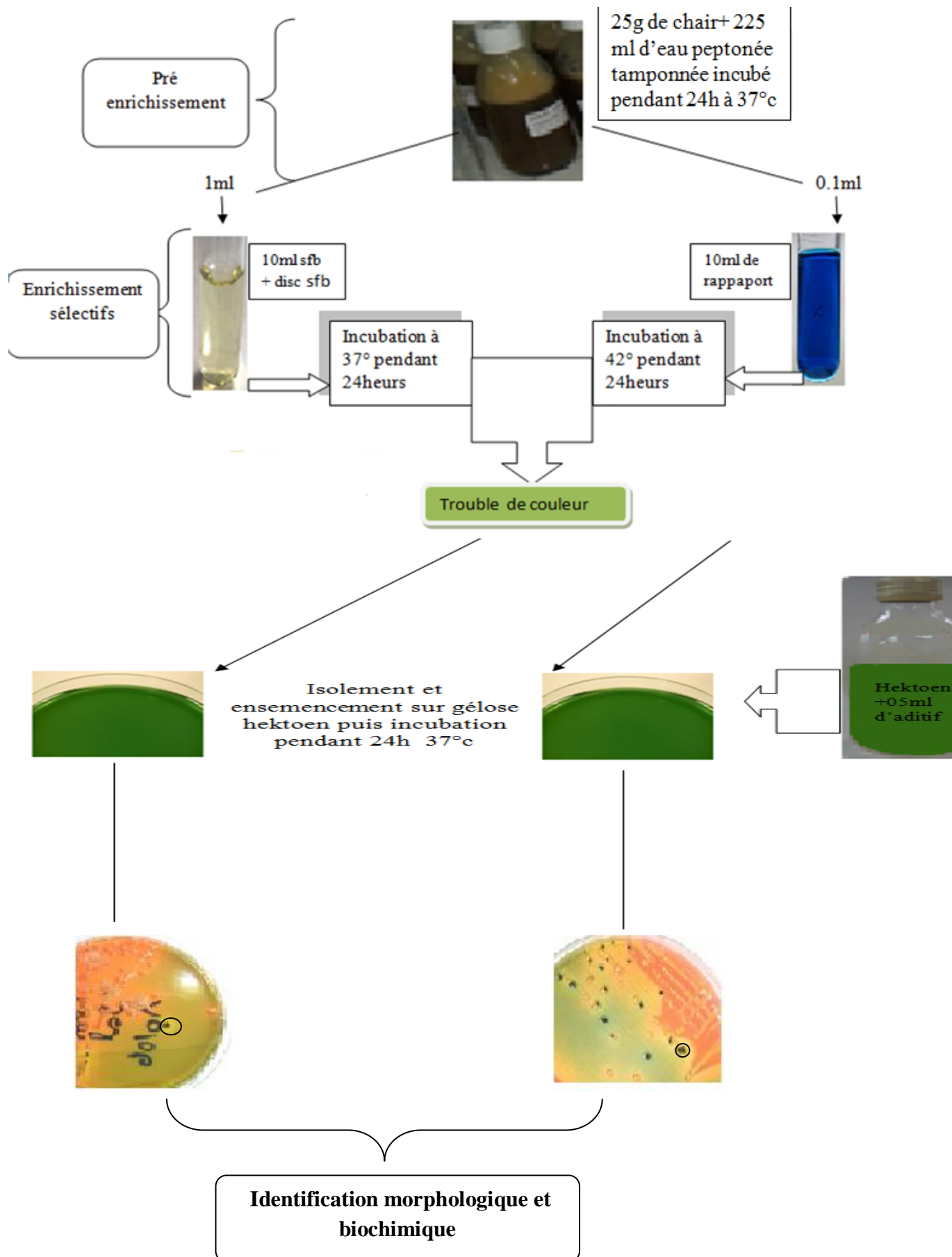


Figure N° II.7: protocole d'analyse pour la recherche des salmonelles

- **Lecture et identification**

Les colonies présumées être des salmonelles apparaissent vertes ou bleu à centre noire.

L'identification morphologique et biochimique des colonies sélectionnées est effectuée à l'aide d'une galerie biochimique basée sur les paramètres suivants :

3 à 5 colonies caractéristiques et distinctes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit (voire l'annexe IV)

- a) Aspect des colonies sur milieu sélectif.
 - b) Coloration de Gram (Bacille gram négatif).
 - c) Tests de confirmation biochimique classique qui sera incubée à 37°C 24h.
- Un tube de gélose TSI (Lactose Saccharose Glucose et fer).
 - Un disque d'oxydase.
 - Un test de catalase
 - Un tube de milieu Urée indole (Urée indole et TDA).
 - Un tube de citrate de Simons.

II.2.3 Contrôle de la qualité microbiologique de l'eau de mer

Analyse bactériologique de l'eau de mer par la méthode de filtration et dénombrement des coliformes, des staphylocoques, et des Salmonelles.

II.2.3.1 Filtration de l'eau

- **Principe de la méthode de filtration sur membrane**

La méthode de filtration sur membrane est la plus utilisée pour les eaux suffisamment claires ; nous avons utilisé cette méthode pour estimer la charge bactérienne dans la zone d'étude. Elle consiste en une filtration de l'eau sur des membranes de porosité 0,45µm susceptibles de retenir les bactéries.

- **Mode opératoire:**

La réalisation de cette technique a été faite selon le protocole suivant :

- Flamber la face supérieure (plaque poreuse) de l'appareil, fermer le robinet du support et mettre en marche la pompe à vide.
- Prélever une membrane stérile en la saisissant par son bord extérieur, avec une pince flambée et refroidie ; la déposer sur la plaque poreuse.
- L'entonnoir-réservoir flambé et refroidi est placé au-dessous de la membrane.
- Placer l'entonnoir sur le support et le fixer fermement.
- Verser dans chaque entonnoir un volume 100ml d'échantillon bien homogénéisé.
- Faire le vide jusqu'à filtration totale de l'échantillon.
- Retirer l'entonnoir et déposer la membrane filtrante à l'aide d'une pince stérile sur un milieu adapté aux bactéries recherchées.
- Flamage du dispositif par le bec bunsen après chaque échantillon filtré, afin d'éviter toute contamination possible.

II.2.3.2 Analyse bactériologique

II.3.2.1 Dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux

Le recherche des Coliformes totaux et fécaux consiste à déposer la membrane filtrante sur le milieu Tergitol préalablement coulé sur des petites boîtes de pétri, (Norme NA764).

Incuber les boîtes sur couvercle à 37°C pendant 24 heures pour les Coliformes totaux, et à 44°C pendant 24 heures pour fécaux (Figure N°II.8).

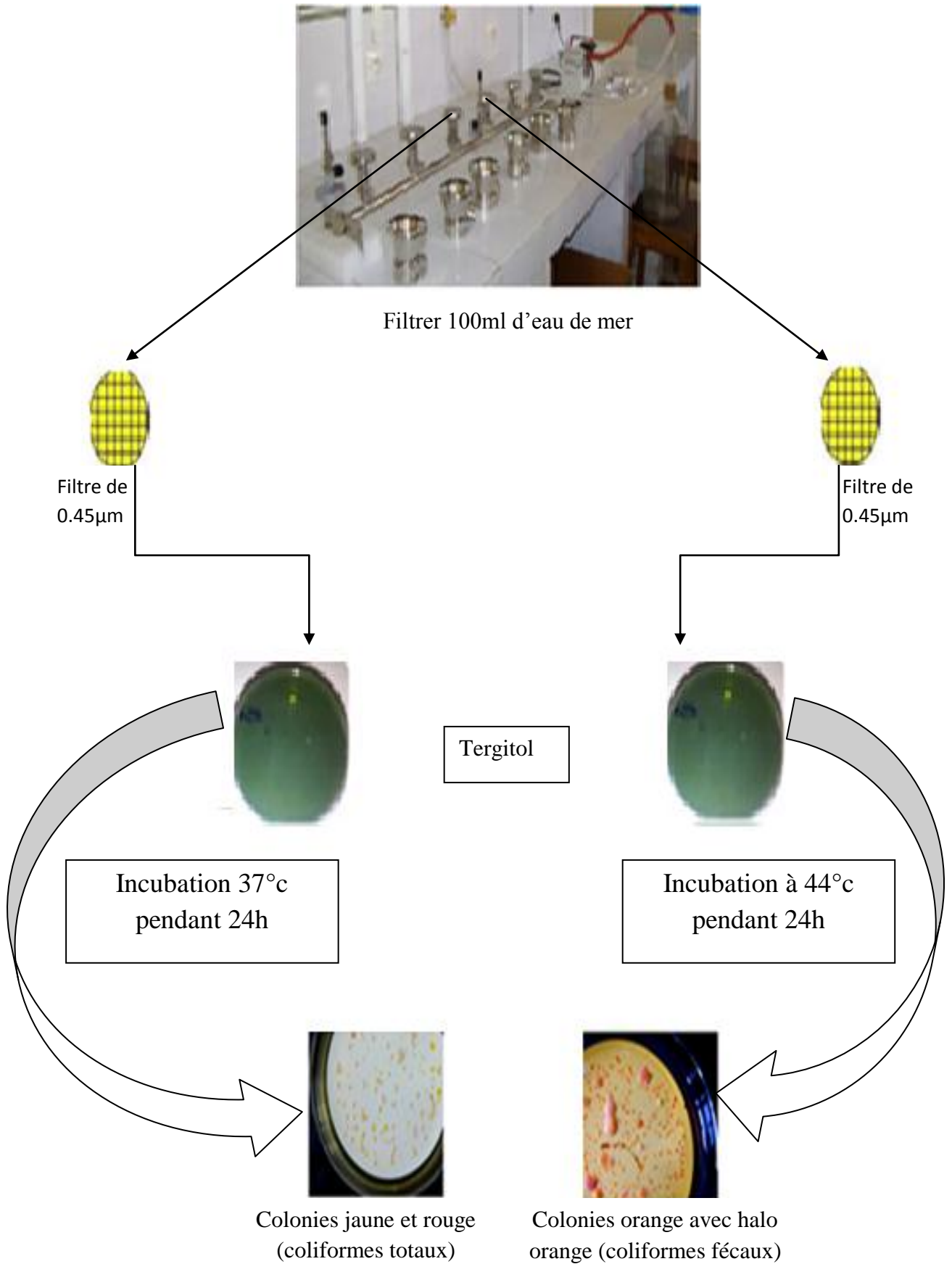


Figure N° II.8 : Technique de dénombrement des coliformes.

II.2.3.2.2 Dénombrement des staphylocoques

Parmi les staphylocoques, c'est le *S. aureus* qui est dénombré sur milieu Chapman. Les colonies jaunes dorées suspectes sont dénombrées (Figure N° II.9) et ont fait l'objet d'une identification biochimique.

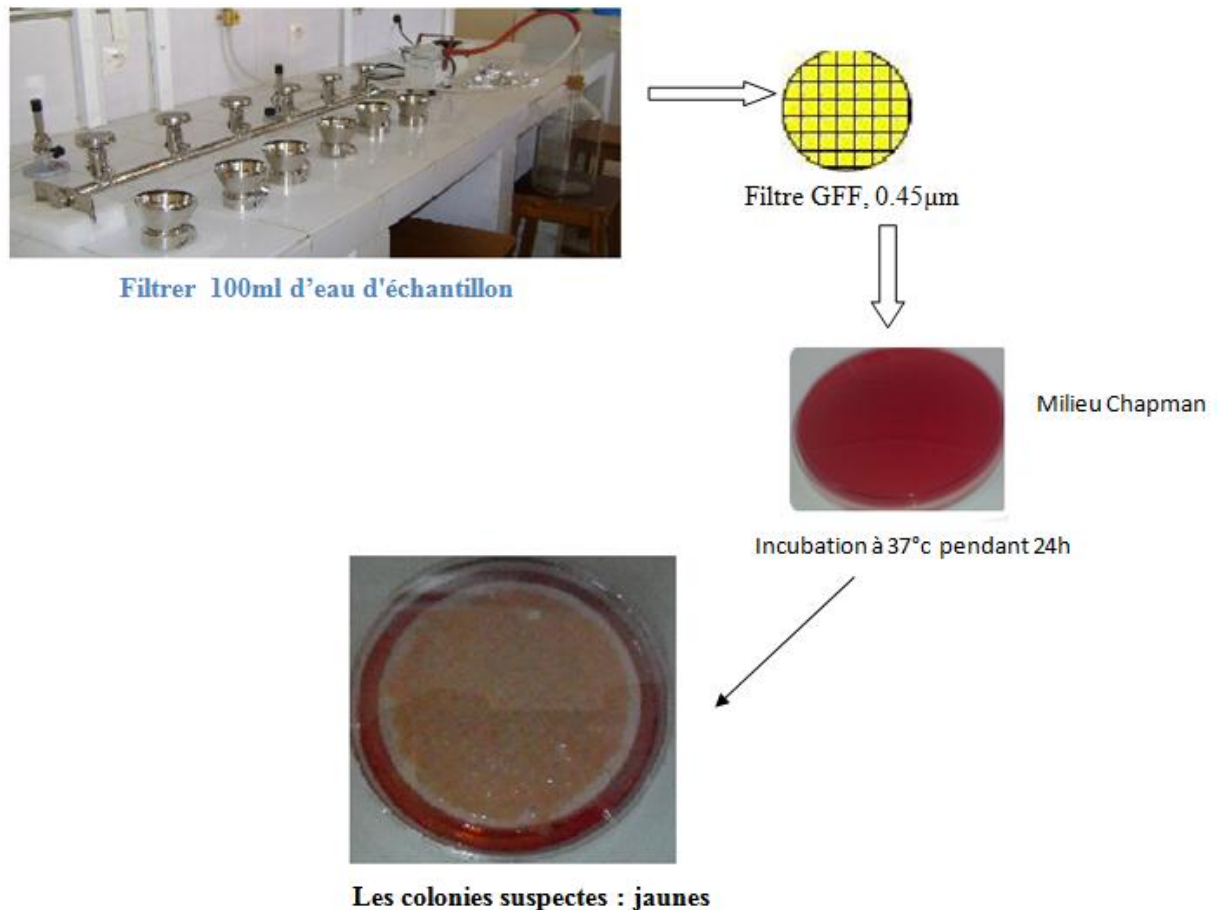


Figure N° II.9 : Technique de dénombrement des staphylocoques.

II.2.3.2.3 La recherche des salmonelles

Pour la recherche des salmonelles, deux enrichissements successifs sur milieu SFB additionné de disques SFB ont été effectués. L'isolement est réalisé sur milieu HEKTOEN. Les colonies suspectes (couleur vert ou bleu à centre noir) (Figure N° II.10) ont fait l'objet d'une identification (coloration de Gram, test de la catalase, test de l'oxydase et tests biochimiques à galeries API) (voire l'annexe IV).

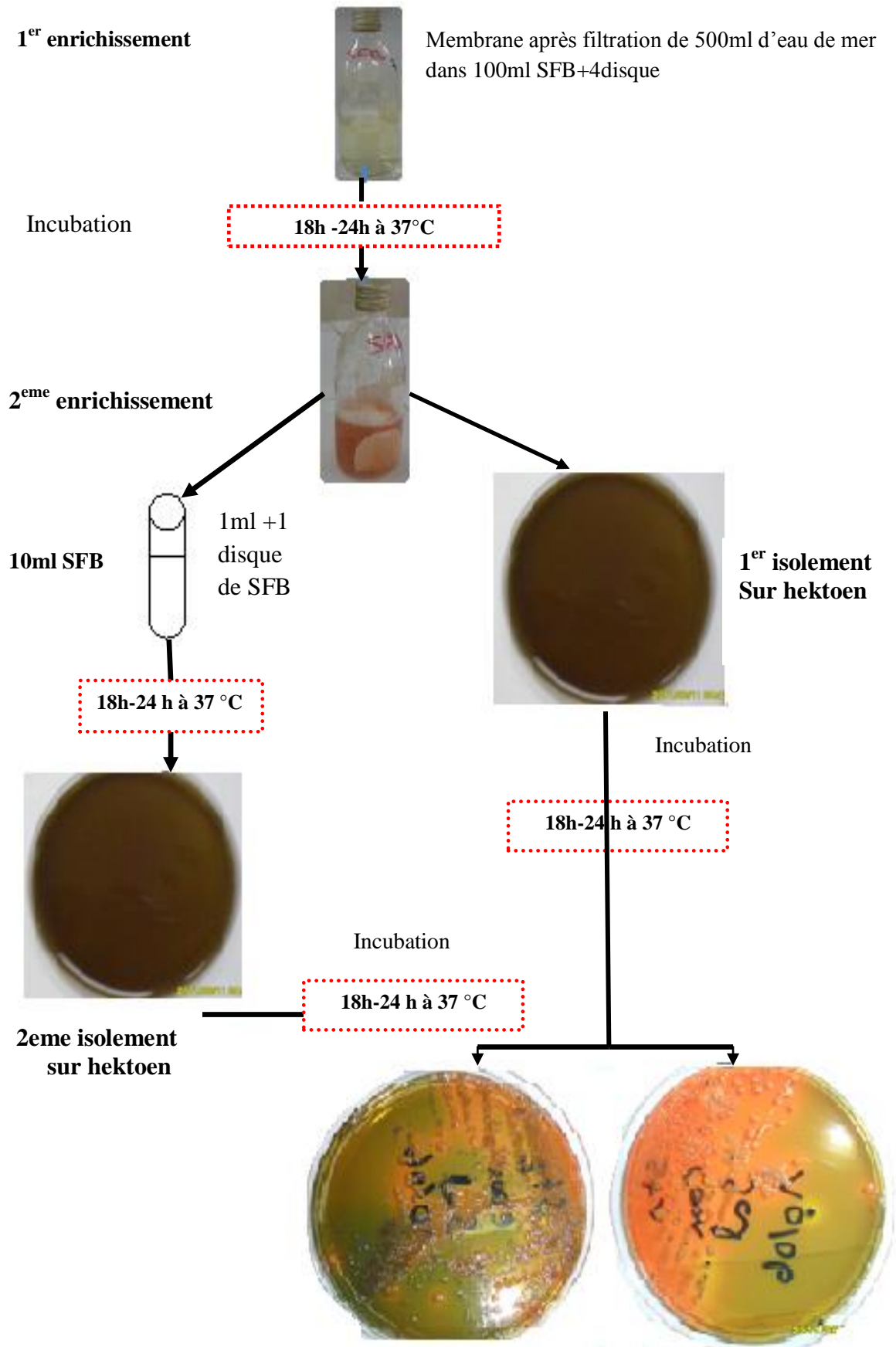


Figure N° II.10 : Technique de dénombrement salmonella

II.2.3.2.4 Recherche et dénombrement des bactéries anaérobies sulfitoréductrices

Les tubes contenant 5 ml d'eau de mer maintenu à 80°C au bain Marie pendant 10 minutes pour éliminer toutes les formes végétatives;

- Refroidir immédiatement sous l'eau de robinet (choc thermique) ;
- Ajouter 15 ml de la gélose viande-foie plus les additifs sulfites de sodium et Alun de fer;
- Les tubes sont incubés à 37°C pendant 18± heures. (Figure N° II.11)
- Dénombrer les colonies entourées d'un halo noir. Exprimer les résultats par gramme de chair.

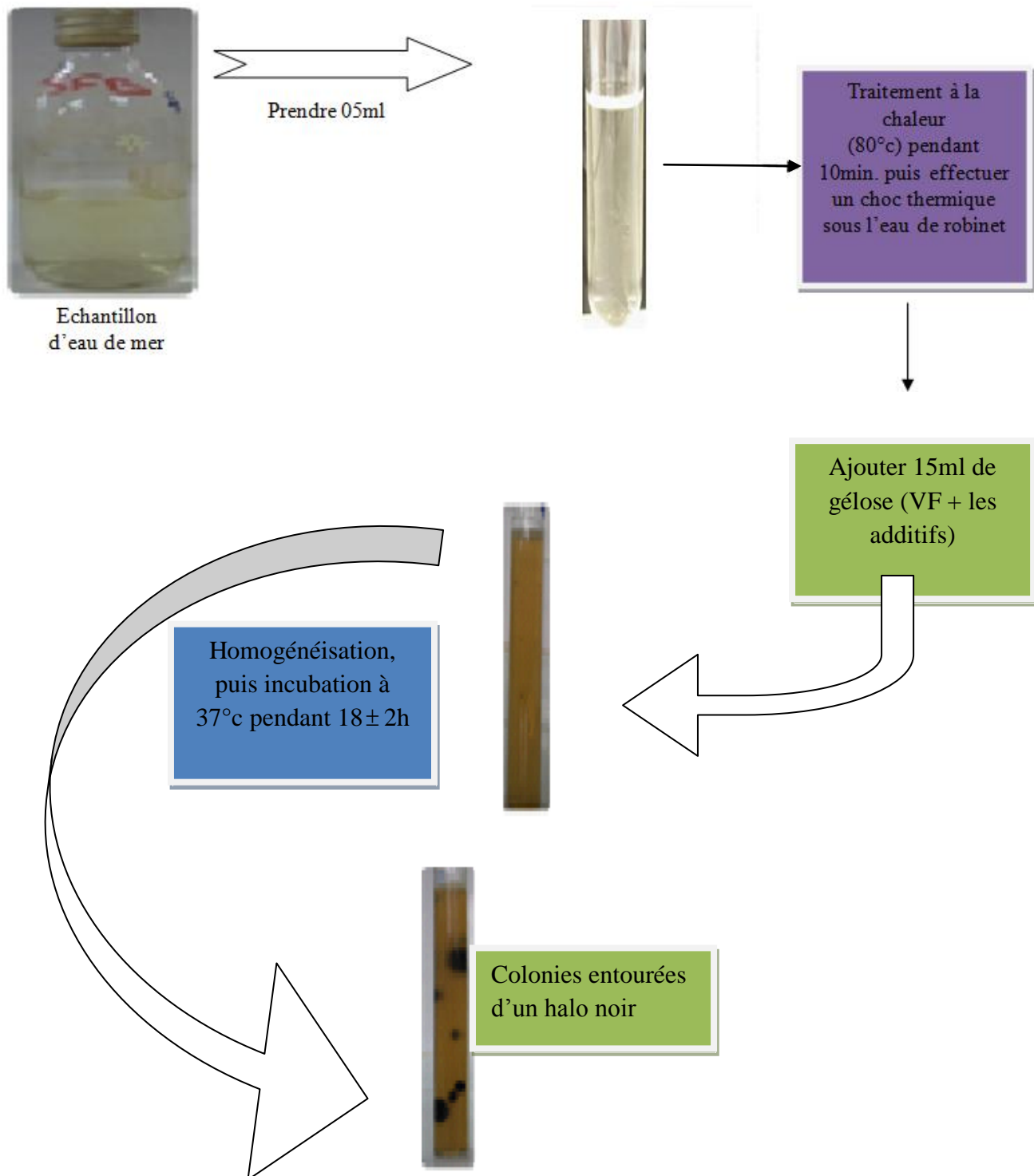


Figure N° II.11: recherche et le dénombrement des anaérobies sulfite réducteurs.

II.3 Les normes en vigueur relatives aux critères microbiologiques des produits aquacoles

II.3.1 Critères microbiologiques relatifs aux mollusques cuits, réfrigérés ou congelés (la norme algérienne)

Tableau N° II.2 : Critères microbiologiques relatifs aux mollusques cuits, réfrigérés ou congelés

produits	Micro-organismes recherchés par gramme				Salmonelles dans 25 grammes
	Flores mésophiles aérobies totales	Coliformes fécaux	<i>Staphylococcus aureus</i>	Anaérobies sulfitoréducteurs	
Moules (mollusque) cuits, réfrigérés ou congelée					
m	10 ⁶	10	10 ²	2	absence

m : seuil au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante. Tous les résultats égaux ou inférieurs à ce critère sont considérés comme satisfaisants ;

M : seuil limite d'acceptabilité au-delà duquel les résultats ne sont plus considérés comme satisfaisants sans pour autant que le produit soit considéré comme toxique ;

M=10 m

II.3.2 Application pratique

La qualité du lot est considérée comme satisfaisante ou acceptable en application de l'article 4 de l'arrêté du 23 juillet 1994 lorsque, aucun résultat ne dépasse M :

a- Les valeurs observées sont :

<3m : qualité satisfaisante

b- Les valeurs observées sont comprises

Entre «3m et 10m(M) : qualité acceptable

Toutefois, le produit doit être considéré comme toxique ou corrompu lorsque la contamination atteint une valeur microbienne limite S qui est fixé dans le cas général à : S= 10M

Troisième partie :
Résultats et discussion

III.1 Résultats et discussion des paramètres physicochimiques

Les résultats obtenus à partir de nos mesures des paramètres physicochimiques des deux prélèvements sont représentés dans le tableau N° III.1.

Tableau N° III.1 : résultats des paramètres physicochimiques mesurés

Date de prélèvement	météorologie	Station	T (°C)	pH	S(‰)	O ₂ (mg/l)	MES (mg/l)
23.05.2011	Mer agitée après un mauvais temps	1	18.7	8,1	32.4	9.61	72
		2	19	8,07	32.7	9.65	72,67
		3	18.8	8,12	32.5	9.59	66,34
09.06.2011	Mer calme après un beau temps	1	20.8	8,14	33.4	6.78	44.58
		2	21.1	8,2	33.6	6.62	42.25
		3	20.07	8,17	33.2	6.38	38.49

III.1.1 La température

Les résultats obtenus (figure N° III.1) montraient une homogénéité des valeurs entre les stations pour chaque prélèvement. Au mois de mai, nous avons enregistré une moyenne de 18.83°C, alors qu'au mois de juin la moyenne calculée était de 20.65°C.

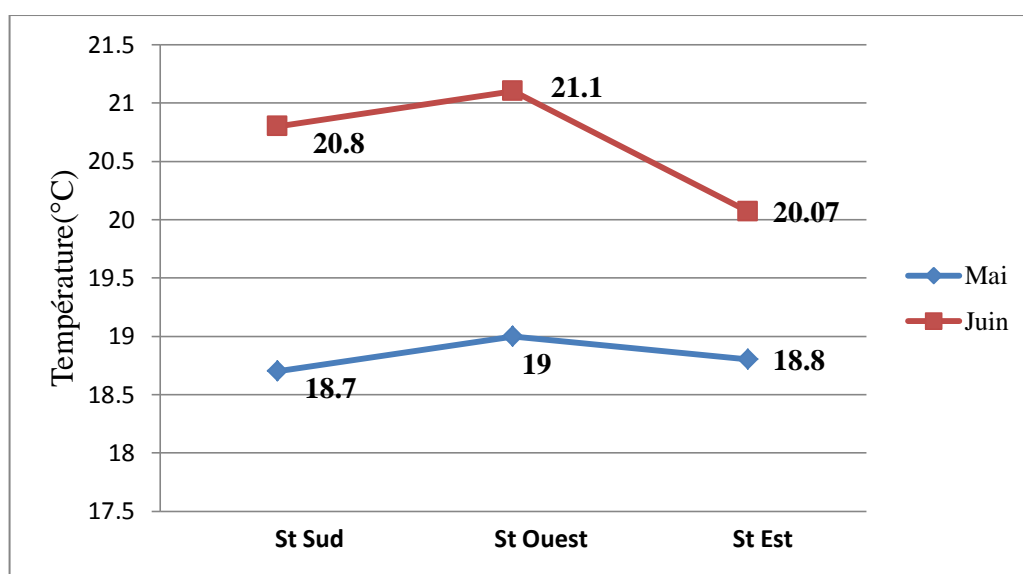


Figure N° III.1 : Variation mensuelle de la température

La température est un paramètre physique qui influe sur l'activité biologique des moules et aussi sur la qualité microbiologique des eaux. Une augmentation de la température avec le

temps (18,7 – 21,1 °C) est due au réchauffement printanier. La température de l'eau suit une évolution saisonnière, elle est influencée directement par la température de l'air. (Arnaud.1966).

III.1.2 Potentiel d'hydrogène

L'évaluation du pH nous permet de déterminer l'acidité, la basicité d'un milieu et nous renseigne sur l'état de pollution d'une région.

Les résultats de mesure de pH enregistré au cours des prélèvements présentaient des valeurs presque stables, avec environ une moyenne de 8 pour les deux mois de mai et juin. (Figure N° III.2).

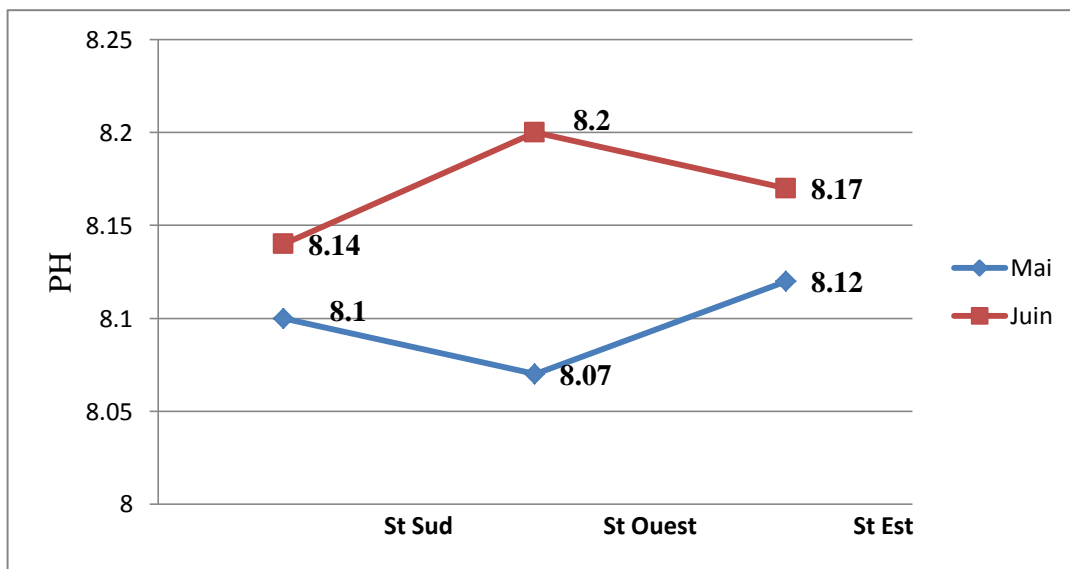
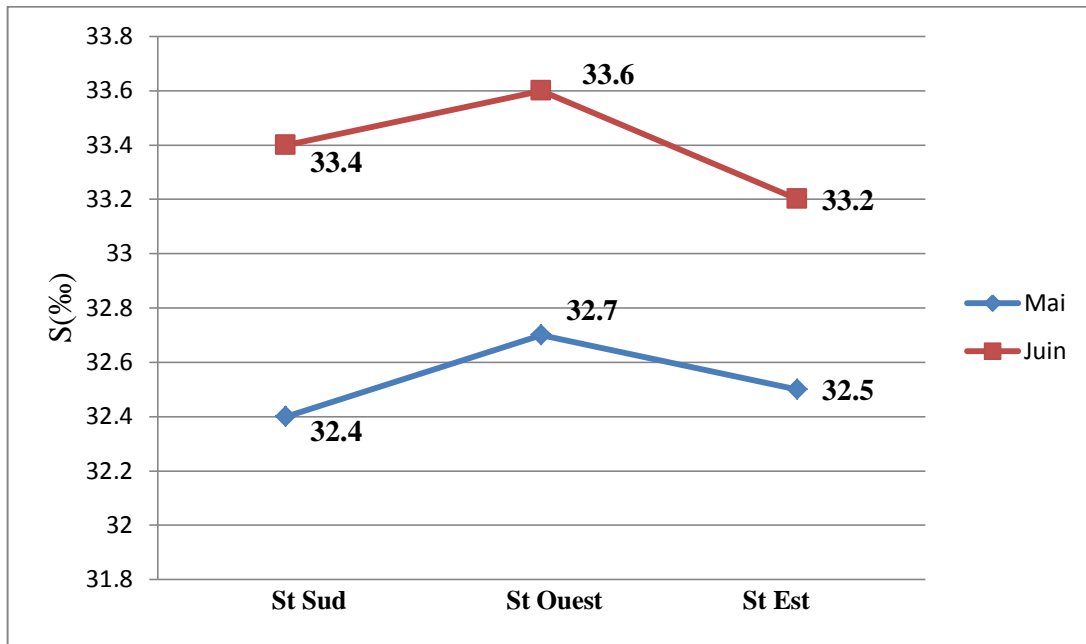


Figure N° III.2 : Variation mensuelle du potentiel d'hydrogène

La variation entre les deux mois peut être due à l'activité photosynthétique des végétaux aquatique qui entraîne la fixation du CO₂ donc le pH s'accroît lorsque la concentration de CO₂ diminue. L'acidification du milieu provoquée par le processus de la dégradation de la matière organique. (Bachouche. S., 2010).

III.1.3 La salinité

Nos résultats montrent un écart d'un (01) PSU entre les deux prélèvements avec un maximum de 33,6PSU au mois de mai et un minimum de 32,4 PSU au mois de juin et une homogénéité entre les stations de prélèvement (Figure N° III.3).

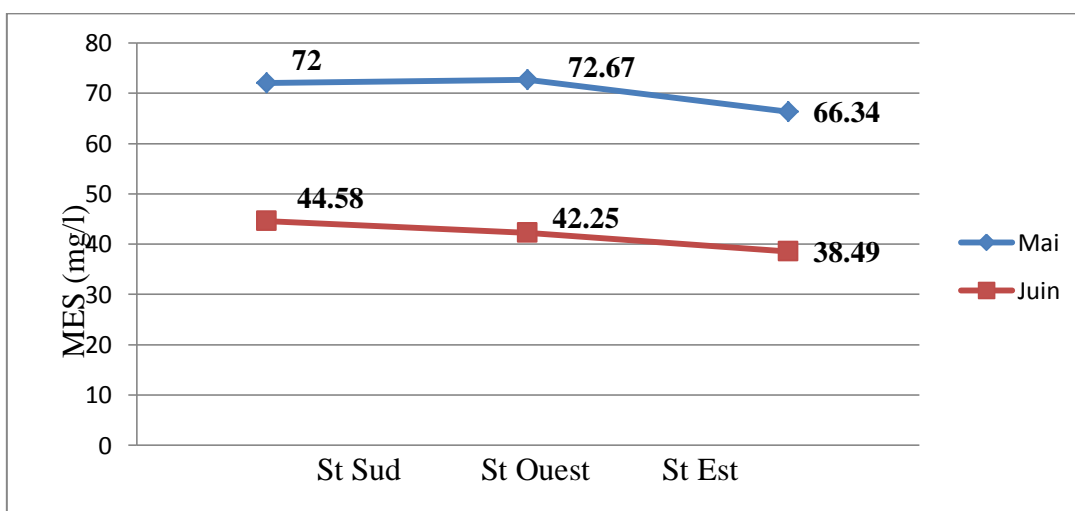


FigureN° III.3 : Variation mensuelle de la salinité

La salinité de l'eau d'origine atlantique mélangée avec l'eau de mer méditerranéenne à une valeur de l'ordre de 36,15 PSU. Comme nous avons relevé des valeurs de salinité légèrement basses (entre 32,4 à 33,6), cela témoigne d'importantes dilutions des eaux côtières par les apports importants d'eau douce continentale (Boulahdid et al, 2003).

III.1.4 La matière en suspension (MES)

Les valeurs des MES au mois de mai au niveau des trois stations variaient en générale dans l'intervalle [66,34 et 72,67] mg/l avec une moyenne de 70.33mg/l. au mois de juin et au niveau des trois stations, les valeurs étaient toujours considérables avec un minimum de 38.49 mg/l et un maximum de 44,58 mg/l et une moyenne de 41,77mg/l (figure N° III.4).



FigureN° III.4 : Variation mensuelle de la Matière en suspension (MES)

Au mois de mai les MES ont atteint leur valeur maximale, qui seraient due à la forte agitation de la mer, cette dernière a provoqué une remise en suspension des sédiments le long de toute la colonne d'eau (période de mauvais temps et de fortes précipitations), aux apports continentaux riches en substances terrigènes et à l'augmentation des produits de dégradation des végétaux et des animaux. (Bouchena et *al*, 2006).

Au mois de juin, nous avons observé une diminution des concentrations qui seraient dues à l'état de la mer qui était assez calme ce qui permit la sédimentation de la matière en suspension. La sédimentation de la matière en suspension et leur transport dépendent de l'état de la mer (courants et agitation des eaux) et du diamètre des particules. (Bouchena et *al*, 2006).

III.1.5 L'oxygène dissous

La moyenne des teneurs en oxygène dissous au mois de mai est de 9,61 mg/l, par contre au mois de juin nous avons enregistré une moyenne moins élevée qui est de 6,59 mg/l (figure N° III.5).

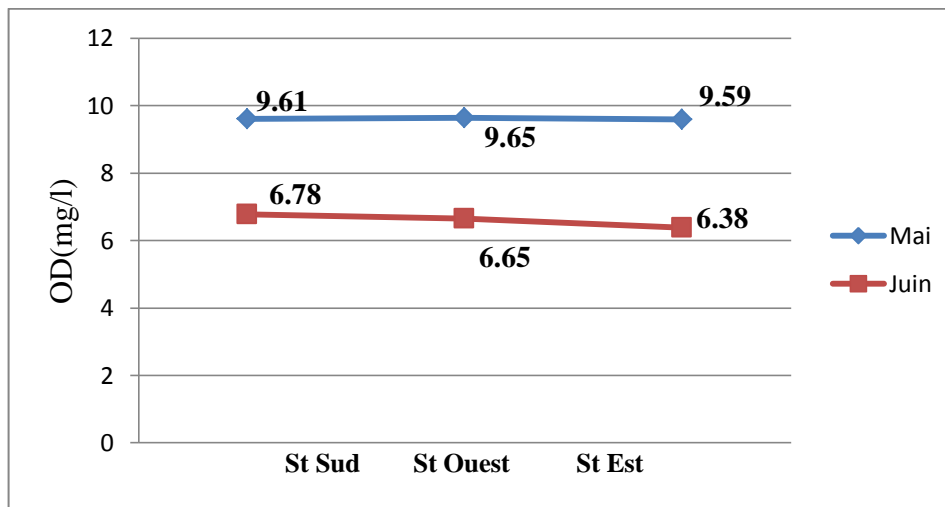


Figure N° III.5 : Variation mensuelle de l'oxygène dissous

L'augmentation de l'oxygène dissous s'explique par l'activité des organismes photosynthétique qui produit de l'oxygène dans la colonne d'eau supérieure. Les teneurs les plus élevées ont été enregistrées au mois de mai au niveau des trois stations, ceci serait dû à l'agitation des eaux causée par les vents (Bachouche. S., 2010).

III.2 Résultats et discussion des analyses microbiologique

Les résultats obtenus a partir de l'analyse des échantillons de moules et aussi de l'eau de mer sont répartis comme suit :

III.2.1 Résultats de l'analyse microbiologique d'eau

Comme l'eau de mer est le milieu d'élevage des moules, sa qualité microbiologique ne peut qu'influencer celle des moules ;

L'analyse de la qualité microbienne de l'eau durant les deux périodes de prélèvement nous a donné les résultats représentés dans la figure N° III.6 et le tableau N° III.2.

Tableau N° III.2 : résultats d'analyse bactériologique de l'eau

Sortie	station	CT	CF	E .coli	STAPH	CLOS	SALM
Mai	1	289	97	77.6	648	absence	absence
	2	464	103	82.4	900	absence	absence
	3	244	79	79	1200	absence	absence
Juin	1	221	75	75	430	absence	absence
	2	167	87	69.6	396	absence	absence
	3	70	36	36	512	absence	absence

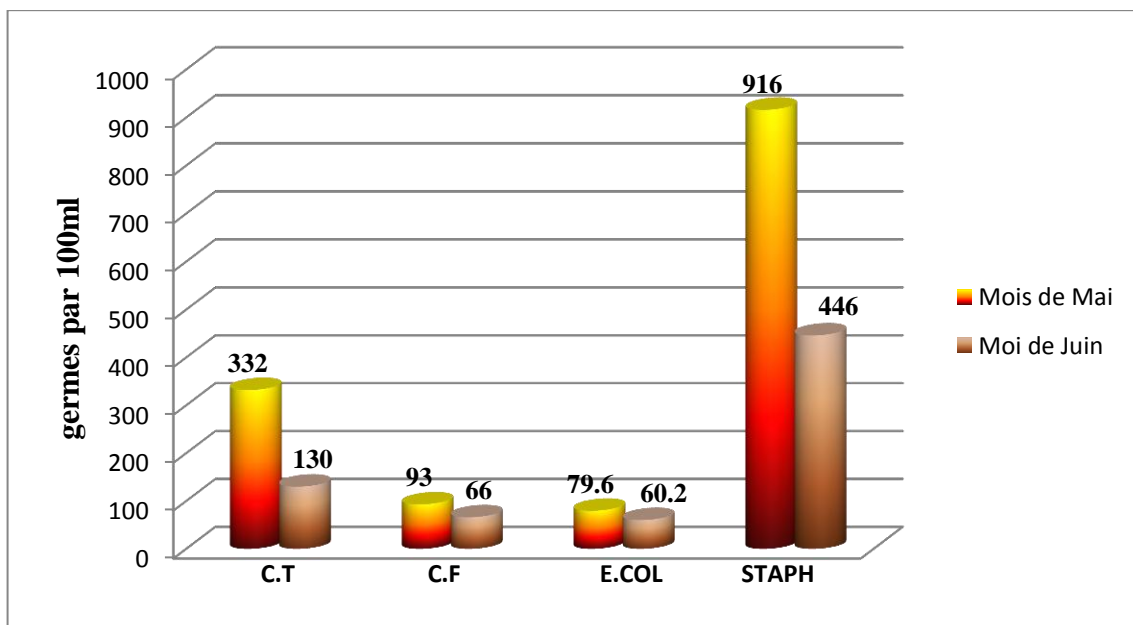


Figure N° III.6: résultats des analyses bactériologiques de l'eau de mer

Selon le tableau N° III.2 et la figure N° III.6, les résultats obtenus montrent d'une part, la présence de la plus part des germes rencontrés dans la chair de la moule, et d'autre part, une déférence considérable de la charge en germe entres les deux moi de prélèvement, où nous

avons enregistré des faibles teneurs en germes recherchés dans le moi de juin par rapport au moi de mai.

Ceci serait dû aux variations des paramètres physicochimiques enregistrées durant les deux mois et probablement aux conditions météorologiques où les vents et pluies contribuent à augmenter les charges bactériennes de l'eau de mer par les apports continentaux riches en substances terrigènes (Saoudi, H., 2009).

III.2.2 Résultats et discussion de l'analyse bactériologique des moules

Notre présentation des résultats consiste à estimer :

- ✓ La teneur totale des germes recherchés dans la chair du moule ;
- ✓ Le taux de contaminations bactériologiques de la moule par type de germe ;
- ✓ La qualité bactériologique des moules et études de leurs prévalences ;
- ✓ La différence saisonnière de la qualité bactériologiques des moules ;
- ✓ En fin, une comparaison entre les résultats obtenus de l'eau et celles des moules.

III.2.2.1 Résultats de l'analyse bactériologique des moules

Les résultats des analyses bactériologique de deux mois des moules sont présentés dans le tableau N° III.3.

Tableau N° III.3 : résultats obtenus des analyses bactériologique de la moule

Sortie	station	ECH	FMAT	CF	E .coli	STAPH	ASR	SAL	Qualité
Mai	1	1	2.6×10^5	10^2	0.8×10^2	8.49×10^2	37	absence	Non satisfaisante
		2	4.2×10^5	3.9×10^2	3.9×10^2	Absence	absence	absence	Non satisfaisante
		3	9×10^5	0.9×10^2	0.9×10^2	2×10^4	absence	absence	Non satisfaisante
		4	1.8×10^6	10^3	10^3	7×10^2	absence	absence	Non satisfaisante
		5	3.7×10^5	3.6×10^2	2.88×10^2	Absence	absence	absence	Non satisfaisante
	2	6	1.9×10^4	0.6×10^2	0.6×10^2	Absence	24	absence	Non satisfaisante
		7	3.2×10^6	0.5×10^2	0.5×10^2	3.45×10^4	absence	absence	Non satisfaisante
		8	2.7×10^4	10^2	10^2	2.27×10^5	absence	absence	Non satisfaisante
		9	3.1×10^5	0.3×10^3	0.3×10^3	Absence	absence	absence	Non satisfaisante
		10	3.6×10^4	0.9×10^2	0.9×10^2	4.35×10^4	absence	absence	Non satisfaisante
	3	11	2.9×10^5	0.5×10^2	0.5×10^2	Absence	11	absence	Acceptable
		12	4.7×10^6	10^2	10^2	Absence	absence	absence	Acceptable
		13	2.6×10^4	0.8×10^2	0.8×10^2	10^4	absence	absence	Non satisfaisante
		14	3.1×10^6	0.7×10^2	0.7×10^2	1.6×10^2	absence	absence	Acceptable
		15	1.5×10^4	0.6×10^2	0.6×10^2	Absence	absence	absence	Acceptable
Juin	1	16	9.6×10^3	10^2	10^2	Absence	3	absence	Acceptable
		17	5.5×10^4	0.2×10^2	0.2×10^2	Absence	2	absence	Satisfaisante
		18	2.1×10^5	0.3×10^2	0.3×10^2	1.1×10^2	7	absence	Acceptable
		19	8×10^3	0.5×10^2	0.4×10^2	Absence	absence	absence	Acceptable
		20	1.3×10^4	0.2×10^2	0.2×10^2	6×10^3	absence	absence	Non satisfaisante
	2	21	3.3×10^3	0.2×10^2	0.2×10^2	Absence	absence	absence	Satisfaisante
		22	1.4×10^4	0.7×10^2	0.7×10^2	5.67×10^2	absence	absence	Acceptable
		23	2.3×10^5	10^2	10^2	2.34×10^2	absence	absence	Acceptable
		24	7×10^4	-	-	Absence	absence	absence	Satisfaisante
		25	1.1×10^4	0.6×10^2	0.48×10^2	5.8×10^2	absence	absence	Acceptable
	3	26	1.2×10^5	0.4×10^2	0.4×10^2	Absence	absence	absence	Acceptable
		27	6×10^3	0.4×10^2	0.4×10^2	3×10^2	absence	absence	Acceptable
		28	1.4×10^4	-	-	Absence	absence	absence	Satisfaisante
		29	1.2×10^5	0.3×10^2	0.3×10^2	Absence	absence	absence	Satisfaisante
		30	8.1×10^3	0.5×10^2	0.3×10^2	2.87×10^2	absence	absence	Acceptable

III.2.2.2 Estimation des taux de contaminations bactériologiques de la moule par type de germe

Nous avons également estimé les niveaux de contamination par chaque germe par rapport aux normes en vigueur et cela pour les deux mois où l'analyse a été effectuée, nos résultats ont été résumés dans le tableau N° III.4

Tableau N° III.4 : l'estimation du niveau de contamination des moules par chaque germe durant les deux mois par rapport aux normes en vigueur

Mois	Les germes	Nombre de germes /g	Nombre d'échantillons positifs	Pourcentages (%)	
MAI	Flore aérobie mésophile totale à 30°C.	< à 3.10^6	12	80	
		entre 3.10^6 et 10^7	03	20	
		> à 10^7	0	0	
	Coliformes fécaux	< à 3.10	0	0	
		entre 30 et 100	11	73.33	
		> à 100	4	26.67	
	Staphylococcus aureus	< 300	08	53.33	
		Entre 300 et 1000	02	13.33	
		>1000	05	33.33	
	Anaérobies sulfite-réducteurs	< 3.2	12	80	
		Entre 6 et 20	1	6.67	
		>20	2	13.33	
	Salmonelles	absence	15	100	
	JUN	Flore aérobie mésophile totale à 30°C.	< à 3.10^6	15	100
			entre 3.10^6 et 10^7	0	0
> à 10^7			0	0	
Coliformes fécaux		< à 3.10	9	60	
		entre 30 et 100	6	40	
		> à 100	0	0	
Staphylococcus aureus		< 300	12	80	
		Entre 300 et 1000	02	13.33	
		>1000	01	6.67	
Anaérobies sulfite-réducteurs		< 3.2	14	93.33	
		Entre 6 et 20	1	6.67	
		>20	0	0	
Salmonelles		absence	15	100	

III.2.2.2.1 Les flores mésophile aérobie totaux

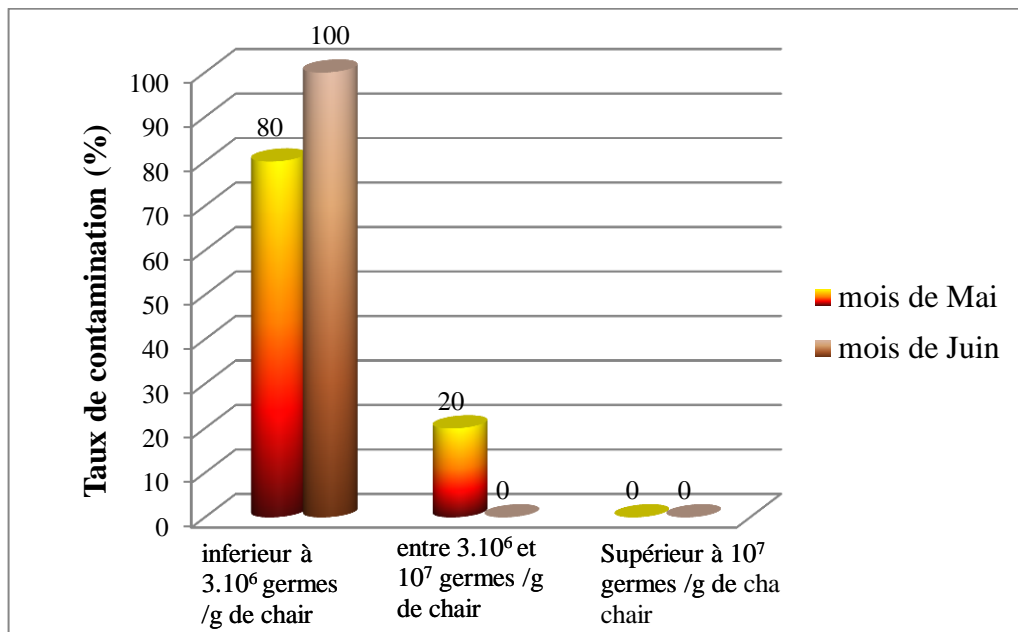


Figure N° III.7 : Taux de contamination des moules par les FAMT à 30°C.

Comme l'indique la figure N°III.7, au mois de mai, 80% des échantillons présentaient un taux de contamination ne dépassant pas le seuil de 3.10^6 germes par gramme de chair, seuil au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante pour les FAMT, alors que 20% se situent entre 3.10^6 germes/g de chair et 10^7 , dans ce cas il serait considéré comme acceptables.

Au mois de juin, 100% de taux de contamination ne dépassent pas le seuil 3.10^6 germes/g de chair

III.2.2.2 Les coliformes fécaux

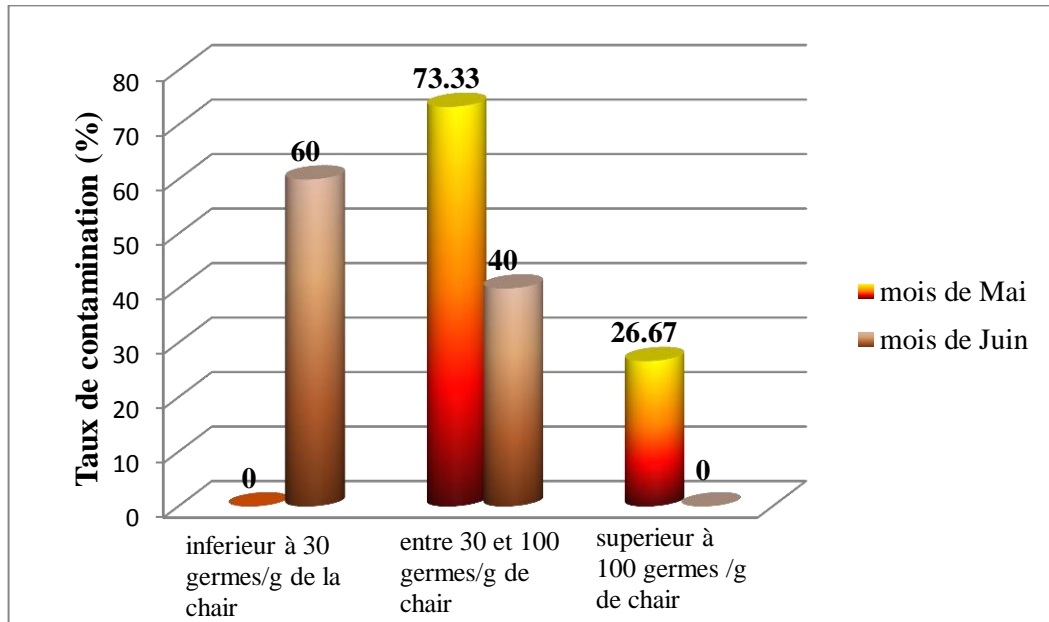


Figure N° III.8 : Taux de contamination des moules par les coliformes fécaux à 44°C

La figure N°III.8 nous montre que les échantillons récoltés au mois de mai ont présenté des taux de contamination assez élevés par ce germe ; 73,33% des échantillons sont à des taux de germes supérieurs à 30 germes / g de chair, mais ils restent acceptables, car ils ne dépassent pas le seuil limite d'acceptabilité.

26,67% présentent des taux de germes dépassant le seuil limite d'acceptabilité (100 germes/g de chair), ils sont non satisfaisants

Au mois de juin, les résultats montrent des taux de contamination moins élevés que ceux enregistrés au mois de mai ; 60% des échantillons ne dépassent pas le seuil au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante et 40% des échantillons présentent des taux acceptables.

III.2.2.2.3 Staphylococcus aureus

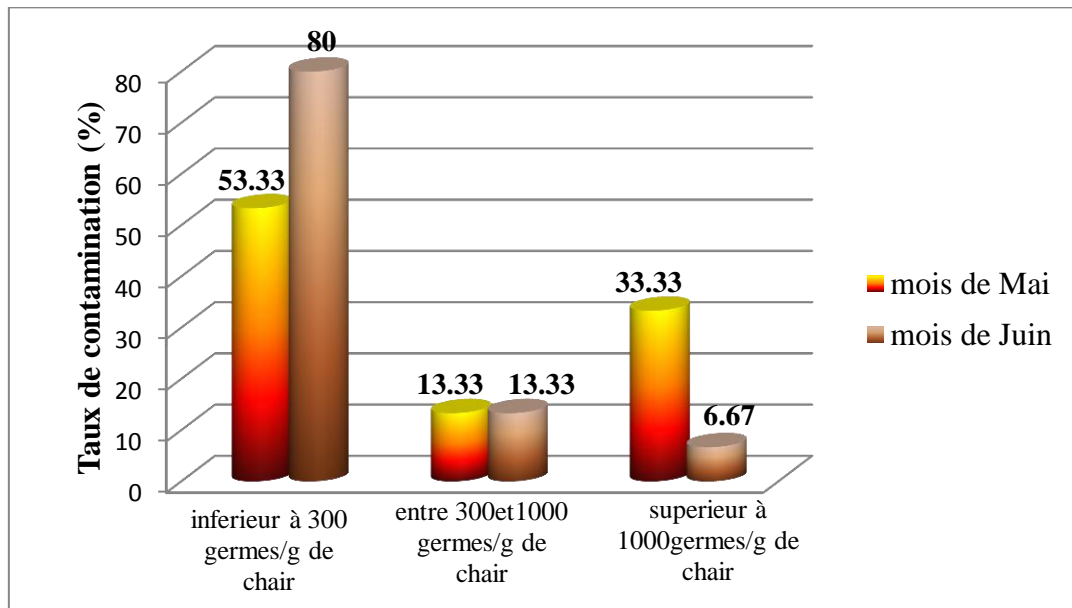


Figure N° III.9 Taux de contamination des moules par les *Staphylococcus aureus* à 37°C.

La figure n° III. 9 nous montre que pour les *Staphylococcus*, nous avons constaté qu'au mois de mai les taux de contamination étaient plus élevés par rapport au mois de juin ; Cependant, selon les seuils de limites fixés par la norme algérienne concernant les critères microbiologiques des poissons et des produits de la pêche, nous avons noté :

Au mois de mai

- 53,33% des échantillons ne dépassent pas le seuil (300 germes/g de chair) au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante ;
- 13,33% des échantillons ne dépassent pas le seuil limite d'acceptabilité (1000 germes/g de chair) ;
- 33,33% des échantillons dépassent le seuil limite d'acceptabilité (1000 germes/g de chair) et sont considérés comme non satisfaisants.

Au mois de juin

- 80% des échantillons ne dépassent pas le seuil de 300 germes/g de chair) donc considéré comme étant de qualité satisfaisante ;
- 13,33 % des échantillons ne dépassent pas le seuil limite d'acceptabilité (100 germes/g de chair) ;
- 6,67% des échantillons dépassent le seuil limite d'acceptabilité (1000 germes/g de chair) et sont considérés comme non satisfaisants.

III.2.2.2.4 Anaérobies sulfitoréducteurs

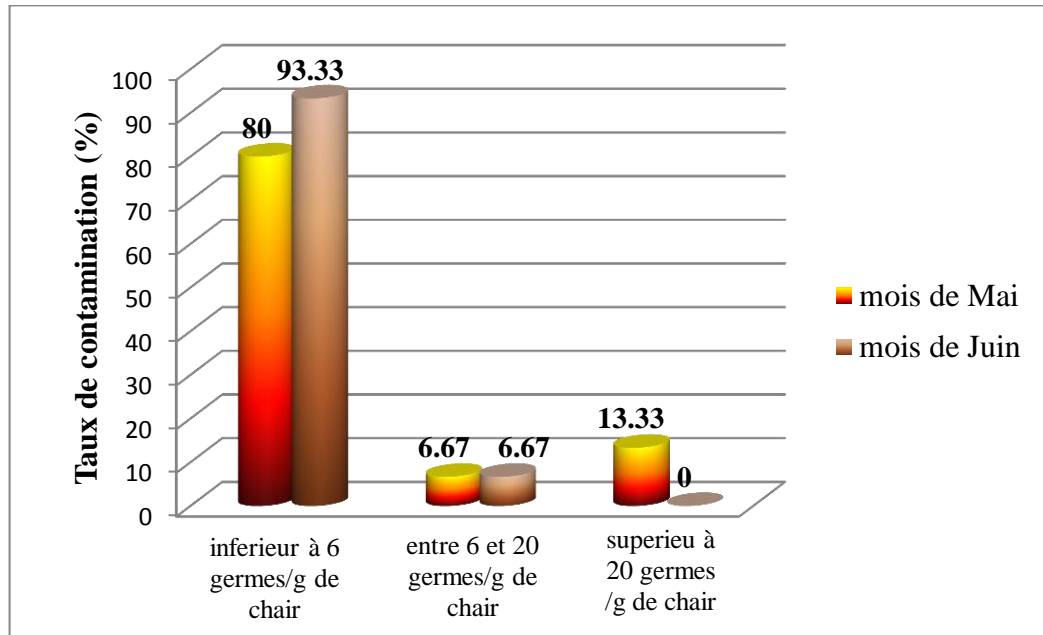


Figure N° III.10 Taux de contamination des moules par les Anaérobies sulfita-réducteurs à 37°C.

Les taux de contamination en germes par gramme de chair sont rapportés dans la figure N°III.10 et le tableau N°III.3

Au mois de mai

- 80% des échantillons ne dépassent pas le seuil (3.2 germes/g de chair) au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante ;
- 6,67% des échantillons ne dépassent pas le seuil limite d'acceptabilité (20 germes/g de chair) ;
- 13,33% des échantillons dépassent le seuil limite d'acceptabilité (20 germes/g de chair) et sont considérés non satisfaisants ;

Au mois de juin

- 93,33% des échantillons ne dépassent pas le seuil (3.2(6) germes/g de chair) au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante ;
- 6,67% des échantillons ne dépassent pas le seuil limite d'acceptabilité (20 germes/g de chair) ;

III.2.2.2.5 Salmonelles

Tous les résultats de la recherche de salmonelles durant les deux mois de prélèvement (mai et juin) ont été conformes aux normes en vigueur: absence de salmonelle dans 25g de produit.

III.2.2.3 Estimation de La qualité bactériologiques des moules et études de leurs prévalences

L'étude et la détermination de la qualité bactériologique des moules ne reposent pas sur les valeurs des dénombrements de chaque paramètre bactériologique, mais sur les cinq recherché dans notre étude comme le stipule l'arrêté interministériel du 25 ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1898 modifiant et complétant l'arrete du 14 safar 1415 correspondants au 23 juillet 1994 relatifs aux spécifications bactériologiques de certaines denrées alimentaires.

Ainsi pour dire que les moules ont une qualité bactériologique satisfaisante ou pas il faut que les cinq paramètres recherchés répondent aux normes exigées par les autorités sanitaires algériennes.

Les résultats de cette estimation sont représentés dans le tableau N°III.3 et la figure N°III.11 qui rapportent les prévalences des trois types de qualités bactériologique que pouvaient avoir nos échantillons.

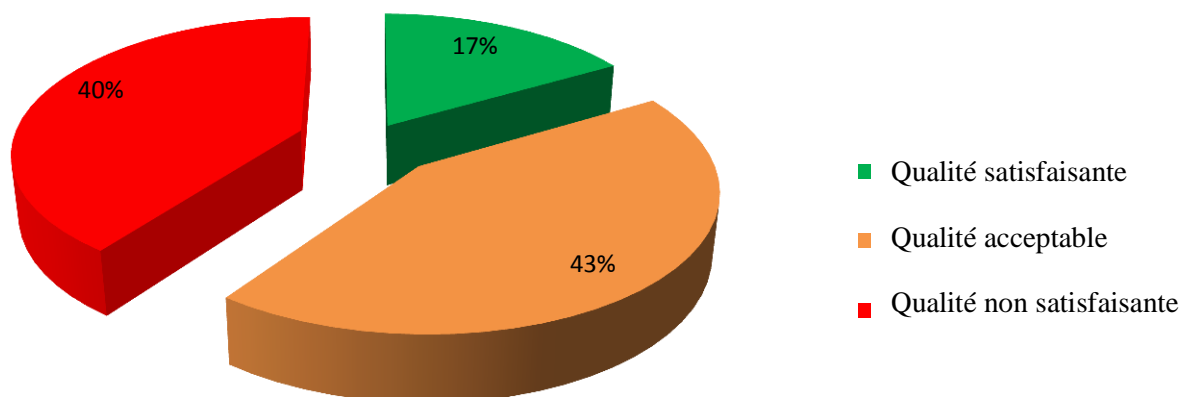


Figure N° III.11 : Prévalences de la qualité bactériologique des moules analysées

Selon le tableau N°III.3 et la figure N° III.11, les échantillons étudiés ont présenté des qualités bactériologiques très variables ainsi,

5/30 soit (16,67%) ont présenté une qualité bactériologique satisfaisante,
13/30 soit (43,33%) ont présenté une qualité bactériologique acceptable, et
12/30 soit (40%) ont présenté une qualité bactériologique non satisfaisante.

Nous avons enregistré des qualités bactériologiques très variables allant du non satisfaisant au satisfaisant, alors que dans le cadre du contrôle du même élevage qui se fait une fois chaque trois mois avec un prélèvement d'un seul échantillon, le laboratoire de l'hygiène urbaine de la wilaya d'Alger (HURBAL) avait émis un bulletin en juin 2009 où il attestait que la qualité bactériologique était satisfaisante. La même qualité a été rapportée par le laboratoire de l'institut national de médecine vétérinaire d'Alger et ce en décembre 2009, décembre 2010 et Avril 2011.

Ces variations de résultats entre ce que nous avons enregistré et ce qui a été rapporté par les autres laboratoires seraient dues aux méthodes d'analyse utilisées par chaque laboratoire et également à la période et l'année de prélèvement.

III.2.2.4 variation mensuelle de la qualité bactériologique des moules

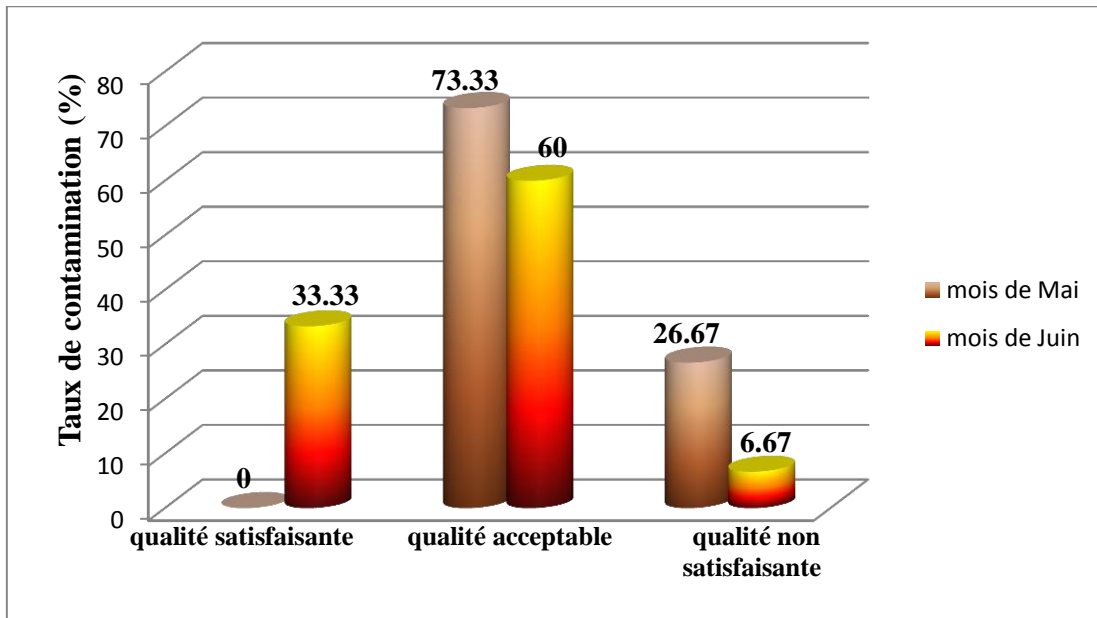


Figure N° III.12: Prévalences des différentes qualités bactériologiques mensuelles des moules.

Comme nous l'indique la figure N° III.12, des variations remarquables de la qualité des moules analysés selon la saison ont été notées. Ainsi ;

En mai

0/15 soit (0%) ont présenté une qualité bactériologique satisfaisante, 11/15 soit (73,33%) ont présenté une qualité bactériologique acceptable, et 4/15 soit (26,67%) ont présenté une qualité bactériologique non satisfaisante.

En juin

5/15 soit (13,33%) ont présenté une qualité bactériologique satisfaisante, 9/15 soit (80%) ont présenté une qualité bactériologique acceptable, et 1/15 soit (6,67%) ont présenté une qualité bactériologique non satisfaisante,

La différence de qualité bactériologique enregistrée entre mai et juin peut s'expliquer par le changement des paramètres physicochimique et météorologique, et leurs influences, durant les deux périodes de prélèvements (SAOUDI H, 2009), parmi ces paramètres, nous avons noté :

➤ **La température**

Nous avons enregistré une forte charge des bactéries au mois de mai à une température moyenne de 18,5°C) et une diminution de la charge bactérienne au mois de juin (température : 21°C), ces résultats concordent avec ce qui a été rapporté par Monfort et al qui ont rapporté qu'un allongement de la durée de survie des microorganismes dépend de la diminution de la température (induit un ralentissement de leur métabolisme). Ainsi, dans le cadre d'une étude de la Survie des *Listeria* et des salmonelles dans l'environnement marin, il a été enregistré des durées de survie de 9 à de 14 heures dans une température de 18°C et de 67 et 167 heures à 5°C respectivement (Saoudi, H., 2009).

Les faibles valeurs de la température augmentent non seulement la survie bactérienne, mais limite les effets de pH alcalins sur la diminution des abondances de ces bactéries (Bonnetfont, J.L et al).

➤ **pH**

La majorité des bactéries sont neutrophiles (pH environ de 7) ; L'augmentation de pH entraîne une forte diminution de durée de survie des bactéries (Bonnetfont, J.L et al) .ce ci concorde avec nos résultats : La charge bactérienne au mois de mai et au mois de juin était assez importantes à un pH d'une valeur moyenne de 8.

➤ **MES (la turbidité)**

Une forte concentration de MES influe sur l'oxygénation des eaux et la pénétration de la lumière. L'action bactéricide des rayons ultra-violets (UV) de la lumière solaire est connue depuis longtemps, la variabilité saisonnière de la survie des germes peut être observée en fonction de la présence ou de l'absence de la couche nuageuse (Pommepuy et al. 1991).

Au mois de mai la MES (turbidité) était un peu élevé (70 mg/l de moyenne), ce qui limite la pénétration des rayons UV dans l'eau et contribue également à réduire l'efficacité des rayons UV vis-à-vis des cellules microbiennes donc (une charge bactérienne élevée). Par contre au mois de juin (42mg/l de moyenne), où les eaux sont peu chargées en matières en suspension, nous avons constaté une réduction de la charge bactérienne qui serait due aux effets des UV sur les bactéries (Bonnetfont, J.L et al).

➤ **La salinité**

La salinité est un paramètre qui influe sur la survie des bactéries dans l'environnement. Parmi les stress subis par les bactéries d'origine entérique arrivant en milieu marin, l'un des principaux est exercé par la salinité (Pommepuy et al.1991), ces auteurs ont démontré que la disparition des souches bactérienne a une relation réversible avec l'augmentation de la concentration de salinité ce qui explique la diminution des charges bactérienne durant les deux mois de prélèvements (une charge bactérienne élevée au mois de mai où la moyenne salinité est 32,5 avec une diminution charge bactérienne au mois de juin où moyenne salinité est égale 33,2).

➤ **Oxygène dissous**

À partir des résultats obtenus durant les deux mois de prélèvements nous avons remarqué que l'élévation de la charge bactérienne a une relation proportionnelle avec l'augmentation de l'oxygène dissous. Cette relation a été rapportée par Pommepuy et al qui ont rapporté que la plus part des bactéries sont des aérobies stricts (exemple : FAMT) ou bien aérobies facultatifs (exemple : coliforme), ce qui explique leur besoin en oxygène dissous (la survie bactérienne dépend de la bonne oxygénation du milieu).

III.2.2.5 comparaison entre la qualité bactériologique de l'eau et celles des moules

Les différentes teneurs moyennes de chaque germe recherché dans la moule et son milieu d'élevage sont résumées dans le tableau N°III. 5

Tableau N° III.5 : Comparaison entre la teneur en germes dans l'eau de mer et celle dans la moule

Sortie	FMAT	CT	CF		E .coli		STAPH	
	Moule (germes/g)	Eau (germes/100ml)	Moule (germes/g)	Eau (germes/100ml)	Moule (germes/g)	Eau (germes/100ml)	Moule (germes/g)	Eau (germes/100ml)
Mai	1.03×10^6	332	193	93	187	79.66	2.24×10^5	916
Juin	5.99×10^4	130	42	66	39	60.2	5.42×10^3	446

Comme nous indique le tableau n°5, la concentration des bactéries par la moule *Mytilus galloprovincialis*, est importante si elle est comparée avec celle de l'eau environnante (tableau N° III.5).

La quantité des germes dans l'organisme des moules est régie par le phénomène de filtration au niveau des palpes labiaux qui rejettent tous les éléments non digérables à cause de leur taille ou de leur nature. Les bactéries ne sont donc pas expulsées, mais plutôt concentrées en forte proportion. D'après les résultats représentés dans le tableau N°III.5, nous avons constaté que les valeurs des coliformes, des *Staphylococcus aureus* et des anaérobies sulfitoréducteurs dans la moule sont très élevés par rapport à celles observées pour l'eau, ceci est dû au fait que les moules filtrent l'eau et concentrent les germes avec des taux variables (Guillaud et Romana, 1996).

Conclusion

Conclusion et recommandations

Les résultats ont montré que les moules analysées au mois de mai ont présenté un niveau de contamination assez élevée, nous ne conseillons pas de les consommer crues en cette période, à moins de les faire passer par la phase de purification, contrairement à celles analysées au mois de juin qui ont présenté des qualités microbiologiques acceptables, donc leur consommation ne présente aucun danger, néanmoins nous conseillons aussi les propriétaires d'éviter le plus possible de récolter dans les jours de mauvais temps.

La contamination des moules serait due probablement :

➤ Tout d'abord à la situation géographique des fermes aquacoles : confinées en zones littorales, elles sont exposées directement aux apports polluants. Les rejets des eaux usées en flux important et continu débouchent directement dans le littoral et le développement de la population et des activités côtières ne favorisent guère la diminution de ces apports.

➤ Ensuite, à leur activité biologique : l'activité filtrante entraîne l'accumulation de polluants aussi bien chimique que bactériologique.

La qualité physicochimique de l'eau côtière constitue un facteur important dans la survie et prolifération des bactéries en milieu marin, soit en la favorisant ou encore en l'entravant.

La présence d'un flux continu d'eaux usées, modifie les taux de matière en suspension et fournit ainsi aux bactéries un milieu où les conditions de développement sont plus que favorables

Pour ne pas prétendre assainir cette eau de mer et ainsi les moules qui y vivent, mais au moins pour diminuer les sources de contamination, nous recommandons de s'attaquer aux problèmes de diverses façons ;

- Adopter des méthodes adéquates de collecte, de traitement et d'élimination des eaux usées ;
- Bien situer les installations de traitements des déchets et leurs émissaires ;
- Choisir judicieusement les points de rejet des eaux usées en mer lorsque ceux-ci sont nécessaires, ils doivent être suffisamment éloignés des zones sensibles, de baignade ou de pêche, il faut privilégier les émissaires avec diffuseur qui favorise la dilution de l'effluent à des proportions qui peuvent éviter de nuire à la santé de l'homme ;
- Prendre des mesures répressives vis-à-vis des bateaux qui vidange en pleine mer et y jette tout type de déchets.

*Références
bibliographique*

Référence

1. **Abada-Boudjema, Y.M., Moueza, M.,** (1981). Structure des populations d'une moulière naturelle en baie d'Alger. Act Occologica Ecologia Generalis ; 194p.
2. **Aminot, A., Chaussepied, M.,** (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu aquatique M31111 CNEXO, 395 p.
3. **Anonyme.,** (1993). Circuits eau de mer traitement et matériaux. Ed, paris 35-37 p.
4. **Arnaud, P.,** (1966). Croissance comparée de *Mytilus galoprovencialis* (LMK) des étangs de Thau et de Salses Leucate. *Rev. tray. Inst. Pêches marit;* 30(4) : 357-364 p.
5. **Bachouche, S.,** (2010). Les ports d'Alger et de Bouharoun : étude des paramètres granulométriques, biologiques et de pollution dans les sédiments de l'eau en vue d'une opération de dragage, thèse de magistère, ENSSMAL, 127p.
6. **Bernabe, G.,** (1991) : Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. *Ed Lavonier,* 501P.
7. **Bonnefont, J.L., Marin, Y.V., Guiennet, B.,** (1990). Étude expérimentale de la décroissance des bactéries fécales en milieu marin : quantification, facteurs impliqués .*wat. Res,* 24(3), 267-273p.
8. **Bouchaira, M., Menai, A.,** (1999). Analyse de la situation aquacole du lac El Mellah et proposition d'un projet de création d'une ferme piscicole marine. Mémoire d'ingénieure en aquaculture. ISMAL.77 p.
9. **Bouchena, Y., Kacioui, N., Ait Lounis, V.,** (2006). Contribution A l'étude d'un milieu d'élevage conchylicole : Cas de Ain Tagourait (W.Tipaza). Mémoire d'ingénieur d'État en Aquaculture. ISMAL 55 p.
10. **Boudouma, N., Chenennou, S.,** (2007). Analyse des eaux côtières pour la mise en place d'un élevage aquacole à capacité biotique. Mémoire d'ingénieur d'État en aquaculture. ISMAL.54 p.
11. **Boujema, A., Ourari, S.,** (2005). Contribution à l'étude des éléments techniques des fonctionnements du centre conchylicole pilote du CNDRPA. Mémoire d'ingénieure en aquaculture. ISMAL.51p.
12. **Boutouchent, T., Milla, T.,** (2005). Étude technico-économique pour l'installation et le fonctionnement d'un centre conchylicole pilote dans la wilaya de Tipaza (Algérie). Master européen, université Montpellier II 7-8p.

Référence

13. **Brisou, J., Vargues, H., Cadeillan, J.,** (1962). La contamination bactérienne des moules de la baie d'Alger. Arch. Institut. Pasteur d'Alger. 210-219 P.
14. **Ceaq.,** (2000). Recherche et dénombrement des coliformes fécaux ; méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale, gouvernement du Québec, 24p.
15. **Cerbom.,** (1964). Pollution marine par les micro-organismes et les produits pétroliers. Symposium de Monaco
16. **China, B., Schaetzen, M., Daube, G.,** (2003). Les mollusques bivalves, des aliments dangereux ? Annales médecine vétérinaire. 413-422 p.
17. **Colwell, R.R.,** (1987): Journal d'application bactériologique. 63p.
18. **Crechet.,** (1997).L'huitre en Basse-Normandie, Collection Carnets D'ici. in Wikipedia Encyclopédie
19. **Della, L., Sahnoune, H.,** (2007). Contribution à l'étude hydrobiologique d'un site à potentialité aquacole : Lac de barrage du keddara (wilaya de Boumerdes). Mémoire d'ingénieure en aquaculture. ISMAL : 55p.
20. **Deltreil, J.P., Feuillet, M., Gras, P., Marin, J., Martett.,** 1974 : La conchyliculture française, 1^{er} 6 partie : Le milieu naturel et ses variations. Rev. Travaux. Institut. Pêches maritimes, 38 (3) .217-237p.
21. **FAO.,** (2006).la situation mondiale des pêches et de l'aquaculture département des pêches et de l'aquaculture de la FAO. 180p.
22. **Gaujous, D.,** (1995).La pollution des milieux aquatiques. Édition. Lavoisier Techniques et documentation .Paris .217p
23. **Giacomini, V., Bertino, S., Tibaldi, E.,** (1984). La nature : mers et cotes la faune des rivages Volume 3, Paris
24. **Gosiug, E.,** (2003).Bivalve Mollusc: Biology, Ecology and Culture. 433p.
25. **Gounni, S.,** (2004). Pollution microbiologique; analyse bactériologique des produits de la mer: moule, Mémoire DEUA, option pollution, ismal, 46p.

Référence

26. **Guillaud, J.F., Romana, A.,** (1996). La mer et les rejets urbains. 243p.
27. **Helm, M.M., BOURN, N., Lovateill, A.,** (2006).Écloserie de bivalves. Un manuel pratique. FAO Document technique sur les pêches. No. 471. Rome, FAO. 2006.184p
28. **Ivanoff, A.,** (1972). Introduction a l'océanographie (propriétés physiques et chimiques des eaux de mer) Ed Vuibert, Paris 208p.
29. **JOLY, B., REYNAUD, A.,** (2003).Entérobactéries : systématiques et méthodes d'analyses. Édition. Techniques et Documentation. Paris.356p.
30. **Leclerc, H., Gaillard, J.L., Simonet, M.,** (1995).Microbiologie générale : la bactérie et le monde bactérien. Édition. Doin. 535p.
31. Lubet, P., (1959). Recherche sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les mytilidés et les pectinidés (Moll.bival). Rev. Trav. Inst. Pêche Marit 23(4) ;389-548
32. **Marteil, L.,** (1976). La conchyliculture française ; biologie de l'huître et de la moule, 319p.
33. **Manuel de Bergey.,** (1984)*Systematic bacteriology* 9th edition,
34. **Messaoudi, A., Chablaoui, N.,** (2007). Contribution é l'étude qualitative phytoplantonique biologiques et physico-chimique au niveau d'un site a potentialité aquacole,
35. **Meziane, H., Sefasfa, F.,** (2008). Conception et mise en place de conec-teum pour naissains de bivalves au niveau de la station conchylicole d'Ain Tagourait (W. Tipaza). Mémoire DEUA (Option aquaculture). ISMAL : 43 p.
36. **Monfort, P., Piclet, G., Plusquellec, A.,** (2000). *Listeria innocua* and *Salmonella panama* in estuarine water and seawater: a comparative study. Wat. Res. Vol. 34, N°3, 983 - 989p.
37. **M.P.R.H.,** (2001). Guide de l'aquaculture, 27 p.
38. **OLIVIER, L.,** (2006). Histoire de l'huître en Bretagne, Skol Vreizh, Morlaix, ISBN 2_915623_ 21-X in Wikipedia Encyclopédie.

39. **ONS.**, (2005).Office National des Statistiques. L'Algérie en chiffre. Résultats 2003. 8 - 14p.
40. **Plusquellec, A., Prieur, D., Mével, G., Nicolas, J.L., Vigneulle, M.**, (1990). Interactions between bivalve molluscs and bacteria in the marine environment. *Oceanogr. Mar. Biol. Annu. Rev.* 28, 277 – 352 p.
41. **PNUE / OMS.**, 1977. Recommandation pour la surveillance sanitaire de la zone côtière à usage récréatif et des zones conchylicoles. Bureau régional de l'OMS pour l'Europe, Copenhague : 168p.
42. **Pommepuy, M., Dupray, E., Guillaud, J.F., Derrien, A., L'Yavanc, J. Cormier, M.**, (1991). Rejets urbains et contamination fécale. *Oceanologica acta. Proceedings of the international colloquium on the environment of épicontinental seas*, Lille 20-22 mars 1990 n°11, 321 – 327p.
43. **Poggi, R.**, (1991).shellfish depuration. In *microbiology of marine food products* (eds, ward, D.R, andhackney, C.R), Van nostrand Reinhold, N,Y. 395-428p.
44. **Quillien, J.**, (1980). L'inspection sanitaire des coquillages , thèse de doctorat E.N.V de Toulouse.
45. **Robert, R.**, (2005). Conception et gestion d'écloseries de mollusques bivalves. Ifremer, France. 21p.
46. **Rodier, J., Bazin, C., Chanson, P., Broutin, J.P., Champsaur, H., Rodi, L.**, (1996). Analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. DUNOD.8^{eme} édition, Paris. 1383p.
- 41 RODIER, X., BROUTIN, J.P., CHAMBON, P., CHAMPSAUR, H., RODI, L.**, (2005).L'analyse de l'eau. 8^{eme} Édition, Dunod, Paris. 1383p.
- 42 **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, ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE –ALGER. 42p.
- 43 **Tengueu, M.V.**, (1996). Étude de la contamination bactériologique de deux écosystèmes Au niveaux marocains : le Loukkos et l'Oum er rbia. Mémoire de 3eme cycle halieutique. Institut gronom (SINGLETON et SAINSBURY, 1984)

Référence

- 44 **Vivares, C.**, 1991 : Consommer les coquillages est-il dangereux ? .Contamination, surveillance et santé publique. La recherche 2 28 janvier 1991
Volume 22, 120-128p.
Volume 1, 565p.
Volume 13, 191p.
Volume. 2, 540p.

Sites internet :

1. **Lars-Ove-Loo.**, (2000). Aquascope .T jamo Marine Biological Laboratory. Stomstad. Suede.
2. **Ifremer.** (2006). <http://wwz.ifremer.fr/aquaculture/conchyliculturel>.

Annexes

Annexes I



Valise multi Paramètres

(Source : photo personnelle)



Filtres Wattman (GF/C de 0.45 µm).

(Source : photo personnelle)



Etuve

(Source : photo personnelle)



four à moufle

(Source : photo personnelle)



Système de filtration
(Source : photo personnelle)



Balance à précision de 0.0001g
(Source : photo personnelle)



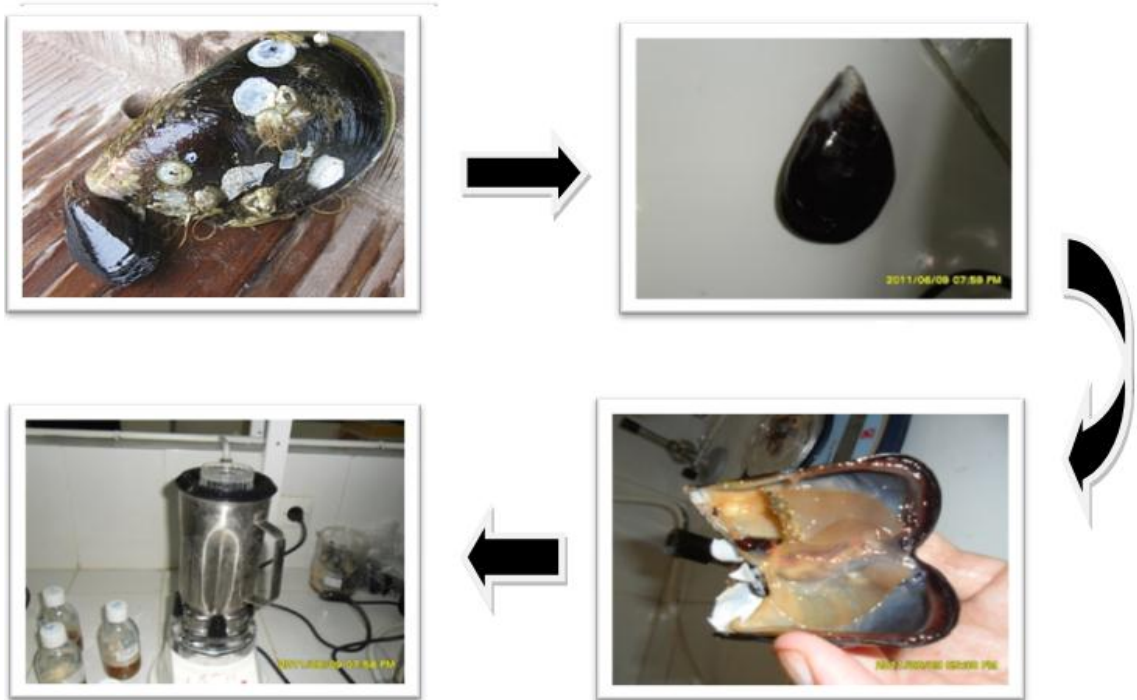
Les creusets.
(Source : photo personnelle)



Bain marin
(Source : photo personnelle)



bec benzène
(Source : photo personnelle)



Préparation des échantillons

(Source : photo personnelle)



Résultats des
Staphylococcus (Source :
photo personnelle)



Résultats des salmonelles
(Source : photo
personnelle)



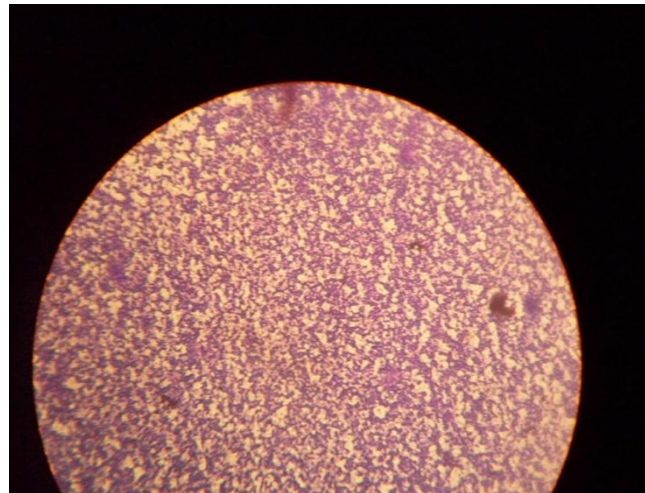
Résultats des Anaérobies
sulfite réducteurs
(Source : photo
personnelle)



Résultats des FMAT
(Source : photo
personnelle)



Résultats des coliformes
fécaux
(Source : photo
personnelle)



Aspect morphologique des
Staphylococcus par microscope
électronique G×40
(Source : photo personnelle)

Annexe II

Caractéristiques du site

Caractéristiques climatiques

La température maximale	27,2 °C observe au mois d'aout.
La température minimale.	5,7 °C au moi de janvier
La précipitation maximale	149 millimètre au mois de mai.
La précipitation minimale	< 1 millimètre au moi d'aout

(L'office national de la météo de Dar El Beida Alger 2004)

Caractéristiques hydrodynamiques :

a-Régime des vents

La vitesse du vent le plus fréquent est de 20 m/s. (Centre climatologiques Alger, 2004).

b-Courants d'eau

Caractérisés par :

Une largeur de l'ordre de 50 km, une profondeur maximum de l'ordre de 150 m, une vitesse maximale supérieure à 50 cm/s. (Benzohra *in* Boudouma et Chenennou, 2007).

Annexe III

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 Chapman

Formule

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

PH final : 7.5. Autoclaver à 121C° pendant 15 minutes

5. 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

6. 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 minutes

7. Gélose Hektoen

Formule:

Mélange de peptones.....	13,8
Extrait de levure.....	2,0
Lactose.....	12,0
Saccharose.....	12,0
Salicine.....	1,0
Chlorure de sodium.....	5,0
Tauroglycocholate de sodium.....	6,5
Thiosulfate de sodium (anhydre).....	1,25
Citrate d'ammonium ferrique.....	1,25
Bleu de bromothymol.....	0,065
Fuschine acide.....	0,1
Agar.....	14,0

PH final: 7,5. Autoclaver à 121C° pendant 15 minutes

8. Gélose pour dénombrement ou Plate Count Agar (P.C.A)

Formule:

Tryptone.....	5,0
Extrait de levure.....	2,5
Glucose.....	1,0
Agar A (RM 10).....	12,0

PH final: 7, 0. Autoclaver à 121C° pendant 15 minutes

9. Gélose Citrate de Sodium (ou Gélose Citrate de Simmons)

Formule:

Sulfate de magnésium.....	0,2
Citrate trisodique.....	2,5
Chlorure de sodium.....	5,0
Ammonium Dihydrogénophosphate.....	0,2
Phosphate d'ammonium monosodique.....	0,08

Bleu de bromothymol.....	0,08
Agar A (RM 10).....	15, 0

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

10. Gélose Mannitol-Mobilité

Formule:

Hydrolysats tryptique de caséine.....	10,0
Nitrite de potassium.....	1, 0
Mannitol.....	7,5
Rouge de phénol à 1%.....	0,04
Agar.....	3,5

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

11. Gélose T.S.I.

Formule:

Extrait de viande.....	4,0
Mélange de peptones.....	18,0
Lactose.....	10,0
Glucose.....	1,0
Thiosulfate de sodium.....	0,3
Rouge de phénol.....	0,025
Extrait de levure.....	3,0
Chlorure de sodium.....	5,0
Saccharose.....	10, 0
Citrate d'ammonium ferrique.....	0, 3
Agar A (RM 10).....	14, 0

PH final: 7, 4 . Autoclaver à 120C° pendant 20 minutes

12. Bouillon SFB

Formule

Peptone de viande.....	5,0
Lactose.....	4,0
Selinite de sodium.....	4,0
Phosphate de sodium.....	3,5
Phosphate monopotassique.....	6,5

PH finale : 7,0

13. Réactif de KOVACS

Paradiméthylamino-benzaldehyde.....	5,0
Alcool amylique.....	75,0
HCL pur.....	35,0
Eau permutée.....	1000m

Annexe IV

LES TESTS DE CONFIRMATION

➤ **Inoculation sur TSI :**

Les colonies suspectées sont repiquées sur le milieu TSI (Triple Sugar Iron.) par piqûre centrale du culot et des stries sur la pente, puis incubé pendant 24 heures à 37 °C.

Lecture de TSI :

- Le culot jaune (fermentation du lactose, du saccharose ou les deux).
- La pente rouge (absence de fermentation du lactose ou saccharose) les salmonelles n'attaquent aucun de ces sucres,
- Production du gaz.
- Production de H₂S.

Ce milieu permet de vérifier la pureté des colonies et de fournir la quantité nécessaire pour

➤ **Milieu citrate de sodium ou de Simmons**

C'est un milieu coulé en tube incliné. L'ensemencement se fait en surface. Les tubes sont incubés à 37°C pendant 1 à 7 jours. L'utilisation du citrate par la bactérie se traduit par l'apparition de la couleur bleue.

➤ **Milieu urée-indole**

Nous avons met la colonie bactérienne à étudier dans le bouillon urée-indole. L'incubation se fait à 37°C pendant quelques minutes à 24h. Si la souche bactérienne est uréase +, il y a apparition de la coloration rouge-violacée. Sinon la couleur du milieu reste inchangée.

À ce moment, on ajoute 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs pour la mise en évidence de l'indole. Si la bactérie produit de l'indole, il y a apparition en quelques minutes d'un anneau rouge à la surface de bouillon.

➤ **Milieu mannitol mobilité**

C'est un milieu coulé en tube. Après solidification, il est ensemencé par piqûre centrale. L'incubation se fait à 37°C et dure 24h. Le virage du milieu au jaune traduit une fermentation du mannitol, tandis que la mobilité est marquée par une diffusion des germes dans le milieu qui devient trouble.

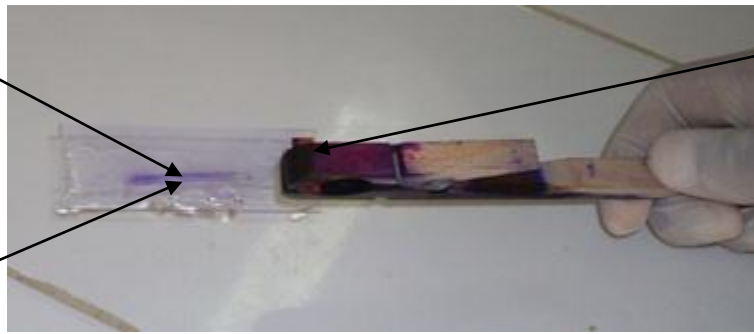
➤ **Protocole de la coloration de Gram**

C'est un test qui permet la distinction entre deux groupes bactériens, les Gram + et les Gram - :

Un frottis fixé à la chaleur et coloré pendant une minute avec une solution de violet de gentiane, le frottis coloré est rincé rapidement avec une solution de Lugol, et il y est maintenu pendant une minute. Le frottis est ensuite décoloré avec l'alcool à 95 % pendant quelques secondes jusqu'à élimination de l'excès du colorant puis rincé immédiatement avec l'eau du robinet. Le frottis est ensuite traité avec une solution de Fushine, rincé rapidement au robinet et séché. Après ce traitement, les cellules Gram négatives apparaissent roses et les cellules Gram positives apparaissent sous une couleur violette grâce au microscope électronique.

Goutte
d'eau

Colonie



Étiquette

Une lame préparée pour la coloration de Gram

(Source : photo personnelle)



Microscope électronique
(Source : photo personnelle)

➤ Test de la catalase

Principe :

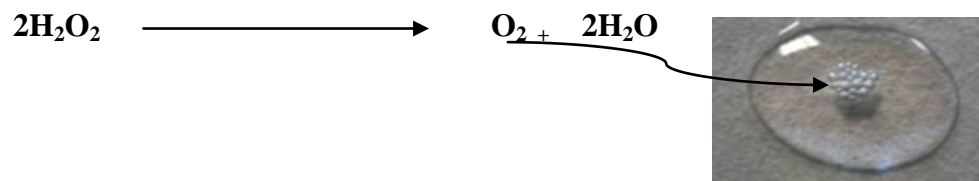
Le test de la catalase consiste essentiellement à ajouter l'eau oxygénée à des bactéries : la présence de catalase donne lieu à l'apparition de bulles d'oxygène.

Techniques

- Sur une lame propre et séchée, déposer une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes.
- À l'aide d'une pipette Pasteur, ajouter un fragment d'une colonie bactérienne isolée.
- Observer immédiatement

Résultats

- Apparition de bulles, dégagement gazeux de dioxygène : **catalase (+)**.
- Pas de bulles : **catalase (-)**.



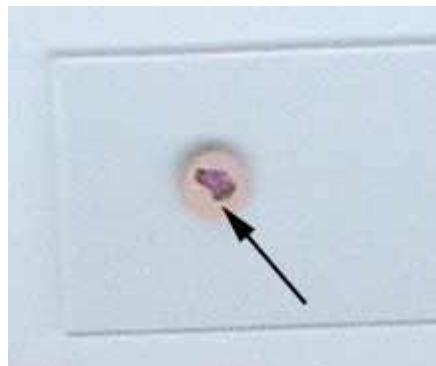
(Source : photo personnelle)

➤ Test d'oxydase :

On utilise un disque d'oxydase imprégné par l'eau distillée, il faut ensuite prélever une colonie bactérienne à l'aide de la pipette pasteur et le mettre sur le disque. (FigureN°27)

Apparition d'une tache rose : oxydase +

Pas Apparition d'une tache rose : oxydase-



FigureN°27 : disque d'oxydase
(Source : photo personnelle)