

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'enseignement Supérieure 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 en vue de l'obtention du diplôme
d'ingénieur d'état en sciences de la mer

OPTION : Aquaculture

Thème

Caractérisation physico-chimique et bactériologique des eaux de la
ferme d'élevage des poissons marins ONDPA Cap Djenet (wilaya
de Boumerdes).

Présenté par :

BOUHBILA *Ridha*
DELCI *Hocine*

Présenter le 19/06/2012 devant le jury :

Président : M^r KACHER..... (ENSSMAL).
Examinateur : M^r REFES. (ENSSMAL).
Examinatrice : M^{me} MESLEM. (ENSSMAL).
Promoteur : M^r LOURGUIOUI. (ENSSMAL).
Co-promoteur : M^{me} BOUBECHICHE. (ENSSMAL).

Année universitaire:

2011/2012

Remerciement

Au terme de ce modeste travail, nous tenons tout d'abord à remercier ALLAH « Alhamdohleh » le tout puissant, de nous avoir donné le courage, la patience et surtout la santé pour réaliser et mener au terme de notre travail.

Nous tenons également à remercier au deux chère parent qui se sont sacrifiés pour m'offrir un climat idéal du travail, qui ne sont jamais cessé de me témoigner leurs affections et de m'apporter leurs soutiens depuis toujours et leurs encourageantes conseils dans le souci de ma réussite.

Nous tenons à remercier notre promoteur M^r LOURGUIOUI d'avoir nous encadré et ces conseils pertinentes ainsi sa présence pour nous aider dans la réalisation de ce travail.

Nous tenons à remercier infiniment notre chère Co-promotrice M^m BOUBECHCHE qui nous a conseillé, orienté et le temps qui nous a consacré afin de réaliser ce travail ainsi que sa présence pour éventuelles soucis, au niveau de laboratoire ou dehors, que Allah la protège pour ces enfants.

Nous tenons aussi de remercier au membre de jury : Mr KACHER, Mr REFES, M^m MESLEM, qui ont bien voulu acceptés de nous examiner et d'évaluer ce travail.

Nous remercions Mr le directeur de la ferme ONDPA cap Djenet pour avoir nous accorder la liberté de travailler malgré la sensibilité de la ferme et nous remercions Mr Abdelghani l'ingénieur de la ferme pour tenir debout pour nous aider de bien travaillé

Nous tenons à remercier nos amis Moha, Omar, Ammar, Kwika, Lounes, Tarek, Layachi et Sahraoui Hamza, Khadija, Chrif, Fatima (bibliothèque) et toute la promo aquaculture et halieutique 2012 qui ont jamais cessé de nous encouragés.

Nous remercions Ahlem et Sara pour les inoubliables aides, le sacrifice pour nous aider à mieux faire. Et nous profonds remerciement à notre *équipe de laboratoire de microbiologie* sans exception et Mr Al Mekki et Mr Bouslimane pour ces conseils.

Enfin nous remercions toutes les personnes qui nous ont aidés de près ou de loin dans la réalisation de ce travail.

Zu' Allah, vous accorde son aide dans tous vos projets et activités.

Sommaire

Sommaire

Introduction	1
Chapitre I	
Généralité	2
1- Présentation de la daurade <i>Sparus aurata</i>	2
1-1- Biologie.....	2
1-2- Technologies aquacoles.....	2
1-3- Reproduction et élevage larvaire.....	3
1-3-1- <i>Stock de reproducteurs</i>	3
1-3-2- <i>Ponte et incubation</i>	3
1-3-3- <i>Elevage larvaire</i>	3
1-3-4- <i>Passage en nurserie</i>	3
1-3-5- <i>Prégrossissement</i>	3
1-3-6- <i>Grossissement</i>	3
1-3-7- <i>Hygiène et pathologie</i>	4
2- L'élevage de la daurade <i>Sparus aurata</i> dans le monde.....	4
3- Les principaux pays producteurs de <i>Sparus aurata</i>	5
4- Utilisation des eaux réchauffées en aquaculture.....	6
4-1- Les effets favorables.....	6
4-2- Les effets défavorables.....	6
4-3- Contraintes liées à l'utilisation des effluents thermiques.....	6
4-3-1- L'écart de la température.....	6
4-3-2- La chloration.....	6
4-3-3- Les gaz dissous.....	7
5- Le circuit ouvert.....	7
6- Description des paramètres physico-chimiques.....	7
6-1- La température.....	8
6-2- Le pH.....	8
6-3- Oxygène dissous.....	8
6-4- Matière en suspension (MES).....	9
6-4-1- <i>Traitement des MES</i>	9
6-5- L'ammoniaque.....	10
6-6- Nitrite.....	10

6-7- Nitrate.....	10
6-8- Phosphate.....	11
6-9- Chlorophylle.....	11
6-10- Silicium.....	11
7- Description des paramètres bactériologiques.....	11
7-1- Microbiologie du milieu et des produits aquatiques.....	11
7-1-1- Le milieu aquatique.....	11
7-1-2- Les produits aquatiques.....	12
7-1-3- L'altération microbienne.....	12
7-2- La flore totale.....	13
7-3- Les indicateurs de contamination fécale.....	13
7-3-1- Les coliformes totaux.....	13
7-3-2- les coliformes fécaux.....	14
7-3-3- Les entérocoques (ex-streptocoques fécaux).....	14
7-4- Les germes pathogènes.....	14
7-4-1- Staphylocoques.....	14
7-4-2- Les Salmonelles.....	15

Chapitre II: Matériels et méthodes

Matériels et méthodes	16
II- 1- Description de la ferme.....	16
II- 1-1 Localisation géographique de la ferme ONDPA Cap Djinet.....	16
II- 1-2 Présentation de la ferme	16
II- 1- 2-1 Justification de choix de site	16
II- 1- 2-2 L'objectif de la production.....	17
II-1-3Description de circuit de dans la ferme	17
II-1-3-1L'approvisionnement en eau	17
II-1-3-2 Lepompage	18
II-1-3-3La filtration mécanique de l'eau	18
II-1-3-4L'oxygénation	18
II-1-3-5Moyens d'oxygénation.....	19

II- 1- 3-6 Deux types des bassins	20
II- 1- 3-7 Bassin de décantation.....	20
II- 1- 3-8 Le Canal de rejet.....	21
II- 1- 3-9 D'autre compartiment	21
II- 2-1 Le prélèvement :.....	22
II- 2-2 Différents points de prélèvements	22
II- 2- 3 Flaconnage	22
II- 2- 3-1 Méthodes de prélèvement des échantillons.....	23
II- 2- 3-2 Conservation	23
II-3 Méthodes d'analyse	24
II-3-1 Analyse physicochimique	24
II-3-1-1 La température	24
II-3-1-2 Le potentiel hydrogène	24
II-3-1-3 Oxygène dissout	24
II-3-1-4 La salinité	24
II-3-2 Dosage de sels nutritifs	25
II-3-2-1 Principe de dosage de sels nutritifs	25
II-3-2-2 Analyse automatique des sels nutritifs	25
II-3-2-2-1 dosage de l'ammonium.....	25
II-3-2-2-2- Le dosage des nitrites	26
II-3-2-2-3- Dosage des nitrates	26
II-3-2-2-4 Dosage des orthophosphate.....	26
II-3-2-2-5 Dosage de silicium dissous.....	26
II-3-2-3 Préparation des solutions d'étalonnage	27
II-3-3 La matière en suspension (MES):.....	27
II-3-4 Dosage de la chlorophylle α	27
11 -4- Analyse bactériologique.....	28
11 -4 -1- Dénombrement de la flore totale.....	29

11 -4 -2- Dénombrement des coliformes.....	31
11 -4 -3- Dénombrement des <i>Entérocoques</i> (ex-streptocoques fécaux).....	34
11 -4 -4- Dénombrement des staphylocoques.....	36
11 -4 -5- Recherche des Salmonelles.....	38
II-5- Caractérisation de bactéries recherchées.....	40
II-5-1- La coloration de Gram.....	40
II-5-2-Test catalase.....	40
II-5-3- Test oxydase	41
II-5-4- Confirmation par galeries.....	41
Chapitre III : résultats et discussions	
Résultats et discussions.....	43
III-1 Paramètre physico-chimique.....	43
III-1-1La température.....	43
III-1-2 Potentiel d'Hydrogène.....	44
III-1-3 Oxygène dissous.....	46
III-1-4 la salinité.....	47
III-1-5 La matière en suspension.....	48
III-1-6 Les sels nutritifs (SN).....	50
III-1-6-1 L'azote ammoniacal (NH ₄ , NH ₃).....	50
III-1-6-2 Nitrite (NO ₂ ⁻)	52
III-1-6-3 Les nitrates (NO ₃ ⁻).....	53
III-1-6-4 Les orthophosphates	54
III-1-6-5 la silice.....	56
III-1-6-6 la chlorophylle α.....	57
III-2 Analyses bactériologiques	61
III-2-1 la flore totale.....	61
III-2-2 les coliformes totaux.....	62
III-2-3 les coliformes fécaux.....	63

III-2-4 <i>E. coli</i>	64
III-2-5 les Entérocoques.....	65
III-2-6 les <i>salmonelles</i>	66
III-3- Caractérisation des bactéries recherchées.....	66
III-3-1-Les staphylocoques	66
III-3-2- Les coliformes	67
III-3-3-Les streptocoques	68
Conclusion	69
Bibliographie	70

Liste des abréviations

LISTE DES ABREVIATIONS (Par ordre alphabétique)

°C : Degré Celsius

CF : Coliformes fécaux

CT : Coliformes totaux

EPI : Eau peptonée exempte d'indole

E. coli : Escherichia coli

F.A.O Food and Agriculture Organization of the United Nations

FMAT : flore mésophile aérobie totale

G : Gramme

H : Heure

IC : indice de conversion

L : Litre

Log₁₀ : Logarithme népérien à base dix m Mètre

MES : Matières en suspension

ml : Millilitre

nm ; Nanomètre

NPP : nombre le plus probable

OD : Oxygène dissous

OMS : organisation mondiale de la santé

PEHD : polyéthylène haute densité

pH : Potentiel hydrogen

S1: Station 1

S2: Station 2

S3: Station 3

S4 : Station 4

S5 : Station 5

SF : Streptocoques fécaux

UFC : Unité formant colonie

VBL : Bouillon lactosé au vert brillant

µm : Micromètre

Liste des figures

Liste des figures

Figure n°1 : photo de la daurade grise dans le milieu nature.....	2
Figure n°2 : Production globale d'aquaculture de <i>Sparus aurata</i>	5
Figure n°3 : Principaux pays producteurs de <i>Sparus aurata</i>	5
Figure n°4 : filtration sur grille rotative inclinée.....	10
Figure n°5 : la localisation géographique de la ferme de Cap Djinet.....	16
Figure n°6 : puits de récolte où se s'immergent les pompes.....	17
Figure n°7 : le pompage de l'eau vers le filtre mécanique.....	18
Figure n°8 : dispositif de la filtration mécanique.....	18
Figure n°9 : machine de production de l'oxygène.....	19
Figure n°10 : moyens de réglage de l'O ₂ dans l'eau.....	19
Figure n°11 : bassins de grossissement.....	20
Figure n°12 : bassin de décantation.....	21
Figure n°13 : canal de rejet vers la mer.....	21
Figure n°14 : positionnement des stations	22
Figure n°15 : ouverture et remplissage des flacons dans l'eau.....	23
Figure n°16 : l'oxymètre de mesure de terrain.....	24
Figure n°17 : Technique de dénombrement de la flore totale dans l'eau de mer.....	30
Figure n°18 : Technique de dénombrement des Streptocoques dans l'eau « Test présmtif ».....	32
Figure n°19 : Technique de dénombrement des Streptocoques dans l'eau de mer « Test confirmatif ».....	33
Figure n°20 : Technique de dénombrement des Entérocoques dans l'eau de mer.....	35
Figure n°21 : Technique de dénombrement des staphylocoques dans l'eau de mer.....	37

Figure n°22 : Technique de dénombrement des Salmonelles dans l'eau de mer.....	39
Figure n°23 : identification par galeries API20E.....	42
Figure n°24 : Variation mensuelle (avril, mai et juin 2012) de la température au niveau des différentes stations	43
Figure n°25 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur de pH au niveau de différentes stations.....	45
Figure n°26 : Variation mensuelle (avril, mai et juin 2012) de l'oxygène dissous au niveau des différentes stations.....	46
Figure n°27 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) des teneurs de la salinité au niveau de différentes stations.....	48
Figure n°28 : Variation mensuelle (avril, mai et juin 2012) de la MES a niveau des différentes stations.....	49
Figure n°29 : variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en ammonium de l'eau dans les différentes stations.....	51
Figure n°30 : variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en nitrites dans l'eau de différentes stations.....	53
Figure n°31 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en nitrates au niveau de différentes stations.....	54
Figure n°32 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en phosphore au niveau de différentes stations.....	55
Figure n°33 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en silice au niveau de différentes stations.....	57
Figure n°34 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en chlorophylle α au niveau de différentes stations.....	58

Figure n°35 : Comparaison mensuelle de la teneur en SN de l'eau d'entrée (S1) et de sortie (S6).....	60
Figure n°36 : variation mensuelle (mai et juin 2012) de la flore totale de l'eau dans les différentes stations.....	61
Figure n°37 : variation mensuelle (mai et juin 2012) des coliformes totaux de l'eau dans les différentes stations.....	62
Figure n°38 : variation mensuelle (mai et juin 2012) des coliformes fécaux de l'eau dans les différentes stations.....	63
Figure n°39 : variation mensuelle (mai et juin 2012) d'E. <i>Coli</i> de l'eau dans les différentes stations.....	64
Figure n°40 : variation mensuelle (mai et juin 2012) des <i>Entérocoques</i> de l'eau dans les différentes stations.....	65
Figure n°41 : Colonies caractéristiques des Salmonelles.....	66
Figure n°42 : Photo Gram+ des Staphylocoques.....	67
Figure n°43 : Photo Gram – des coliformes.....	68
Figure n°44 : La galerie d'identification de l'espèce étudiée.....	68
Figure n°45 : Photo Gram + des entérocoques.....	68
Figure n°46 : Esculinase +.....	68

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau n°1 : jours des sorties et conditions météorologiques.....	22
Tableau n°2 : valeurs mensuelles de la température (°C) de l'eau de surface dans les différentes stations.....	43
Tableau n°3 : valeurs mensuelles du pH de l'eau de surface au niveau des différentes stations.....	44
Tableau n°4 : valeurs mensuelles en oxygène dissous (mg/l) de l'eau dans les différentes stations.....	46
Tableau n°5 : valeurs mensuelles de la salinité (PSU) de l'eau de surface de différentes stations.....	47
Tableau n°6 : Valeurs mensuelles (avril, mai et juin 2012) des MES (mg/l) de l'eau de différentes stations.....	49
Tableau n°7 : Teneurs mensuelles en ammonium ($\mu\text{mole/l}$) de l'eau dans les différentes stations.....	50
Tableau n°8 : les valeurs mensuelles en nitrites ($\mu\text{mole/l}$) de l'eau dans les différentes stations.....	52
Tableau n°9 : teneurs mensuelles en nitrates ($\mu\text{mole/l}$) de dans l'eau dans les différentes stations.....	53
Tableau n°10 : teneurs mensuelles en orthophosphates ($\mu\text{mole/l}$) de dans l'eau dans les différentes stations.....	55
Tableau n°11 : teneurs mensuelles en silice ($\mu\text{mole/l}$) de dans l'eau dans les différentes stations.....	56
Tableau n°12 : variation mensuelles de la chlorophylle α (mg/m^3) dans les différentes stations.....	58
Tableau n°13 : les résultats de la flore totale exprimés en UFC/100ml retrouvée au niveau de différentes stations.....	61
Tableau n°14 : les résultats des Coliformes totaux exprimés en NPP/100ml retrouvée au niveau de différentes stations.....	62
Tableau n°15 : les résultats des coliformes fécaux exprimés en NPP/100ml retrouvée au niveau de différentes stations.....	63

Tableau n° 16 : les résultats des <i>E. coli</i> exprimés en NPP/100ml retrouvée au niveau de différentes stations.....	64
Tableau n°17: les résultats des <i>Entérocoques (streptocoques fécaux)</i> exprimés en NPP/100ml retrouvée au niveau de différentes stations.....	65
Tableau n°18 : Profil morphologique et biochimique des Staphylocoques.....	67
Tableau n°19 : Profil morphologique et biochimique des coliformes.....	67

Introduction

Introduction

Depuis des millénaires l'homme cultive la terre, mais il a fallu attendre la seconde moitié du siècle dernier pour que l'aquaculture connaisse un essor sans précédent. Les progrès de la science et de la technologie, la pression de plus en plus forte exercée sur les ressources marines et une demande alimentaire croissante ont constitué le fondement de ce succès.

Aujourd'hui, en Algérie, l'aquaculture est encore jeune ou dans le stade de démarrage malgré les traits et les stratégies lancées depuis des années pour promouvoir le secteur aquacole.

Au contraire à l'élevage continental, les fermes marines inscrits dans le paysage du littoral resteront loin des objectifs mis en place, et malgré un linéaire côtier de plus de 1200 km, notre pays ne possède que quelques fermes activant dans ce domaine donc l'essor d'une importante production aquacole marine n'a pas encore vu le jour.

La ferme ONDPA Cap Djinet de l'élevage de loup et de la daurade est l'une des installations pionnières qui a pour but d'élever des espèces marines. La qualité du produit de l'élevage est largement dépendante de la qualité de l'eau qui constitue le milieu de vie.

Nous essayons dans ce modeste travail de voir les caractéristiques physico-chimiques et bactériologiques de l'eau de l'élevage de cette ferme afin de préciser d'une part la qualité du produit et par conséquent préserver la fortune d'élevage voire la santé du consommateur et d'une deuxième part de déterminer les différentes variations pouvant subir l'eau d'élevage à partir du point d'approvisionnement en mer jusqu'au point de retour en mer.

Le travail est réparti sur trois chapitres, le premier est consacré aux informations générales sur les caractères l'élevage en eau réchauffée, un deuxième chapitre donne une description du site d'élevage, les principes et les techniques utilisées pour les mesures des différents paramètres physico-chimiques et bactériologiques de l'eau de l'élevage et enfin un troisième chapitre dans lequel est mis les résultats et calculs avec explication selon notre niveau de ce qui a été obtenu.

Généralités

Chapitre I : Généralités**1- Présentation de la daurade *Sparus aurata*****1-1- Biologie**

La daurade *Sparus aurata*, appelée également daurade grise ou daurade royale, est eurytherme et euryhaline avec un optimum de croissance pour une température de 25 à 26 ° C et pour une salinité de 35 PSU. C'est espèce benthique et prédatrice. Elle est présente naturellement en Méditerranée.

Il s'agit d'une espèce hermaphrodite protandre : un individu sera d'abord mâle (maturité atteinte à 2 ans) puis femelle (maturité atteinte vers 3-4 ans). La ponte aura lieu en novembre (photopériode décroissante) à une température proche de 15 ° C.

La ponte est estimée entre 1 et 3 millions d'œufs/kg de poids vif. Ce sont de petits œufs flottants et donc aisément récoltables. On peut s'assurer de ne pas récolter les œufs non viables en pratiquant une légère (1/2 heure à 1 heure) décantation : les œufs viables flottent ; les autres tombe au fond.



Figure n° 1 : Photo de la daurade grise dans le milieu nature

(Source www.aquaportail.com)

1-2- Technologies aquacoles

La production est réalisée en bassin jusqu'au prégrossissement (jusqu'à 1 g en théorie, jusqu' à 5 g en réalité pour éviter de mettre en grossissement en cage des poissons trop petits qui exigent des mailles de filets très petites). Il existe 3 modes de grossissements : en bassin (renouvellement de l'eau de 50 à 100% /heure), en cage en mer ou en lagune (extensif assez peu pratiqué car demande un type de site bien particulier) (Chinsi et Benetau, 1998).

1-3- Reproduction et élevage larvaire

1-3-1- Stock de reproducteurs

D'origine sauvage ou issue de l'élevage, les reproducteurs sont placés dans des bassins à une charge de 2,5 à 4,5 kg/m³. Ils sont alimentés avec des granulés et des aliments naturels. L'hermaphroditisme de la daurade impose un taux de renouvellement régulier de la classe d'âge la plus élevée du cheptel, soit 20 à 25% de celui-ci.

1-3-2- Ponte et incubation

Possibilité de pontes toutes l'année par décalage des thermo et/ou photopériodes. Les œufs viables sont récoltés en surface avec un panier filtrant (maille 600 µm) puis placés en incubateur (50 l max, 5000 œufs/l renouvellement d'eau < 10% et aération à faible débit), température optimale 16 ° C. L'éclosion à lieu 2 à 3 jours après avec taux d'éclosion > 80% (taux de male formations < 10%).

1-3-3- Elevage larvaire

Il dure 40 jours et le taux de survie moyen à l'issue de cette phase est de 25%, avec une densité de 100 larves/l, température de l'eau 16-18° C et 20° C pour l'élevage, et un renouvellement d'eau 20%/h par le fond.

1-3-4- Passage en nurserie

Il dure 40 jours avec un taux de survie moyen de 90% en conditions suivantes :

Densité de 10 larves/l, taux d'oxygène 7 mg/l, température de l'eau 20-22° C et un renouvellement d'eau allant de 30 à 100% par la surface.

1-3-5-Prégrossissement

Les poissons sont amenés sur le site définitif ou ils sont triés en lot homogène afin d'éviter le phénomène de cannibalisme et de dominance puis dans des raceways pendant un mois, ils passent de 1 à 5g de poids moyen avec une charge de 20 à 25 kg/m³.

1-3-6- Grossissement

En cage ou en bassins (renouvellement de 50 à 100% pour les bassins), une densité de 15 à 40 kg/m³, avec un apport d'oxygène (la survie dépasse 80%).

En grossissement, l'indice de conversion est de 2 à 2,5. Les granulés ont une taille évoluant de 2 à 5 mm et la composition suivante :

- Matière protéique brute : 45%.

- Matière lipidique brute : 15%.
- Cellulose brute : 2%.
- Humidité 10%.

1-3-7- Hygiène et pathologie

La maladie la plus redoutée est la **Vibriose** (*Vibrio anguillarum*) sur les œufs et les adultes chez qui elle se manifeste par une septicémie hémorragique et nécrosante (SHN). On peut traiter par des sulfamides et des quinolones, des vaccins par immersion et injection existent.

La **Pasteurellose** (*Pasteurella piscicida*), hémorragie et formes tuberculoïdes généralisées. On peut traiter par des antibiotiques avec risque élevé de développement de résistance – actuellement, le florphénicol est plus efficace.

La **Furonculose** (*Aeromonas salmonicida*) elle induit la SHN et on peut la traiter avec l'amoxicilline, aux sulfamides, aux quinolones ou florphénicol, des vaccins par immersion et injection existent.

La **Myxobactériose** (*Flexibacter maritimus*) infection cutanéobranchiales délabrantes, les meilleurs traitements sont des bains de chloramines ou d'ammonium (Chinsi et Benetau, 1998).

2- L'élevage de la daurade *Sparus aurata* dans le monde

Traditionnellement, les daurades royales étaient cultivées extensivement dans les lagunes côtières et les étangs salés, jusqu'à ce que les systèmes d'élevage intensif aient été développés en 1980, conçus comme des trappes naturelles de poissons, profitant de la migration trophique naturelle des juvéniles de la mer vers les lagunes côtières.

La production en écloserie et l'élevage de ce poisson est l'une des histoires réussies de l'aquaculture. Cette espèce a démontré très rapidement une grande adaptabilité aux conditions d'élevage intensif, aussi bien en étangs qu'en cages, et sa production annuelle a atteint environ 87 000 tonnes en 2000 (FAO, 2006).

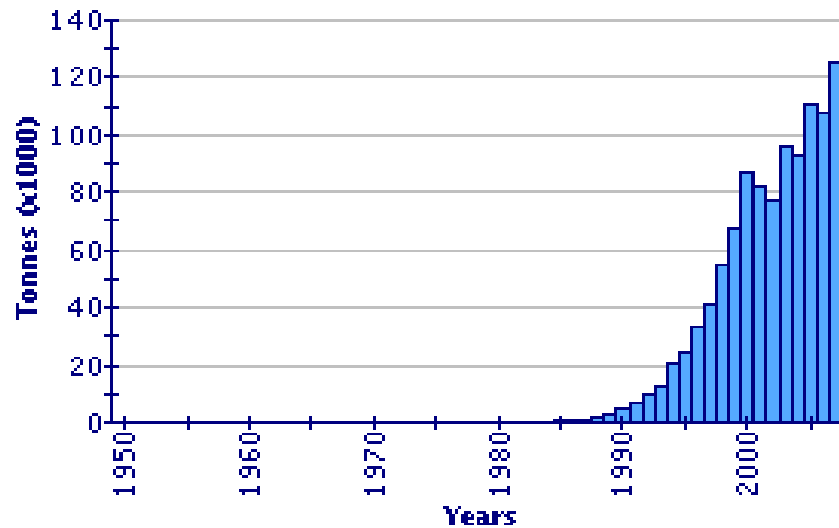


Figure n° 2 : Production globale d'élevage de *Sparus aurata*.

3- Les principaux pays producteurs de *Sparus aurata*

Sparus aurata est une espèce commune de la Méditerranée, présente le long des côtes de l'Est de l'Atlantique en allant de la Grande Bretagne jusqu'au Sénégal. La figure n° 2 présente les pays méditerranéens producteurs de la daurade *Sparus aurata*.



Figure n° 3 : Principaux pays producteurs de *Sparus aurata*
(Statistiques des pêches FAO, 2006)

4- Utilisation des eaux réchauffées en aquaculture

L'idée d'utiliser les rejets d'eaux tièdes en provenance des centrales thermiques n'est pas récente. Pour les processus biologiques, l'influence bénéfique d'une élévation de température est bien connue à condition toutefois de ne pas dépasser certaines températures limites.

4-1- Les effets favorables

- Augmentation globale des métabolismes et des activités enzymatiques contribue à:
- Diminuer de la durée de maturation;
- Extension de la période de ponte;
- Accélération de la croissance à tous les stades;
- Diminution des indices de consommation.

4-2- Les effets défavorables

- Diminution de la solubilité de l'oxygène dans l'eau;
- Augmentation de la toxicité de certains rejets (exemple de l'ammoniac en milieu basique);
- Accélération de développement de certains germes pathogènes (exemple des bactéries);
- Augmentation de la consommation d'oxygène (due à augmentation du métabolisme) (Merle, 1991).

4-3- Contraintes liées à l'utilisation des effluents thermiques

4-3-1- L'écart de la température

L'eau tiède est rejetée dans le milieu naturel avec une élévation de température à peu près constante de 10 à 15 °C selon la puissance produite par l'unité. Il est donc nécessaire de disposer sur le site retenu pour l'aquaculture, d'une possibilité de prélever de l'eau froide directement dans la mer soit pour pratiquer un mélange avec les eaux réchauffées, soit pour remplacer celle-ci en période estivale, ceci permet de régler en permanence la température d'élevage au niveau optimale de croissance de l'espèce retenue (Merle, 1991).

4-3-2- La chloration

La lutte contre le développement des bio-salissures marines qui freinent l'écoulement et réduisent les échanges thermiques est généralement obtenue par injection de chlore. Celle-ci présente une toxicité plus ou moins marquée vis à vis de la vie aquatique (Arnaud, 1987). D'après Merle (1991), il est préférable d'installer un dispositif d'analyse en injectant un neutralisant afin de minimiser la quantité toxique de chlore résiduel.

4-3-3- Les gaz dissous

La production d'électricité présente l'inconvénient de provoquer un dégagement poussé des gaz dissous, ce qui rend la vie aquatique impossible sans ré-oxygénation préalable (Arnaud, 1987).

La sursaturation en gaz dissous, surtout en azote, doit être évitée. En aquaculture au-dessus d'un seuil de 105% de pression (pression en gaz totaux exprimée en pourcentage de la pression barométrique), les poissons présentent les signes cliniques de la maladie de la bulle qui peut entraîner de fortes mortalités. Il sera donc nécessaire de prévoir un traitement des eaux tièdes en entrée de pisciculture pour contrôler le taux de sursaturation à l'aide de matériels tel que dégazeurs, aérateurs ou colonne de dégazage (Merle, 1991).

5- Le circuit ouvert

Le débit en m³/h entrant dans l'enceinte d'élevage -cages, bassins, raceways- est égale au débit rejeté dans le milieu récepteur. L'eau effectue un seul passage au travers de l'enceinte d'élevage.

Les contraintes du circuit ouvert sont les suivants:

- Fort renouvellement d'eau;
- Installation et coût de pompage parfois importants;
- Organisation et traitement des rejets souvent difficiles à mettre en œuvre;
- Impact sur le milieu récepteur;
- Effluents d'élevage contrôlés et taxés;

L'élevage dépend des fluctuations de température, de débits, de concentration en oxygène dissous dans l'eau et des développements d'algues ou de parasites (Ferra, 2008).

6- Description des paramètres physico-chimiques

Les caractéristiques des eaux marines sont établies à partir de paramètres qui décrivent le milieu inerte selon ses composantes :

A- Physiques : température, transparence, matière en suspension couleur, densité ;

B- Chimique : salinité, composition ionique, gaz dissous, sels et molécules particulières, matière organiques dissoutes et particulières.

Les paramètres physiques et chimiques n'évoluent pas de manière totalement indépendante et sont soumis à des lois d'équilibres et des phénomènes d'oxydoréductions plus ou moins complexes.

6-1- La température

La température de l'eau d'élevage influe directement sur :

- Le taux de nourrissage (quantité d'aliment distribué), donc sur le volume des rejets ;
- Le taux d'oxygène dissous disponible pour le poisson.

L'indice de consommation (IC) dépend de la température de l'eau. D'une manière générale l'IC est d'autant meilleur que la température est élevée, jusqu'à une certaine limite. Aux températures extrêmes, l'IC est maximum, avec pour conséquence un risque accru de pollution.

Il est important de remarquer que l'influence négative de forte température peut être minimisée par l'utilisation des moyens d'oxygénation artificielle (Petit, 1999). La température affecte également d'autres propriétés physiques, comme la densité ou la viscosité, ainsi que des équilibres physiques ou chimiques, en particulier ceux de l'ammoniac et de l'oxygène (Ferra, 2008).

6-2- Le pH

Il intervient directement sur la qualité du milieu d'élevage. Un pH acide (< 6) peut entraîner des lésions branchiales et altérer des échanges gazeux. Dans ces conditions de milieu la croissance diminue (Nelson, 1982 *in* Petit 1999).

Une augmentation du pH accroît la quantité d'ammoniaque sous forme non ionisée (NH_3). Dans la pratique, les pH et les quantités d'ammoniaque total rencontrés sur les piscicultures ne permettent pas d'atteindre les concentrations d'ammoniaque non ionisée néfastes pour le poisson (Petit, 1999).

6-3- Oxygène dissous

La quantité d'oxygène disponible dans l'eau est nécessaire à la vie aquatique et à l'oxydation de la matière organique. Pour les organismes aquatiques, les besoins en oxygène dépendent de nombreux facteurs comme la taille et le sexe.

Arrignon, (2002) estime en général que les teneurs doivent être supérieures à 5,5-6 mg/l. En anoxie, le poisson est plus vulnérable aux maladies et des mortalités apparaissent au dessous de 3 mg/l.

La sursaturation provoque le phénomène d'embolie gazeuse.

La quantité d'oxygène naturellement disponible pour l'élevage dépend de la température de l'eau et le débit.

La quantité d'oxygène disponible influe directement sur la valorisation de l'aliment. Une eau d'élevage insuffisamment oxygénée altère l'indice de consommation et pourra être responsable d'une augmentation des rejets.

6-4- Matière en suspension (MES)

Matière sous forme, généralement, de particules de taille microscopique, en suspension dans l'eau. Matières non dissoutes relarguées par les effluents d'aquaculture et contenant principalement les fèces (Arrignon, 2002).

Les MES issues de piscicultures sont presque exclusivement composées, en nombre, de particules d'un diamètre inférieur à 20 μm (Chen et *al.*, 1993, Cripps, 1995 in Petit, 1999). Les MES peuvent gêner la respiration des poissons (De Villers et *al.*, 2005).

6-4-1- Traitement des MES

- Décantation

Les premiers procédés d'élimination des MES ont été mis en place vers 1985 (Petit, 1999) dans les piscicultures, ils étaient fondés sur le principe de décantation, qui repose sur la diminution de la vitesse de l'eau, permettant aux particules plus denses que l'eau de tomber sur le fond, mais l'efficacité de ces ouvrages est restée faible, elle dépend de débit à traiter et de dimension des bassins décanteurs (Petit, 1999).

- Filtration

Repose sur le principe d'une filtration mécanique, la surface de filtration détermine le débit max traité (Petit, 1999).

Dans la ferme de cap Djenet le filtre utilisé est de type radial, présente sous la forme de tamis rotatifs inclinés, ce filtre est conçu comme un tapis roulant placé en point d'entrée des apports d'eau de la ferme.

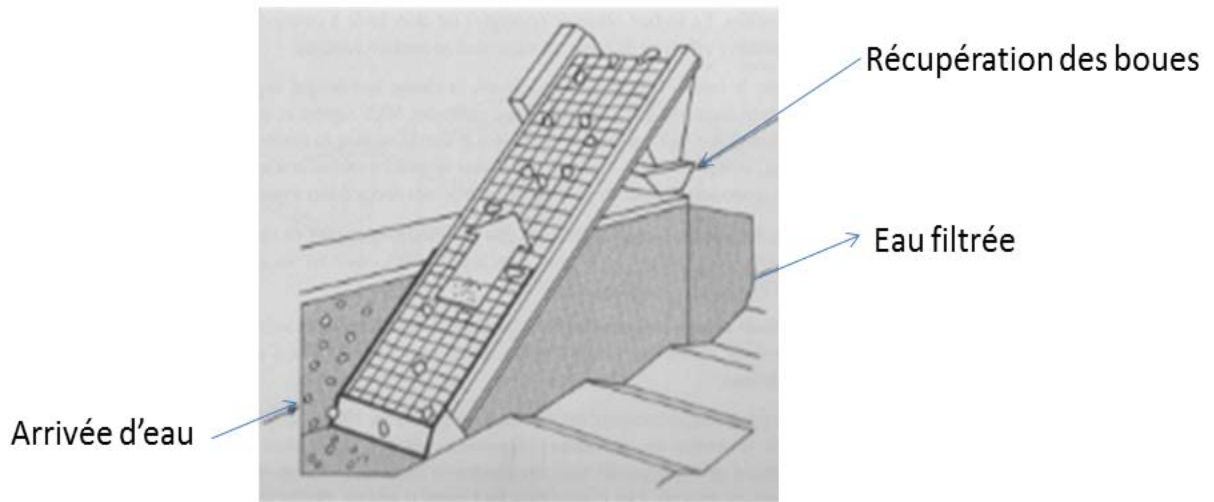


Figure n° 4 : Filtration sur grille rotative inclinée (Petit, 1999).

6-5- L'ammoniaque

L'ammoniaque dissous se présente sous une forme ionisée (NH_4^+) et non ionisée (NH_3) toxique pour le poisson. L'équilibre entre les deux formes dépend de la température et surtout du pH.

Des teneurs élevées en ammoniaque non ionisé provoquent des réactions physiologiques du poisson. Elles témoignent d'un stress, état qui se répercute directement sur sa capacité d'utilisation de l'aliment et donc sur l'indice de consommation (Swiff, 1981 et Carmichael *et al*, 1984 *in* Petit, 1999).

6-6- Nitrite

La forme la plus toxique de l'azote, responsable d'une altération de l'hémoglobines ou méthémo-globinémie (Symptôme d'asphyxie) (Marie, 1983 *in* Ferra 2008).

Dans le processus d'oxydation, les nitrites se situent entre l'ammoniaque (forme non oxydé) et nitrate (forme finale de l'oxydation), produit par nitrification des bactéries *Nitrosomonas* (Arrignon, 2002).

6-7- Nitrate

C'est la forme la plus oxygénée de l'azote produit par l'effet de bactérie nitrifiante (*Nitrobacter sp*). Selon Barnabé (1989), les nitrates ne présentent pas de seuil toxique pour les poissons. Ferra (2008), précise que pour la daurade, le taux de concentration critique de nitrates se situe entre 0,2 à 0,3mg/l.

6-8- Phosphate

Phosphate inorganique (PO_4^{3-}) : connu aussi sous le nom d'orthophosphate, source principale de phosphate dans les algues ; employé avec l'azote, favorise le développement du plancton végétal, à raison de 0,2 à 0,5 ppm PO_4^{3-} /litre et un rapport PO_4^{3-} /N compris entre 1/4 et 1/10.

Les orthophosphates des milieux aquatiques sont issus des sources géologiques ainsi que des sources exogènes (décharges d'effluent, y compris les effluents aquacoles).

Le taux des orthophosphates est couramment employé comme indicateur de la productivité des milieux aquatiques.

La concentration en orthophosphates, peut être considérable dans les effluents des élevages (Bruslé et Quignard, 2004).

6-9- Chlorophylle

Le contenu en chlorophylle constitue une mesure sensible de la quantité d'organismes photosynthétiques et, en ce sens, du degré d'eutrophisation de l'eau (De Villers *et al.*, 2005).

6-10- Silicium

Il est présent dans l'eau de mer sous forme de silice (SiO_4^{4-}), utilisé par le phytoplancton pour constituer les enveloppes siliceuses (frustules) des diatomées qui représentent de 15 à 20 % de leur poids sec, ainsi que le squelette des silicoflagellés. La silice est introduite par les apports telluriques des fleuves, de ce fait les eaux côtières sont très riches en cet élément que les eaux de large (Barnabé, 1989).

7- Description des paramètres bactériologiques

7-1- Microbiologie du milieu et des produits aquatiques

7-1-1- Le milieu aquatique

La microbiologie du milieu aquatique va conditionner de façon importante celle des poissons, mollusques et crustacés. L'eau de ce milieu peut être polluée par les rejets humains et animaux et contenir donc des germes pathogènes (*Salmonella*, *Shigella*, *vibrio*, etc). L'eau de mer contient une flore voisine de celle des eaux douces mais cette flore est adaptée aux conditions de salinité (Quimper et Abgrall, 1983).

La flore de l'eau de mer varie en fonction de nombreux facteurs : proximité ou éloignement des côtes, surface ou profondeur, température, courants, etc. elle contient des germes appartenant à la flore Gram- saprophyte (*Pseudomonas*, *Achromobacter*, *Flavobacterium*, *Vibrio*, *Halobacterium*, *Photobacterium*, etc.) et au genres *Micrococcus*, *Sarcina*, *Corynebacterium*, etc. dans les zones littorales, la charge en microcoques peut être très abondantes et on rencontre des Entérobactéries (coliformes, *Proteus*, parfois *Salmonella*) (Quimper et Abgrall, 1983).

7-1-2- Les produits aquatiques

La chair des poissons est riche en eau, en histidine, en azote non protéique, en phosphore et en vitamines, elle contient peu de glucides. La flore de ces produits est fortement influencée par celle de milieu aquatique (Guiraud, 1998).

A la sortie de l'eau, la chair des poissons et des fruits de mer est normalement stérile, saufs s'ils sont malades.les régions contaminées sont les branchies, le mucus qui recouvre la peau et le tube digestif.

La flore de la surface des poissons d'eau de mer est plus ou moins psychrophile selon la température habituelle de l'eau. Elle est voisine à celle du milieu environnant.

La flore intestinale est constituée dans tous les cas de bactéries appartenant au genre *Flaviobacterium*, *Escherichia*, *Clostridium*, *Vibrio*, etc.

Les poissons possèdent par fois une flore pathogène propre, de bactéries (*Vibrio parahaemolyticus*, *Mycobacterium balnei*, *Nocardia asteriodes* etc) et helminthes. Les maladies provoquées par ces germes sur les poissons sont importantes du point de vue économique ; elles le sont moins au point de vue sanitaire en ce qui concerne les consommateurs. (Guiraud, 1998).

7-1-3- L'altération microbienne

L'altération des produits aquatiques est due aux enzymes tissulaires et aux microorganismes, ces derniers jouent un rôle très important.

De nombreux facteurs conditionnent les modalités de l'altération microbienne :

- Variété de poisson, pH de la chair, richesse en graisses ;
- Habitat du poisson, type étendu de la contamination bactérienne ;
- Conditions de pêche et de stockage.

Les dégradations microbiennes proviennent de la flore de surface et de la flore intestinale : cette dernière peut envahir les tissus après autolyse des viscères.

A température ordinaire intervient les *Micrococcus* et les *Bacillus*. Dans d'autres cas sont incriminés des coliformes, *Proteus*, *Clostridium*, etc. ces germes sont responsables de mauvais goût, de mauvaises odeurs, de surissement, de coloration ou de décoloration, de dégradation et surtout de putréfactions des protéines et graisses.(Guiraud, 1998).

La surveillance bactériologique du milieu aquatique n'est pas un paramètre stable, ce qui nécessite des contrôles permanents dont leurs objectifs principale n'est pas d'effectuer un inventaire de toutes les espèces présentes, mais de rechercher soit celles qui sont susceptibles d'être pathogènes soit, ce qui est souvent plus aisé, celles qui les accompagnent et qui sont en plus grand nombre souvent présentes dans l'intestin des mammifères et sont par leur présence indicatrices d'une contamination fécale.

7-2- La flore totale

La flore mésophile aérobie totale est constituée d'un ensemble de microorganismes variés correspondant aux germes banals de contamination. Ces germes n'agissent pas sur l'aliment et n'ont de répercussions de point de vue qualitatif (altération du produit) et hygiénique (santé de consommateur) que au-delà de certaine quantité.

Il n'existe pas de milieu et surtout de condition de culture permettant le développement de l'ensemble des bactéries. En effet le choix de milieu, son pH, la température d'incubation, des conditions d'aération vont conditionnés la nature de la flore détectée. (Guiraud et Rosec, 2004). Les dénombrements sont effectués après incubation soit à 36 °C, en 48 heures, soit à 22 °C en 72 heures.

7-3- Les indicateurs de contamination fécale

7-3-1- Les coliformes totaux

Selon l'Organisation internationale de standardisation (ISO), les coliformes totaux correspondent à des organismes en bâtonnets, non sporogènes, Gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface possédant des activités inhibitrices de croissance similaires, et capables de fermenter le lactose (et le mannitol) avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 à 37 °C (Rodier et al, 1996).

Leur étude est traditionnelle et les renseignements donnés par leur recherche sont d'une certaine utilité dans le domaine de la santé publique. Les coliformes comprennent entre autres les genres : *Escherichia*, *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia*. (Rodier et al, 1996).

7-3-2- les coliformes fécaux

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'*Eschericia Coli* bien que le groupe comporte plusieurs souches différentes (*Citrobacter freundii*, *Entérobacter aerogenes*, *Klebsiella pneumoniae*...etc.) (OMS, 1977 ; Rodier et al ,1996 ; Joly et Reynaud, 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 (Brisou et Denis, 1978).

La principale difficulté qui s'attache à leur emploi, est leur survie relativement courte en eau de mer, ce qui peut exiger recours à des indicateurs supplémentaires (OMS, 1977).

7-3-3- Les entérocoques (ex-streptocoques fécaux)

Sont des bactéries Gram (+) de forme oblongue ou de cocci sphériques légèrement ovales, ils sont dépourvus de catalase et se développent sur milieu bile-esculine ils possèdent une hémolysine (OMS, 1977). Ils se disposent le plus souvent en diplocoques ou en chaînettes (Leclerc et al, 1995 ; Joly et Reynaud, 2003).

Selon la classification sérologique de Lancefield, 5 espèces sont reconnues parmi les Streptocoques fécaux (streptocoques du groupe D). Il s'agit de : *S.bovis*, *S.equinus*, *S.aviium*, *S.faecalis* et *S.faecium* car les autres streptocoques ont une origine fécale douteuse. Ils sont des témoins de contamination fécale assez résistant y compris dans les milieux salés (Gaujous, 1995). Ils peuvent aussi se multiplier dans les milieux présentant des pH allant jusqu'à 9.6, on peut par conséquent les utiliser comme indicateurs d'organismes pathogènes qui ont une résistance similaire au pH élevé (OMS, 1977).

7-4- Les germes pathogènes

7-4-1- Staphylocoques

L'eau de mer héberge à l'état naturel de nombreux microcoques, dont certains sont halophiles préférentiels ou même stricts. Ils ne peuvent en aucune façon être confondus avec les espèces pathogènes majeures que sont les staphylocoques authentiques, dont *S. aureus* reste le chef de

file. Il est admis que le séjour de ce germe dans l'eau de mer est de courte durée. (Brisou et Denis, 1980).

Les Staphylocoques sont des coques, gram positif d'un diamètre d'un micron groupés en amas. Ils sont immobiles, non sporulés et non capsulés, ils sont catalase positif. (Guiraud et Rosec, 2004).

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).

Sa recherche présente un intérêt pratique car elle peut produire une entérotoxine protéique responsable d'intoxications alimentaires et peut faire courir des risques au consommateur (Joffin, 2010).

7-4-2- Les Salmonelles

Les Salmonelles sont des entérobactéries lactose-, β galactosidase -, uréase-, indole-, H_2S +, citrate+. Elles résistent bien au milieu extérieur, elles présentent des variations importantes de pathogénicité en fonction de la nature de l'hôte. Elles sont aptes à se multiplier abondamment si les conditions de développement sont favorables. (Guiraud et Rosec, 2004).

Les salmonelles sont en général considérées comme pathogènes bien que leur virulence et leur pathogénèse varient énormément : fièvres typhoïdes, salmonelloses systémiques, gastro-entérites, toxi-infections alimentaires.

Les hôtes naturels des salmonelles sont la population humaine, les animaux domestiques, les volailles et le bétail ainsi que les animaux sauvages, y compris les oiseaux communs. Humains et animaux peuvent éliminer dans les selles des salmonelles non seulement en cas de maladie mais aussi en tant que porteurs asymptomatiques. Les salmonelles peuvent donc être présentes dans l'eau des égouts agricoles et domestiques, les eaux douces, y compris les eaux potables et les nappes phréatiques, ainsi que l'eau de mer (Rodier et al., 1996).

Elles sont responsables après pénétration par voie orale, de nombreuses infections (salmonelloses), notamment des fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, des gastro-entérites et des toxi-infections alimentaires collectives.

Matériel et méthodes

Chapitre II

Matériel et méthodes

II- 1- Description de la ferme

II- 1-1- Localisation géographique de la ferme ONDPA Cap Djenet

La ferme ONDPA cap Djenet se situe aux coordonnées géographiques $36^{\circ} 50' 52''$ N et $3^{\circ} 41'33''$ E, à environ 77 km d'Alger et à 30 km à l'est de la wilaya de Boumerdes. Elle se trouve à 3km au sud-ouest de la ville de cap Djenet. Elle est implantée à environ 500 m de la route nationale N 24, entre la centrale électrique de cap Djenet et à 2,56 km de l'embouchure d'oued Isser.

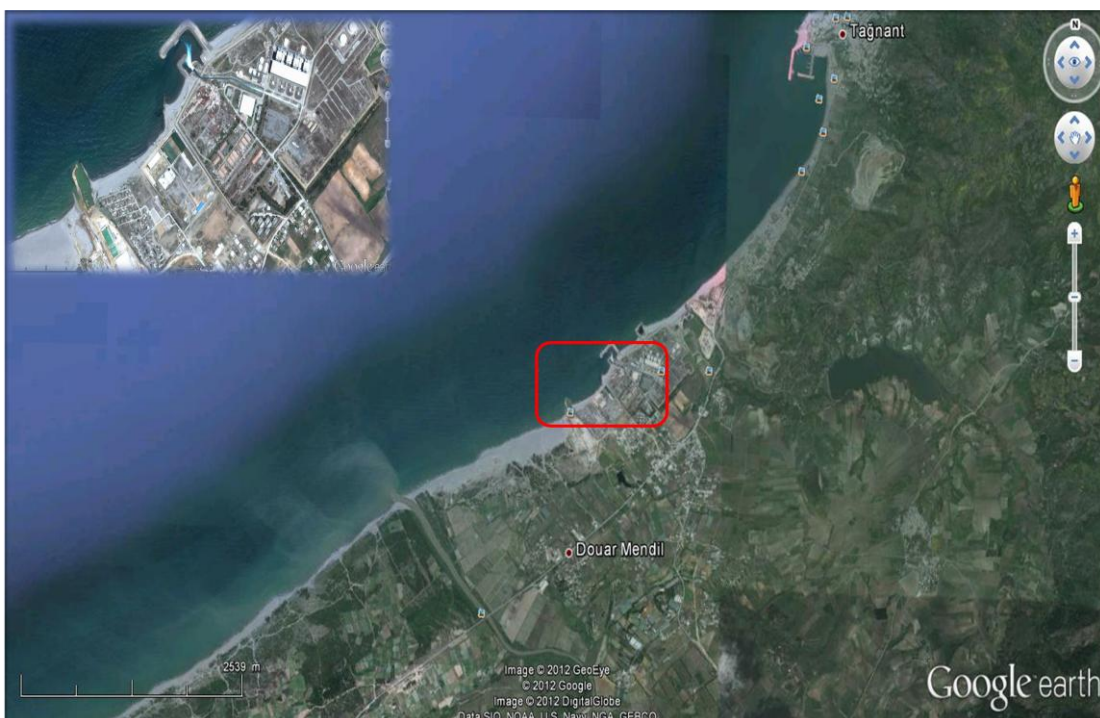


Figure n°5: la localisation géographique de la ferme de Cap Djenet

II- 1-2- Présentation de la ferme

II- 1- 2-1- Justification de choix de site

La raison principale de choix de site, est sans doute, la position au voisinage de la centrale électrique. L'utilisation des eaux tièdes rejetées par la centrale permet d'une part d'élever des poissons à des conditions thermiques proches de leurs exigences thermiques au milieu naturel. Et d'autre part d'obtenir un cycle d'élevage à une durée très courte de 8 à 10 mois pour une taille marchande de 350 à 400 g.

Ainsi d'autres caractères complémentaires favorables :

- Bonne accessibilité au site (à la proximité de la route nationale)
- La nature de la pédologie de sol et la faible pente de terrain permettant la construction des bassins en dur.
- Zone presque vierge à l'abri de différentes source de pollution.

La ferme ONDPA de Cap Djinet est une association Algéro-Espagnole en matière de collaboration aquacole, la fourniture par les alevins et l'aliment des poissons dans différent stade d'élevage.

II- 1- 2-2- L'objectif de la production

L'objectif de production est de 1000 tonnes de poissons entre loup et daurade et 600 tonnes de poissons plat entre sole et turbot.

II- 1- 3- Description de circuit utilisé dans la ferme

C'est un circuit ouvert, de point d'approvisionnement en mer jusqu'au point de rejet.

II- 1- 3-1- L'approvisionnement en eau

La prise de l'eau est assurée par un système sous terrain à double conduite de 1.20 m de diamètre assurant arrivée de l'eau chaude gravitationnellement au puits de pompage.

La 1^{re} conduite se situe à la proximité de canal de rejet chaude de la centrale, l'eau ramenée de ce point à une température variable en fonction de la demande électrique sur la centrale.

La 2^{eme} conduite est juste à quelques mètres de la première assurant une eau tiède de température plus stable.

La ferme ONDPA cap Djinet prévoit d'installer une troisième conduite de l'eau de large plus fraîche et de variation saisonnière.

Les deux conduites d'alimentation sont convergées dans le puits de pompage, le débit de chaque type d'eau est réglé par des vannes commandées de surface afin d'obtenir une eau de mélange convenable à l'exigence de l'espèce et de leur stade d'élevage.



Figure n°6: puits de récolte où s'immergent les pompes

II- 1- 3-2- *Le pompage*

A l'aide d'un système de pompage immergé, l'eau de puits de récolte est remonté perpendiculairement à la surface, ce système est constitué de 5 pompes dont seulement 3 fonctionnent en alternance afin d'assurer un volume pompé en surface de 720 l/s.



Figure n°7: le pompage de l'eau vers le filtre mécanique

II- 1- 3-3- *La filtration mécanique de l'eau*

L'eau pompée est déversée dans un canal menant vers les bassins d'oxygénation, ce canal est interpellé par un filtre mécanique sous forme d'un tapis roulant grillé traille d'un temps à un autre pour but d'éliminer toutes particules et débris solides éventuellement présent dans l'eau. Cette opération représente la première étape de traitement de l'eau.



Figure n°8: dispositif de la filtration mécanique

II- 1- 3-4- *L'oxygénation*

L'eau du canal principal passe par deux bassins d'oxygénation situent en amont du canal de distribution, ces bassins de 400 et 500 m³ de volume ont pour but d'enrichir l'eau en

oxygène avant qu'elle passe vers les bassins de Prégrossissement et de grossissement de la daurade.

Chaque bassin d'oxygénation est équipé de 3 pompes immergées afin de faciliter la solubilité de gaz, leurs rôles sont de pousser l'eau et l'oxygène sous une pression bien défini.

II- 1- 3- 5- Moyens d'oxygénation

La ferme ONDPA de cap Djinet utilise actuellement 02 machines de production de l'oxygène en alternance pour satisfaire la forte demande de l'élevage intensif. Chaque machine produit 500 l/minute de l'air à 90% de composition en oxygène.



Figure n°9: machine de production de l'oxygène

L'air hyper oxygéné est évacué dans des tuyaux de PEHD jusqu'aux bassins d'oxygénations où il pénètre dans l'eau.

Le taux de l'oxygène dans l'eau est réglé selon le besoin de l'espèce, le stade et l'intensité de l'élevage à l'aide d'une vanne menée d'un indicateur de concentration placé sur les parois des bassins d'oxygénations.



Figure n°10: moyens de réglage de l'O₂ dans l'eau

L'eau sursaturée en oxygène sortant des bassins d'oxygénation est ensuite passer à travers une grille de petites mailles puis déversée dans le canal principal d'alimentation des différents bassins d'élevage.

II- 1- 3-6- Deux types des bassins

- Bassin de pré grossissement

La ferme ONDPA cap Djenet dispose d'une série de 26 bassins de forme rectangulaire, chaque bassin de 48 m³ de volume est mené d'une ouverture en amont pour l'entrer de l'eau et un top plein pour l'évacuation de l'eau.

Un filet est placé au-dessus de la surface de l'eau afin de protéger les petits poissons contre les oiseaux ichtyophages.

- Bassins de grossissement

Constituer d'une série de 12 bassins de forme rectangulaire, chaque bassins a un volume plus de 450 m³ est équipé de :

Deux ouvertures d'alimentations en eau.

Deux ouvertures pour l'évacuation de l'eau.

Un trop-plein de 20 cm de diamètre.



Figure n°11: bassins de grossissement

II- 1- 3-7- Bassin de décantation

Avant qu'elle rejettera en mer, l'eau sortant de différents bassins est agglomérée dans un bassin de décantation afin de diminuer la vitesse de l'eau et par la suite de récupérer le maximum de la matière en suspension résultant en grande partie des déchets alimentaire.



Figure n°12: bassin de décantation

II- 1- 3-8- Le Canal de rejet

Bien que le circuit soit ouvert, l'eau de chaque série d'utilisation est drainée sous terre vers un grand canal menant vers la mer.

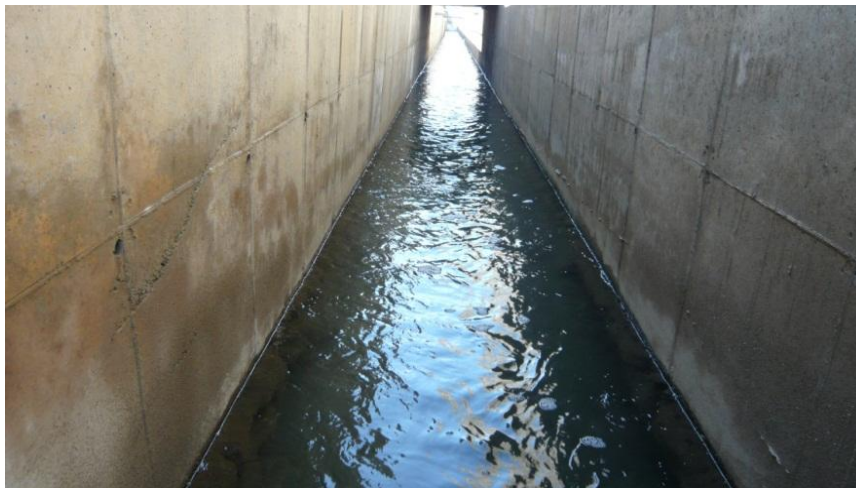


Figure n°13: canal de rejet vers la mer

II- 1- 3-9- D'autres compartiments

La ferme ONDPA de Cap Djenet contient aussi une unité de production des poissons plats (sol, turbot) utilisant l'eau sortant de l'élevage de la daurade, retraitée et réutilisée. La construction cette unité n'est pas encore acheminée.

Pour les machines, il existe deux salles :

La 1^{er} salle contient tous les moyens de contrôle électrique nécessaire ainsi deux groupe électrogènes d'utilisation préemptif en cas de coupure de l'électricité publique.

La 2^{eme} contient tous les moyens nécessaires pour la production de l'air à composition de 90 % d'oxygène.

II- 2-1- Le prélèvement

Le prélèvement est l'opération qui consiste à prendre une partie aliquote du milieu à étudier. Il représente une phase primordiale dans l'acquisition des résultats (Aminot et chaussepied, 1983).

L'opération de prélèvement s'est déroulée selon le planning suivant:

Tableau n°1 : jours des sorties et conditions météorologiques

N° de sortie	Dates	Etat de la mer
1	18 /avril/2012	Agité
2	04/mai/2012	calme
3	06/juin/2012	calme

II- 2-2- Différents points de prélèvements

Suivant le sens de déplacement de l'eau dans la ferme :



S1 : point d'approvisionnement en eaux tièdes

S4 : bassin de grossissement

S2 : puits de pompage

S5 : bassin de décantation

S3 : bassin de grossissement

S6 : canal de rejet

Figure n°14:positionnement des stations (source : Google earth)

II- 2- 3- Flaconnage

Le choix des flacons dépend de l'élément à analyser, du mode et de la durée de conservation. Les flacons sont de deux litres, rincées à l'eau acidulées puis deux fois à trois fois par l'eau distillée.

II- 2- 3-1- Méthodes de prélèvement des échantillons

Les échantillons destinés à l'analyse physicochimique sont prélevés dans des bouteilles en polyéthylène de deux litres, rincées à l'eau acidulées puis à l'eau distillé plusieurs fois.

Des flacons en verre de 500 ml sont réservés à l'analyse bactériologique. Ces flacons ont été préalablement stérilisés à chaleur humide dans un autoclave pendant 15 min à 121 °C ou à la chaleur sèche à 170°C pendant 30 min à 1h.

Le numéro de station et la date de prélèvement sont reportés sur chaque flacon.

Les prélèvements ont été faits à la main à une profondeur de 15 à 30 cm sous la surface. La bouteille est tenue à la main près de la base et plongée dans l'eau on l'ouvrant dans l'eau, le goulot vers le bas, la bouteille est pondue légèrement vers le haut pour dégager l'air (pousser en avant) à fin d'éviter toute contamination. En suite le bouchant est remis toujours sous l'eau en prenant garde de ne pas remplir entièrement la bouteille (on laisse un espace vide suffisant pour l'homogénéisation).

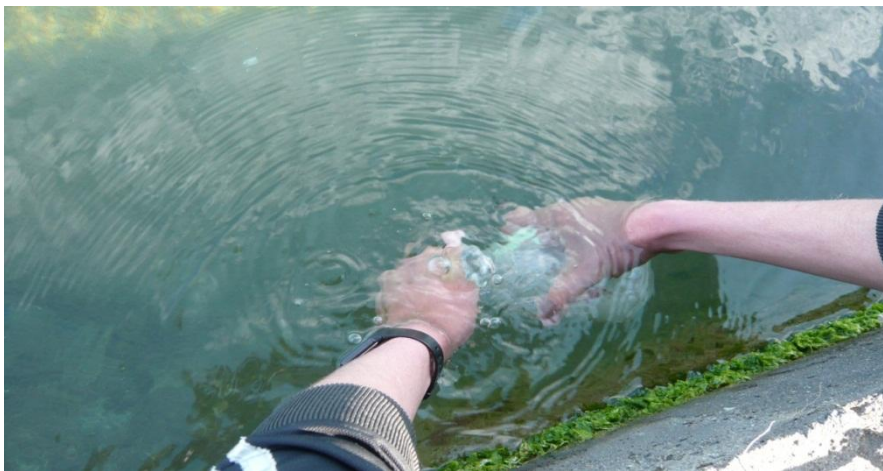


Figure n°15: ouverture et remplissage des flacons dans l'eau

Les échantillons sont directement remis dans des glacières dans lesquelles sont transportées à une température de 4°C et à l'abri de la lumière.

Les échantillons destinés aux analyses bactériologiques doivent être analysés immédiatement pour éviter toute contamination ou prolifération bactérienne.

II- 2- 3-2- Conservation

La composition initiale de l'eau risque de subir des modifications dans les flacons après le prélèvement, c'est pour cela que toute les analyse doit être effectuée le plus rapidement possible.

II-3- Méthodes d'analyse

II-3-1- Analyses physicochimiques

II-3-1-1- La température

Tous les appareils de mesures utilisés (conductimètre, oxymètre, pH-mètre) donnent la température. Nous avons noté qu'il n'y est pas de différence entre les résultats de différents appareils, la précision de ces appareils est de 0,01°C.

II-3-1-2- Le potentiel hydrogène

Dès le retour au laboratoire, le pH de l'eau a été mesuré par la méthode électrochimique à l'aide d'un pH-mètre de paillasse de marque HANNA PH 211 MICROPROCESSOR PH METER. L'électrode en verre, rincée à chaque fois à l'eau distillée et légèrement essuyée et immédiatement plongée dans le flacon d'échantillon avec une précision de 0,01.

L'étalonnage de l'appareil a été effectué avec une solution étalons à pH connu.

II-3-1-3- Oxygène dissout

Durant cette étude, on a utilisé un oxymètre de terrain utilisé chaque jour par les agents de la ferme pour la surveillance quotidienne de la marque Handy Polaris Oxy Guard. La valeur de l'oxygène dans l'eau est effectuée en mg/l.



Figure n°16: l'oxymètre de mesure de terrain

II-3-1-4- La salinité

La salinité a été mesurée par un conductimètre de paillasse de marque WTW Inolab Cond .les résultats sont exprimés en PSU (unité pratique de salinité) avec une précision de 0,05% lecture.

II-3-2- Dosage de sels nutritifs

II-3-2-1- Principe de dosage de sels nutritifs

Le dosage des composés azotés, les orthophosphate et silicate est basé sur une réaction de coloration. En effet ces sels réagissent dans certaines conditions (température, pH, présence de catalyseurs...) avec des réactifs (Annexe 2) pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde (λ). L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de coloration. Cette dernière est d'autant plus importante que la solution est concentrée en sels dosés.

La quantité de lumière absorbée par la solution, appelée absorbance (A) ou densité optique (DO) obéit à la loi de BEER MAMBERT qui exprimée par l'expression suivante :

$$A = D.O = \log(I_0/I) = \epsilon * I * C$$

I_0 et I sont respectivement l'intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant.

ϵ : le coefficient d'extinction molaire (varie en fonction de la température et la longueur d'onde)

I : la longueur du milieu traversé exprimée en cm.

C : la concentration de la solution absorbante exprimée en mol/l.

A : absorbance de la solution.

$D.O$: densité optique de la solution. (Hainique, 2008).

II-3-2-2- Analyse automatique des sels nutritifs

L'automatisation, au sens large, consiste à faire réaliser par une machine des tâches habituellement faites à la main, pour but d'améliorer la reproductibilité, d'accroître la capacité analytique, de réduire le temps d'analyse et de diminuer le temps d'exposition des analystes avec les produits chimiques utilisés. (Aminout et Kerouel, 2007)

Principe

En fait, tout se passe comme s'il n'y avait qu'un unique récipient à réaction constitué par un long tube de faible diamètre où les échantillons sont introduits les uns à la suite des autres, en même temps que les réactifs. Pendant la migration des échantillons dans le tube, la réaction se développe donc pour former un composé dont une caractéristique (souvent la coloration) est mesurée lorsque le flux traverse le détecteur. (Aminout et Kerouel, 2007).

II-3-2-2-1- dosage de l'ammonium

La méthode mesure la totalité de l'azote ammoniacal, soit $N-NH_3 + N-NH_4^+$, il s'agit de la méthode de Koroleff, 1969 (Aminout et Chaussepied, 1983).

Dans un milieu légèrement basique (pH >10), l'ammoniac forme une monochloramine avec l'hypochlorite.

La monochloramine réagit avec le phénol en présence d'un excès d'hypochlorite pour former le bleu d'indophénole absorbant à 630 nm.

La réaction est accélérée par le nitroprussiate dans un bain marie de 40 °C.

II-3-2-2-2- Le dosage des nitrites

Le dosage de NO_2^- est reposé sur l'obtention d'un composé coloré final (rose) obtenu par réaction de nitrite tout d'abord avec la sulfanilamide (formation d'un diazoïque), puis avec le N-naphtyl-éthylènediamine, en milieu acide (pH < 2). (Benschneider et Robinson 1952 in Aminout et Kerouel, 2007)

II-3-2-2-3- Dosage des nitrates

Le nitrate est dosé après réduction quantitative en nitrite, la réduction est effectuée par contact avec le cadmium amalgamé au cuivre (Wood *et al*, 1967 in Aminout et Kerouel, 2007). le nitrite formé est dosé selon la méthode de colorimétrie classique de Benschneider et Robinson, (1952). La réduction de nitrate en nitrite puis le dosage du nitrite sont exécutés automatiquement en série.

La concentration en nitrate seul est obtenue par le dosage en mesurant séparément le nitrite puis en soustrayant de la somme nitrate + nitrite.

II-3-2-2-4- Dosage des orthophosphate

La méthode de dosage est adoptée par (Murphy et Riley, 1962) repose sur la réaction du phosphate avec le molybdate, en présence d'antimoine, pour former le complexe phosphomolybdique, qui est ensuite réduit par l'acide ascorbique en un composé bleu. La réaction est catalysée par une température de 37 °C pour éviter l'effet de l'acidité sur la cinétique de la réaction et dans un pH fortement acide (pH ~ 0,8). La mesure au maximum d'absorption est effectuée à la longueur d'onde 820nm. (Aminout et Kerouel, 2007)

II-3-2-2-5- Dosage de silicium dissous

La forme majoritaire de l'ion orthosilicate SiO_4^{4-} , dissoute dans l'eau de mer, est l'acide orthosilicique Si(OH)_4 , le silicate dissous est fréquemment exprimé par cette forme. (Aminout et Kerouel, 2004) la méthode de dosage repose sur la réaction du silicate avec le molybdate en milieu acide (pH ~ 1,5) pour former le complexe β -silicomolybdique, ce dernier étant ensuite réduit par l'acide ascorbique en un composé bleu. Le phosphate réagit

également, mais le composé phosphomolybdique formé est détruit par l'acide oxalique avant l'étape de réduction. Le spectre du complexe formé est largement étalé dans le visible et le proche infrarouge avec le maximum à 810 nm.

II-3-2-3- Préparation des solutions d'étalonnage

Cette opération nécessite la préparation des gammes des standards à partir d'une solution mère puis une solution fille pour chaque élément à analyser pour que l'auto-analyseur puisse tracer de la courbe d'étalonnage (Annexe 3).

II-3-3- La matière en suspension (MES)

La méthode consiste à faire passer 250 ml d'un échantillon d'eau à travers un filtre wattman GF/C en microfibre de verre de porosité 0,47µm.

le filtre est séché et pesé avant et après la filtration. La différence de poids entre les deux pesées nous renseigne sur la charge de M.E.S dans notre échantillon à analyser. (Annexe 1).

La concentration des matières en suspension [MES] est donnée par l'expression :

$$[\text{MES}] \text{ (mg/l)} = \frac{(P2-P1)}{V}$$

[MES]: concentration de matière en suspension (mg/l).

P1: poids de filtre sec avant filtration (mg).

P2 : poids de filtre après filtration (mg/l).

V : volume de l'eau filtrée.

II-3-4- Dosage de la chlorophylle a

La chlorophylle a en eau de mer c'est la concentration en phytoplancton qui varie selon plusieurs paramètres. L'évaluation de la charge chlorophyllienne représente un facteur clé sur la situation de milieu.

La mesure des pigments phytoplanctoniques repose sur leurs caractéristiques spectroscopiques : absorption de la lumière (spectrophotométrie) ou fluorescence (fluorimétrie). Constitue dans les cellules, la chlorophylle α est un paramètre particulière qui, pour une mesure précise en laboratoire nécessite la récolte du matériel en suspension par filtration, suivie d'une extraction du filtre par solvant. Puis la mesure spectrophotométrie sur l'extrait avant et après acidification.

Les absorbances sont mesurées à la longueur d'onde moyenne de 665 nm avant et après acidification de l'extrait. L'acidification dégrade la chlorophylle en pheopigments. La chute d'absorbance qui en résulte permet le calcul de la chlorophylle α . (Aminout et Kerouel, 2004)
Le calcul des concentrations de chlorophylle α se fait à partir de l'équation de Lorenzen (1967) :

$$[\text{Chlorophylle } \alpha](\text{mg/m}^3) = \frac{26,7 (A_{665}^{na} - A_{665}^a).v}{V.I}$$

V : volume d'eau filtrée(l).

v : volume de solvant d'extraction (ml).

I : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (cm).

A_{665}^{na} : Absorbance nette corrigée (avant acidification).

A_{665}^a : Absorbance nette corrigée (après acidification). (Aminout et Chaussepied, 1983)

11 -4- Analyse bactériologique

La qualité et la salubrité des poissons dépend de la microbiologie de milieu aquatique environnant (Quimper et Abgrall, 1983).

Afin d'avoir des poissons de bonne qualité, une évaluation de la qualité bactériologique de notre site est indispensable.

L'intérêt de l'analyse bactériologique est :

D'avoir une indication de l'état de fraîcheur, par dénombrement des germes aérobies mésophiles ou des psychrotrophes, et donc de prévoir l'évolution ultérieure de produit.

D'apprécier la qualité hygiénique et l'éventuelle toxicité par le dénombrement de germes indicateurs ou pathogènes (Quimper et Abgrall, 1983).

Les germes tests recherchés sont les coliformes totaux, les coliformes fécaux, *Escherichia coli* et les entérocoques (ex-streptocoques fécaux). Sont révélateurs de contamination fécale et entraînent par leur abondance la présomption de contamination plus dangereuse. (Figarilla et al, 2001)

Parallèlement d'autre germe ont été recherché ; les staphylocoques responsables d'intoxication alimentaire (Joffin C et Joffin J-N, 2010) et les salmonelles qui sont des bactéries toujours pathogènes provoquant des gastro-entérites leur recherche et leur identification permettent donc de montrer le danger possibles d'un produit (Rejsek, 2002)

11 -4 -1- Dénombrement de la flore totale

Dénombrer la « flore totale », c'est tenter de compter tous les microorganismes présents, afin d'apprécier la pollution microbienne du produit. Ce dénombrement dépend des conditions de température et d'oxygénation.

Le dénombrement de la flore totale a été effectué par la méthode d'incorporation en milieu gélosé.

Un volume connu (1 cm^3) de produit pur ou de dilution est incorporé dans un milieu solide préalablement fondu (PCA). Après étuvage à la température choisie les colonies sont comptées. (Joffin C et Joffin J-N, 2010).

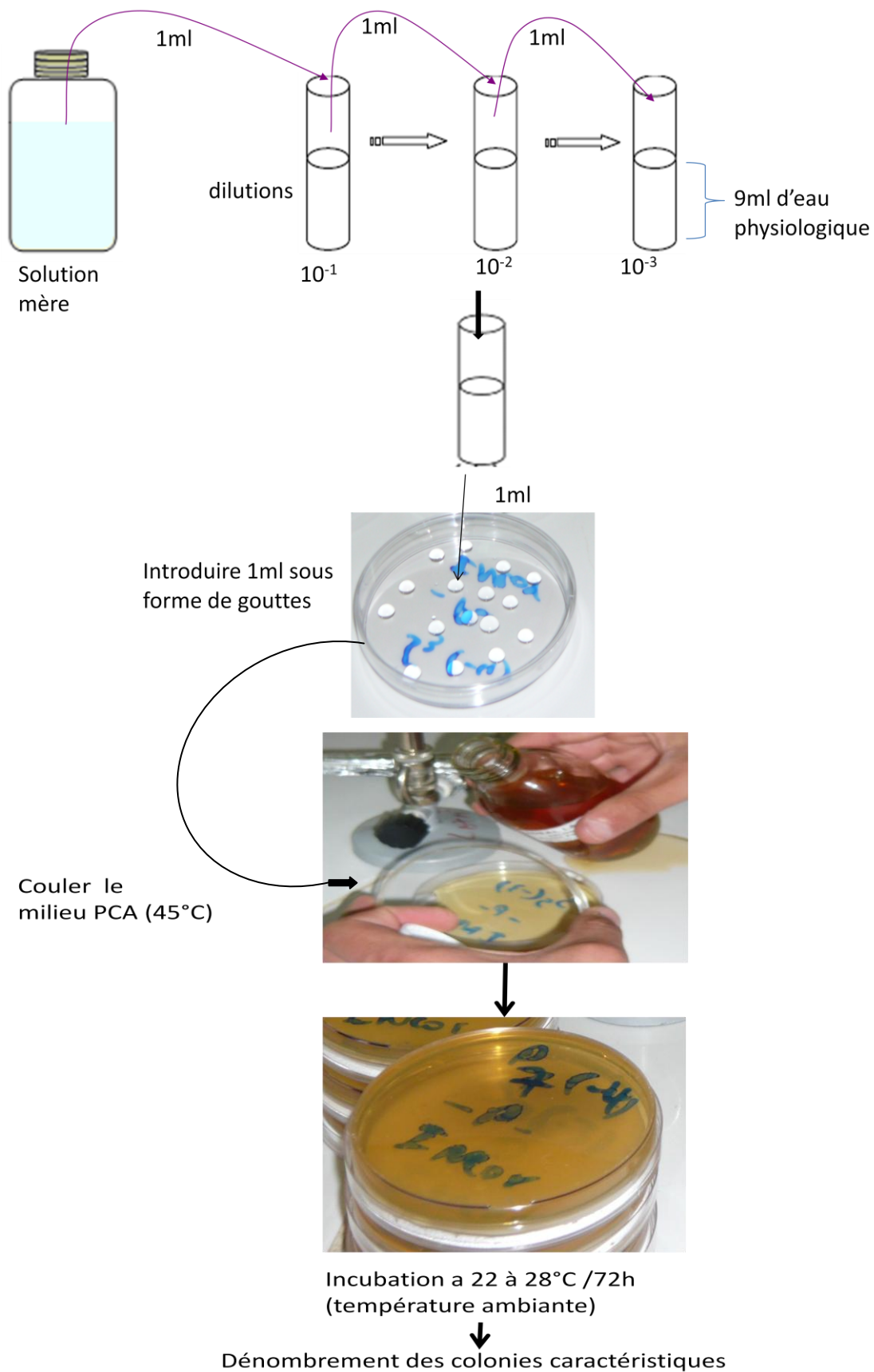


Figure n°17 : Technique de dénombrement de la flore totale dans l'eau de mer.

11 -4 -2- Dénombrement des coliformes

Les coliformes ont été recherchés par la méthode de nombre le plus probables (NPP).

Cette méthode selon (Rodier, 1996) la méthode standard fait appel à deux tests consécutifs

Le test présomptif : réservé à la recherche des coliformes totaux, réalisé sur bouillon lactosé, sa fermentation se manifeste par un trouble et un dégagement de gaz observé dans la cloche de Durham (figure 20).

Le test confirmatif : réservé à la recherche des coliformes fécaux dits coliformes thermotolérants, et des *Escherichia coli* à une température de 44°C, à partir des tubes positifs du test précédent (figure 21).

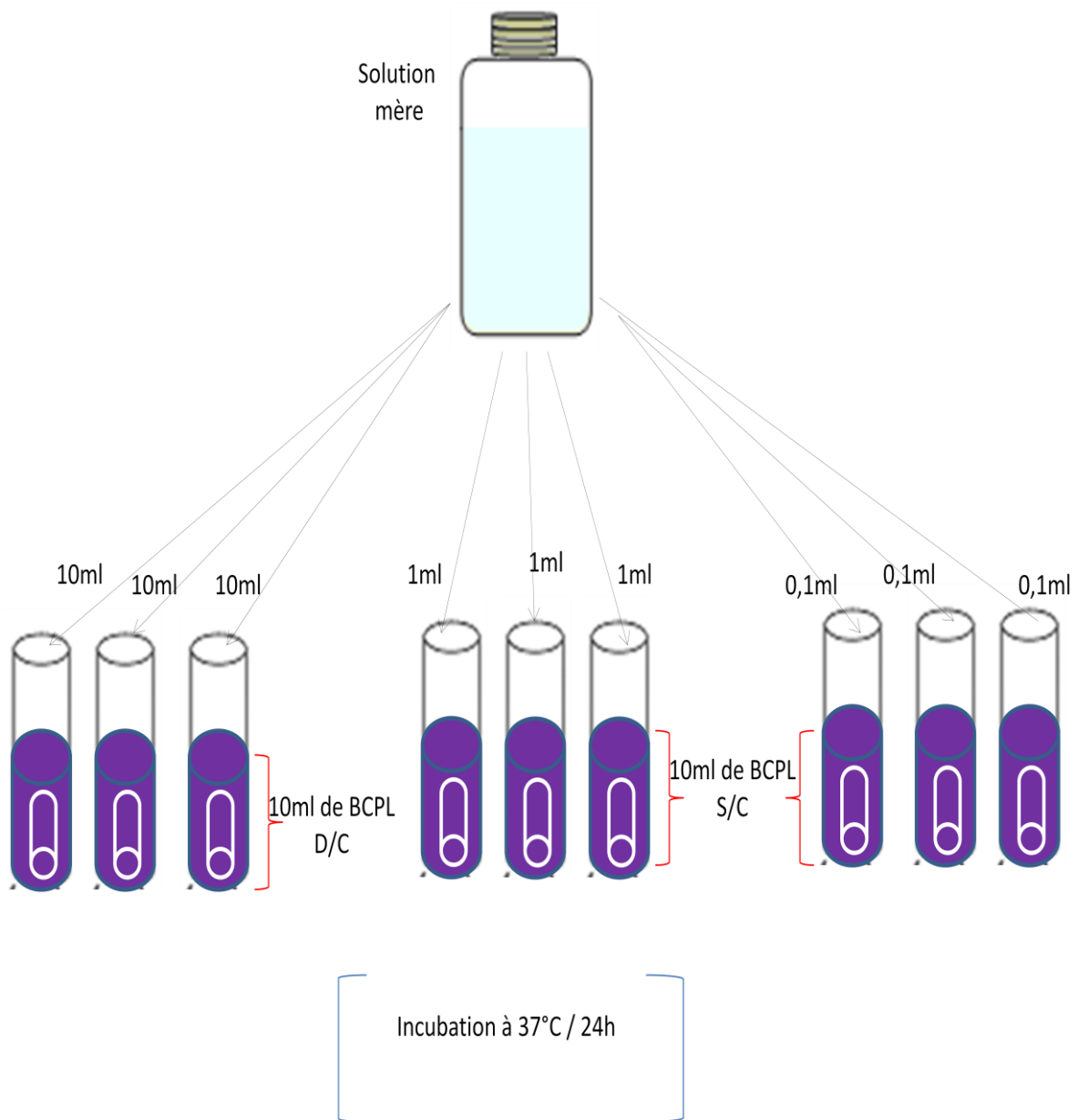


Figure n°18 : Technique de dénombrement des Streptocoques dans l'eau
 <<Test présomptif>>

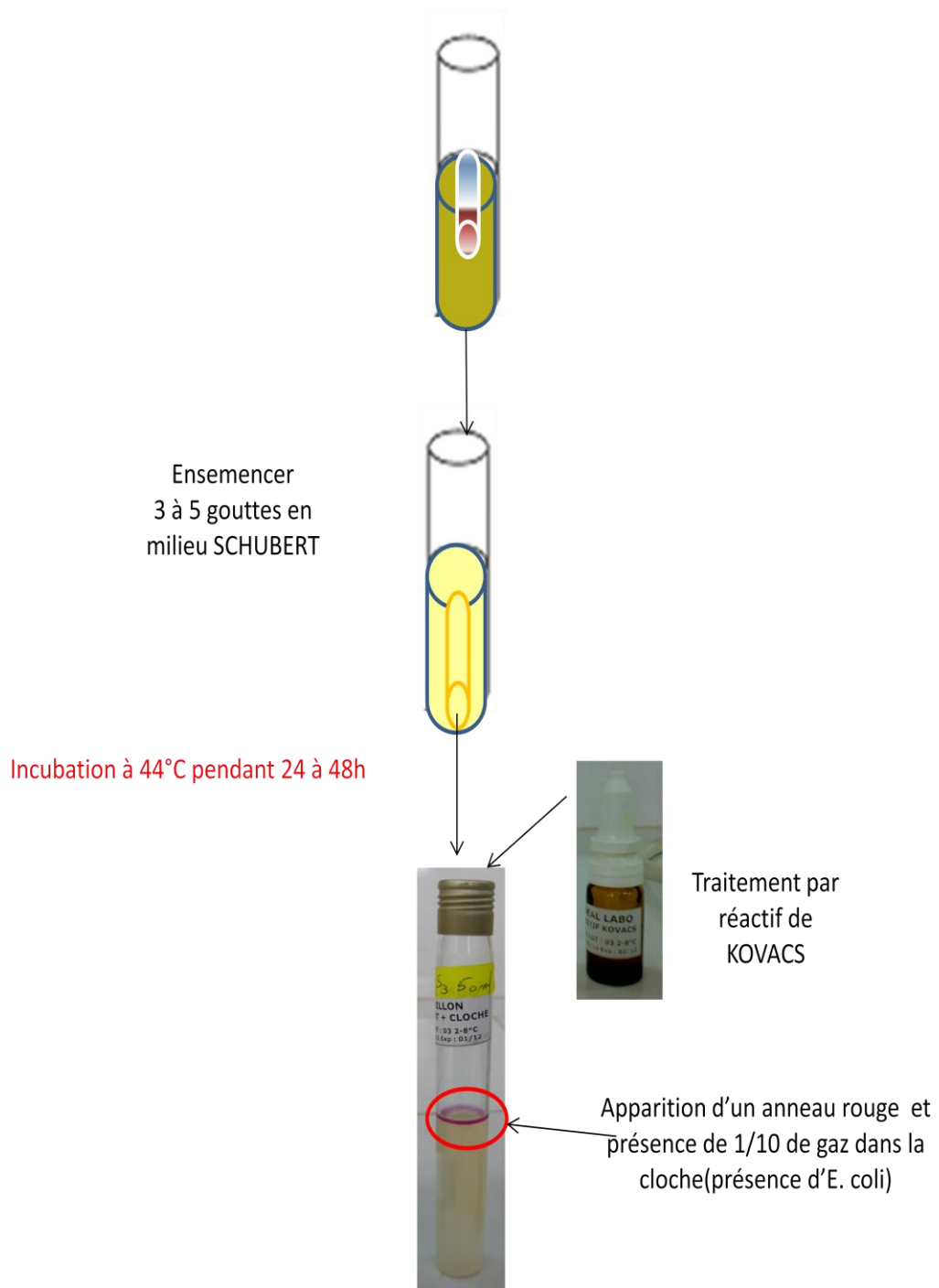


Figure n°19 : Technique de dénombrement des Streptocoques dans l'eau de mer
<<Test confirmatif>>

11 -4 -3- Dénombrement des Entérocoques (ex-streptocoques fécaux):

Le dénombrement se fait par la technique de filtration sur membrane. 100 ml de l'eau à analyser ou de sa dilution sont filtrés sur la membrane de cellulose 0,45 µm.

La membrane est déposée ensuite délicatement sur la gélose de Slanetz et Bertley, Après incubation à une température de 37 °C pendant 24 à 48 heures.

Les entérocoques donnent des colonies rose-marron par réduction de TTC. Pour confirmer le résultat, la membrane est reportée délicatement à la pince sur un milieu BEAA (bile-esculine-azide-agar) préchauffé à 44 °C puis incubé 1 à 2 heures à 44 °C ± 1 °C.

Dans ces conditions, les bactéries des colonies donnant des colorations noire diffusant dans le milieu, coloration due à l'esculinase sont considérées comme entérocoques (Joffin C et Joffin J-N, 2010).

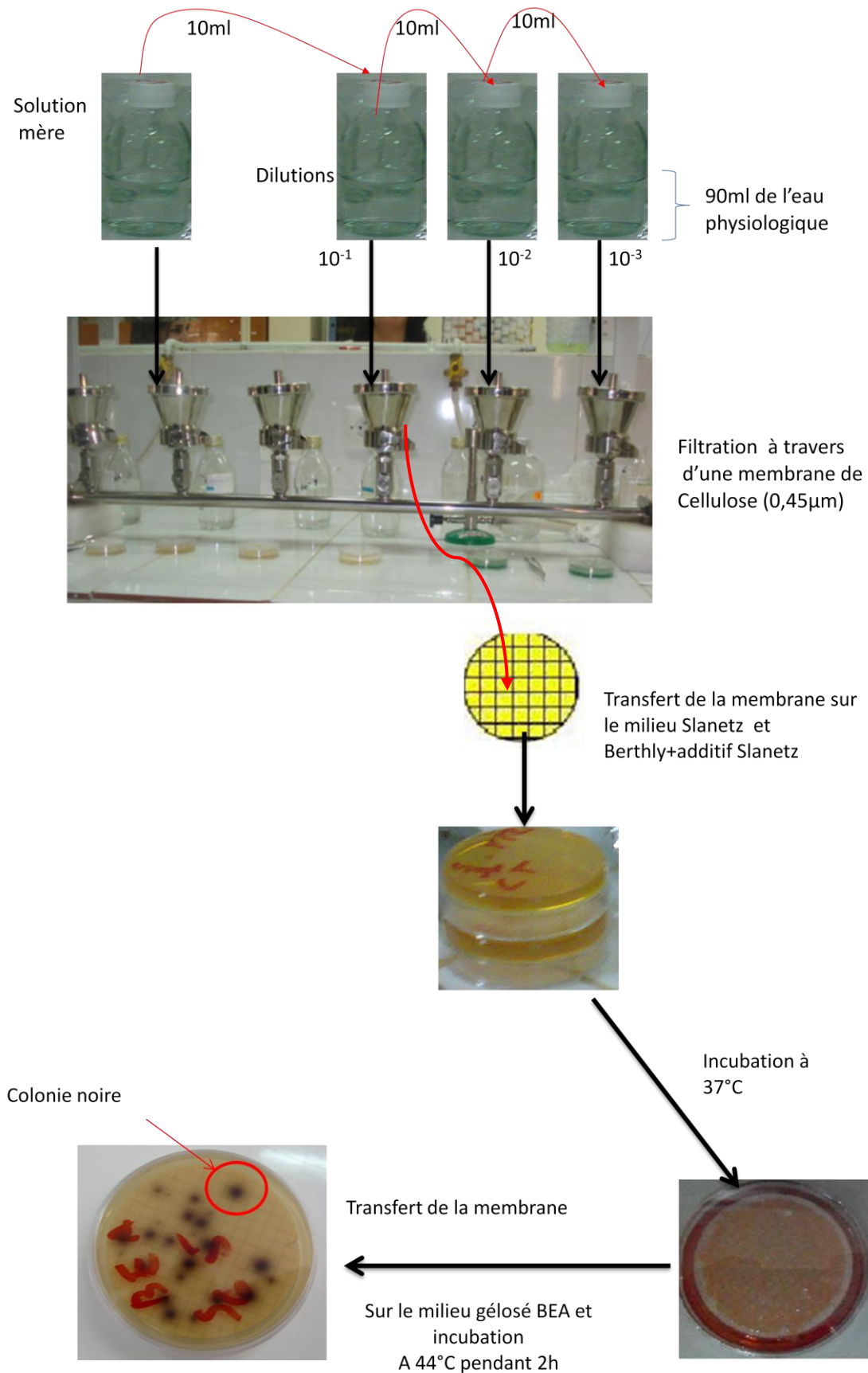


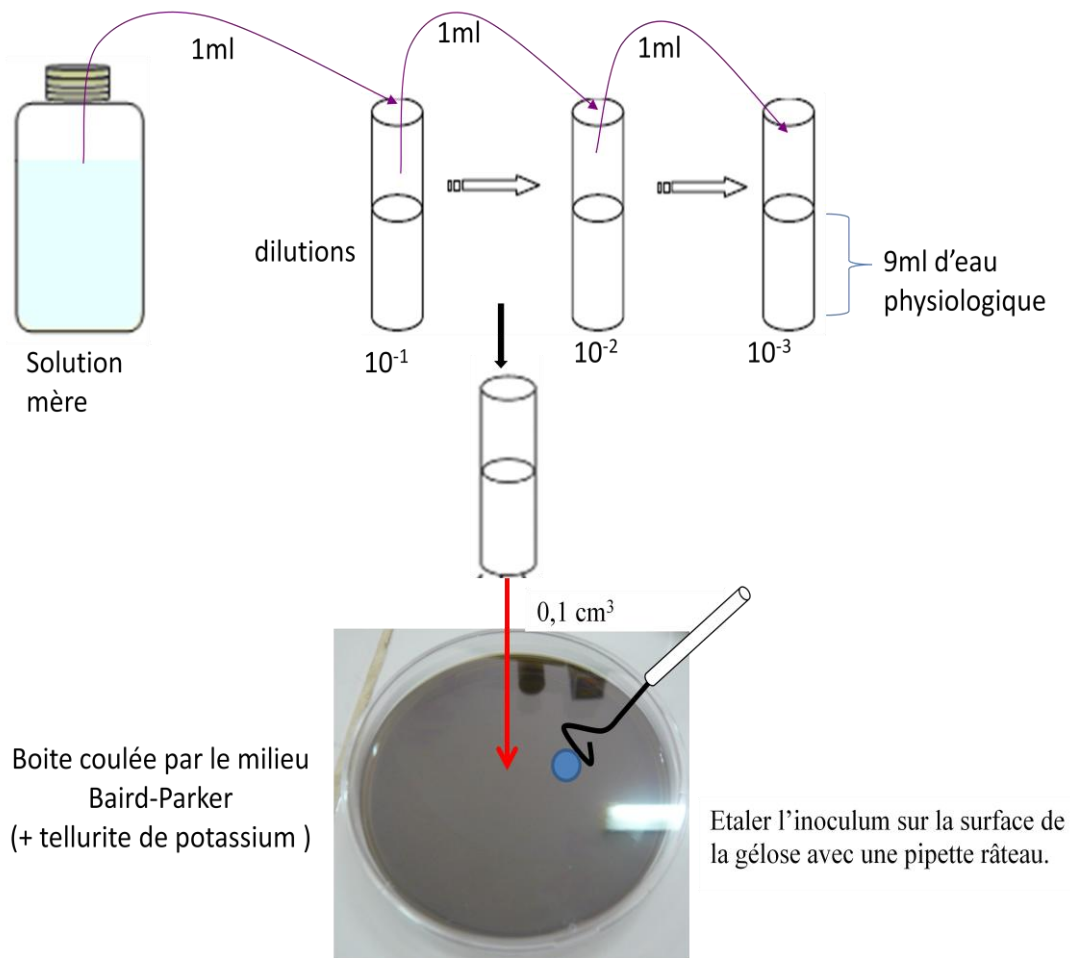
Figure n°20 : Technique de dénombrement des *Entérocoques* dans l'eau de mer.

11 -4 -4- Dénombrement des staphylocoques

Le dénombrement de Staphylocoques est réalisé par méthode d'étalement sur milieu gélose sélectif. Un volume de 0,1ml de solution mère ou de dilution est étalé sur un milieu sélectif solide (Baird-Parker+ additif tellurite de potassium).

La microflore secondaire est inhibée en présence de tellurite de potassium.

Les colonies suspectes observées sur ce milieu sont comptées et identifiées. (Joffin, 2010).



Après Incubation
à 37°C
pendant 24h

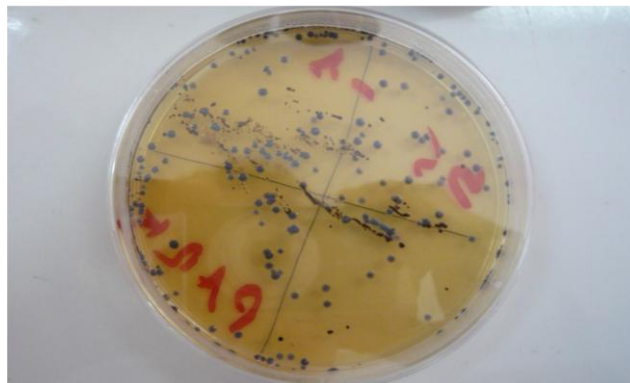


Figure n°21 : Technique de dénombrement des staphylocoques dans l'eau de mer.

11 -4 -5- Recherche des Salmonelles :

Le nombre de Salmonella étant général faible dans un produit, il est nécessaire de procéder à un pré-enrichissement et un enrichissement dans un milieu sélectif.

L'isolement des Salmonelles est ensuite réalisé sur un milieu sélectif classique (Hektoen) et les colonies suspectes sont identifiées par les techniques classiques jusqu'à l'identification immunologique (sérotypage et sérogroupage), (Joffin, 2010).

1ere étape : pré-enrichissement

Ajouter 100 ml d'échantillon à 100ml d'eau peptonée tamponnée (EPT), puis incuber à 37°C pendant 18 à 24h.

2eme étape : enrichissement

On prélève 3 à 5 gouttes des flacons présentant un résultat positif (changement de couleur) dans un tube de bouillon au sélénite-cystine (SFB) double concentré additionné de 1 disque de l'additif SFB. après une incubation à 37°C pendant 16 à 18h.

3eme étape : isolement

A partir des milieux d'enrichissement (SFB double concentré), un isolement sur une gélose d'Hecktoen est réalisé à partir des tubes présentant un résultat positif (changement de couleur). Les Salmonelles ne sont pas des fermentateurs de lactose ni de saccharose, ils vont apparaître sous forme de colonies bleu vert avec ou sans centre noir.

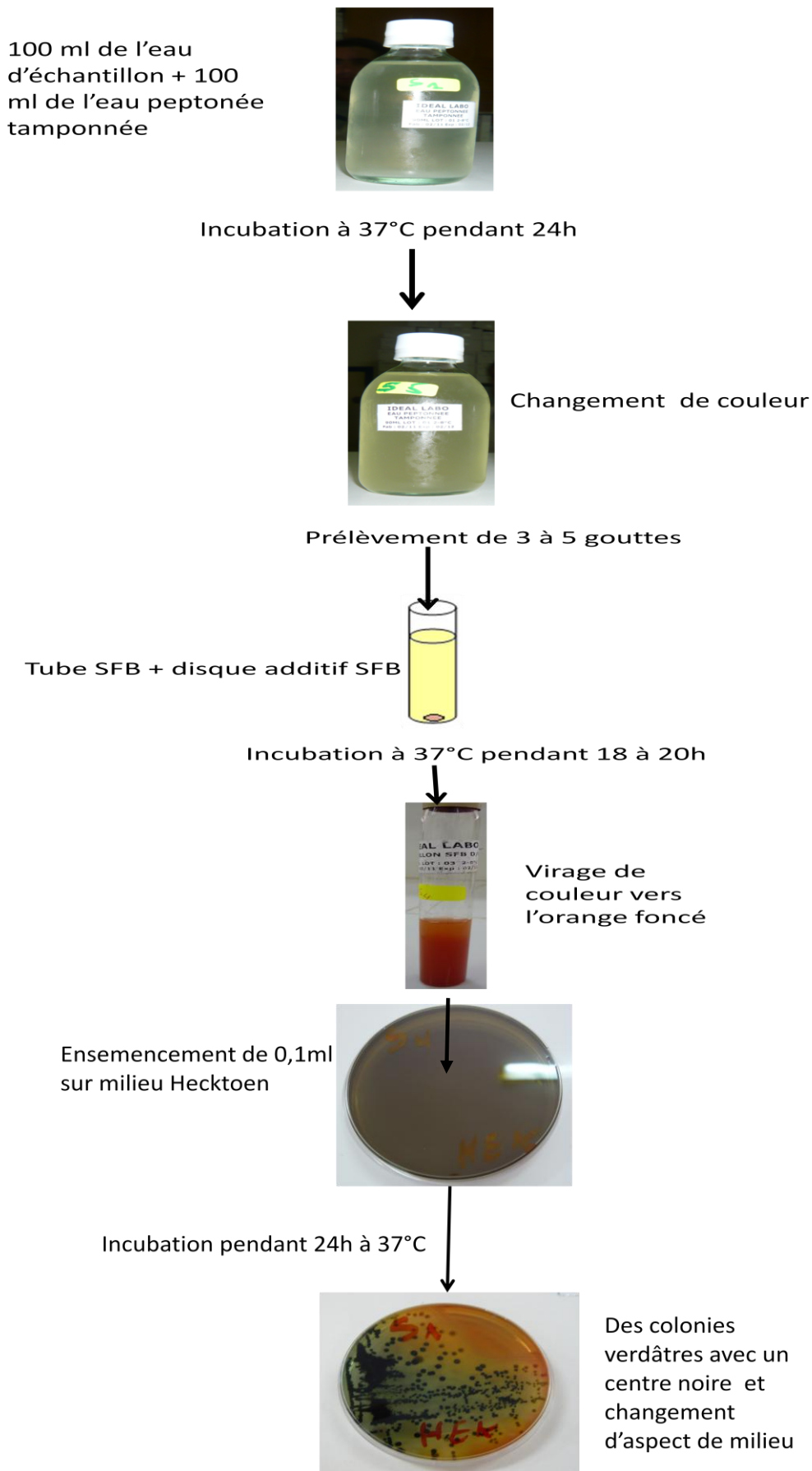


Figure n°22 : Technique de dénombrement des Salmonelles dans l'eau de mer.

II-5- Caractérisation de bactéries recherchées

Afin de mieux caractériser le profil biochimique et morphologique des bactéries recherchées qui appartiennent aux groupes des coliformes, Salmonelle Entérocoques (ex Streptocoques fécaux) et staphylocoque, une série de tests a été effectuée, il s'agit de :

II-5-1- La coloration de Gram

Un frottis fixé à la chaleur et coloré pendant une minute avec une solution de violet de gentiane, le frottis est ensuite coloré et rincé rapidement à l'aide d'une solution iodo-iodurée de Lugol environ 20 secondes.

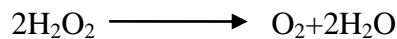
Une décoloration est faite avec de l'alcool à 95% jusqu'à l'élimination de l'excès du colorant (pendant quelques secondes), puis un rinçage immédiat est réalisé par l'eau de robinet.

Enfin, le frottis est traité avec de la Fushine, rincé directement avec de l'eau de robinet ensuite un séchage est fait (à l'air libre, en passant le frottis à la flamme de bec benzène ou sur une plaque chauffante à 37 à 40°C).

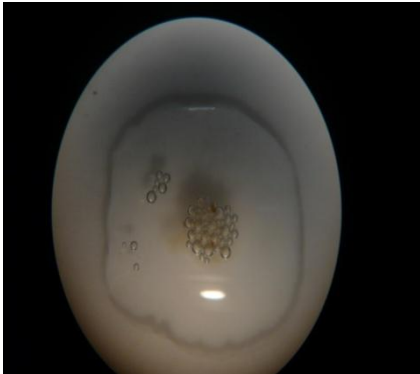
Après traitement, les cellules Gram négatives apparaissent roses et celles de Gram positives apparaissent en violet (Singlton et Sainsbury, 1984).

II-5-2-Test catalase

Cette enzyme catalyse la décomposition de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) qui est produit par certaines réactions cellulaires et très toxique, donc c'est l'une des enzymes chargées d'éponger l'eau oxygénée par la dismutation (Pelmont, 1993) ;



Le test de la catalase consiste essentiellement à ajouter du peroxyde d'hydrogène à des bactéries : la présence de catalase donne lieu à une apparition de bulles d'oxygène.

Aspect de test positif	Techniques	Résultats
	-sur une lame propre, séchée, on dépose une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes. -à l'aide d'une pipette pasteur on ajoute un fragment d'une colonie bactérienne bien isolée. -l'observation se fait immédiatement.	catalase(+) : apparition de bulles : dégagement gazeux de dioxygène. catalase(-) : pas de réaction.

II-5-3- Test oxydase

L'oxydase ou Cytochrome oxydase est une enzyme présente dans certaines chaînes respiratoires cytochromiques bactériennes.

Déposer, sur une lame porte-objet propre, un disque « Ox » et l'imbiber avec une goutte d'eau distillée ou d'eau physiologiques stériles. Prélever une partie de la colonie à étudier à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée stériles et étaler sur le disque.

Une coloration violet foncé apparaît immédiatement sur le disque ou en quelques secondes puis vire au noir : test oxydase (+). (Delarras, 2007).

II-5-4- Confirmation par galeries

Afin de mieux confirmer les résultats des *E coli* et *Salmonelle*, des galeries biochimiques API20E ont été réalisés

Technique

Principe

La galerie API 20E comporte 20 microtubes contenant des substrats sous forme déshydratée.

Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux.

Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification.

Préparation de la galerie

Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir de l'eau dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.

Déposer stérilement la galerie dans la boîte d'incubation.

Préparation de l'inoculum

Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule de Suspension Medium ou dans un tube d'eau distillée stérile, d'opacité légère avec une seule colonie prélevée sur un milieu gélosé.

Inoculation de la galerie

Remplir les tubes et les cupules des tests : CIT, VP, GEL avec la suspension bactérienne.

Remplir uniquement les tubes des autres tests.

Créer une anaérobiose dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE, H₂S en remplissant leur cupule d'huile de vaseline.

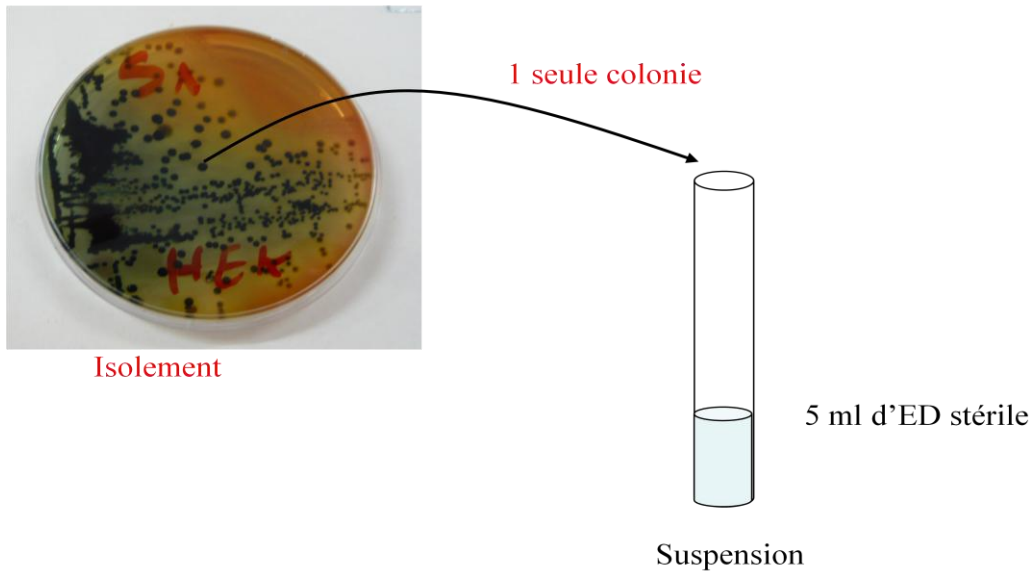
Refermer la boîte d'incubation et la placer à 35-37°C pendant 18 à 24 heures.

Lecture

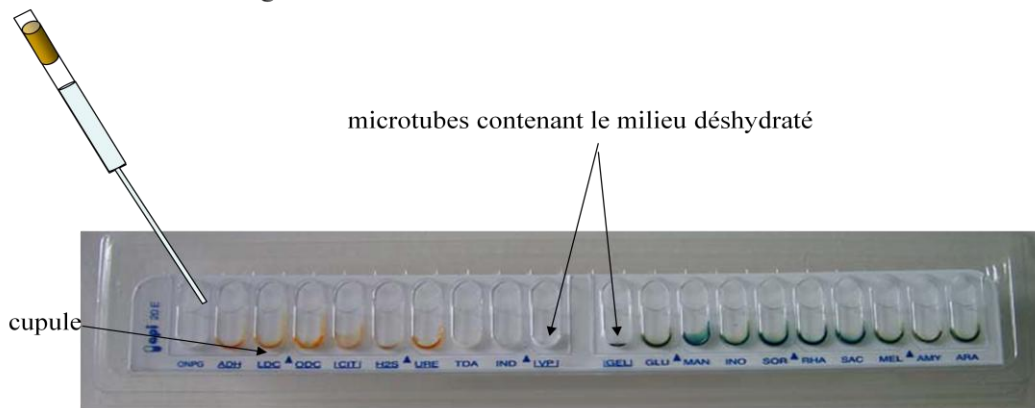
Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.

Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs : voir tableau de résultats.

1- Préparation de l'inoculum



2- Ensemencement de la galerie API 20 E



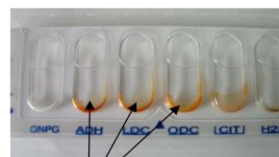
La suspension bactérienne introduite dans le tube dissout les substrats déshydratés

Pour certains caractères:



Remplir de suspension le tube et la cupule

CIT, VP, GEL



Remplir le tube de suspension et recouvrir d'huile de vaseline pour créer une anaérobiose
ADH, LDC, ODC, H₂S, URE

Figure n°23 : identification par galeries API20E.

Résultats et discussion

III- Résultats et discussion

III-1- Paramètres physico-chimiques

III-1-1-La température

La température de l'eau du site détermine le choix de l'espèce à élever, la croissance et la durée du cycle. La température doit être prise en compte dans la pratique d'élevage (Billard, 2005).

Tableau n°2: Valeurs mensuelles de la température (° C) de l'eau de surface dans les différentes stations.

Mois stations	avril	mai	juin
S1	22,2	26,6	28,3
S2	22	26	28,2
S3	22,6	25,5	29,3
S4	22,5	25,6	29,4
S5	22,3	25,6	28,9
S6	22,5	26,2	28,4

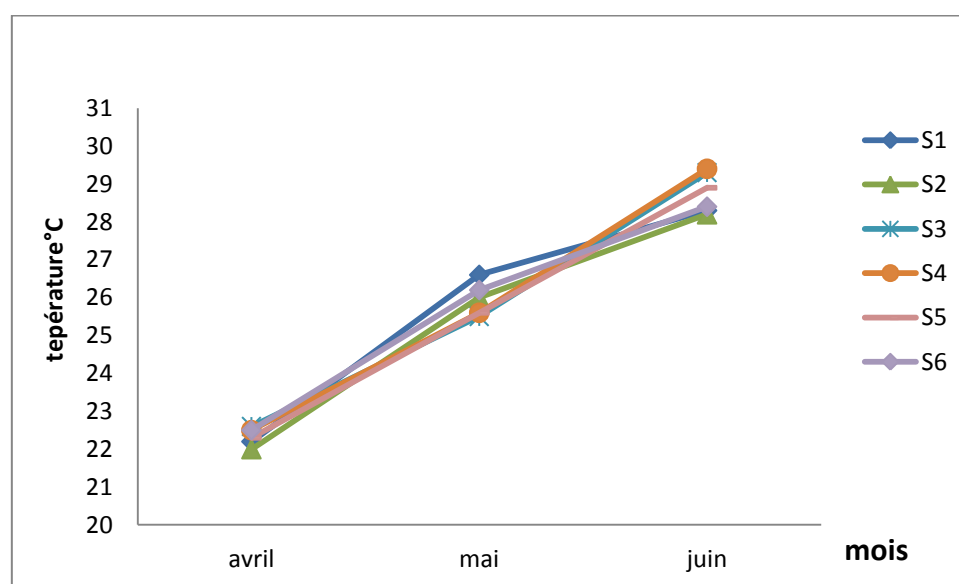


Figure n°24 : Variation mensuelle (avril, mai et juin 2012) de la température au niveau des différentes stations

Les valeurs de la température mesurées révèlent une augmentation presque constante durant les trois mois de suivi pour tous les stations, allant de 22° C en mois d'avril à l'entourage de 28° C en moi de juin.

C'est une augmentation normale dans l'ordre chronologique, en vu des dates des prélèvements qui s'avance vers la saison chaude.

Pour le mois d'avril, la température de l'eau d'élevage était idéale pour la pratique de l'activité aquacole de la Daurade (22° C), mais les valeurs enregistrées en mois de mai dépassent un peu le seuil de la croissance optimale (24° C).

Au mois de juin la température était supérieure à 28° C dans toutes les stations de mesure (S3 : 29,3° C ; S4 :29,4° C) car il n'y a pas un approvisionnement en eau fraîche du large, en plus, c'est une période de forte demande en électricité donc la centrale travail au maximum et réchauffe un maximum de l'eau.

Le principe générale de l'effet de la température de l'eau et bien connu ; les besoins augmentent avec la température jusqu'un certain seuil considéré comme l'optimum thermique de l'espèce, puis ils diminuent. Cet optimum correspond aussi, approximativement, à la meilleure efficacité alimentaire dont la mesure où le rapport entre la part de l'aliment utilisé pour la croissance est celle utilisé pour l'entretien est maximale. (Guillume et *al*, 1999)

III-1-2- Potentiel d'Hydrogène

Pour la pisciculture, les eaux doivent présentées un pH compris entre 6,7 et 8,6, ce pH ne pose pas de problèmes majeurs sauf dans le cas de milieux fortement eutrophisés (étang) ou de circuits fermés (Billard, 2005).

Tableau n°3 : Valeurs mensuelles du pH de l'eau de surface au niveau des différentes stations.

Mois stations	avril	mai	Juin
S1	8,16	8,13	8,06
S2	8,16	8	7,90
S3	7,92	8,09	8,01
S4	8,03	7,97	8,03
S5	7,98	7,99	7,76
S6	7,98	7,97	8,03

Les valeurs de pH enregistrées pendant la durée de suivi, sont proches à celle de l'eau de mer (Au voisinage de 8) et ne subit qu'un faible changement, elles varient entre un minimum de 7,76 enregistré au niveau de station S2 pendant le mois de juin et un maximum de 8,16 au niveau de station S1 pendant le mois d'avril.

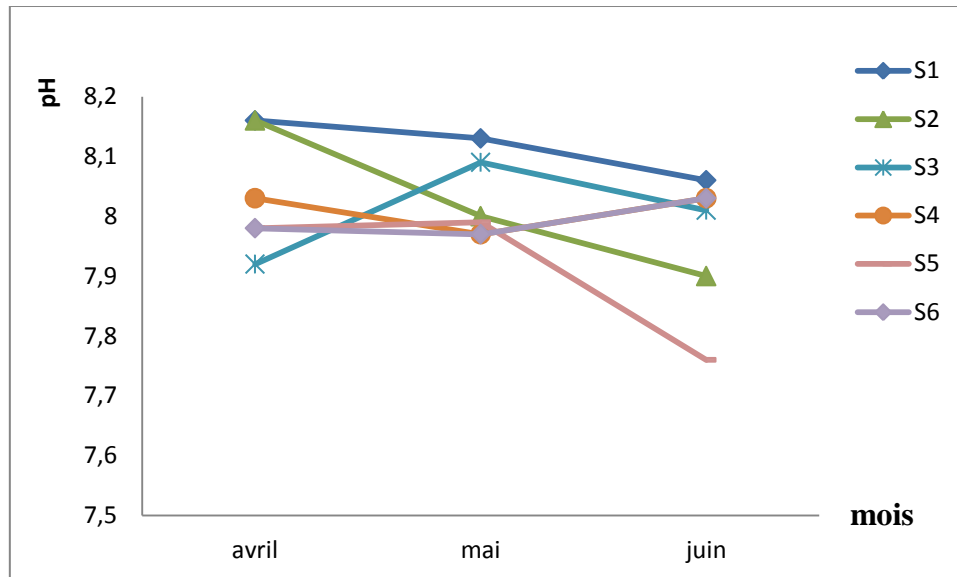


Figure n° 25: Variations mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur de pH au niveau de différentes stations.

On observe qu'au niveau des stations en aval (au voisinage de la mer) S1 et S2, la variation de pH prend la même allure, alors que pour les autres stations (S3, S4 et S5) qui se trouvent dans le circuit et S6 situant en aval, prend des valeurs variables dans le temps suite à la variation temporaire des excréments des poissons qui agissent directement sur le pH. Les valeurs critiques du pH varient en fonction de l'espèce de poissons, de la taille de ceux-ci ainsi que d'autres conditions de l'environnement, les poissons sont plus sensibles à un pH plus élevé pendant la saison de reproduction, et les œufs et les jeunes poissons sont plus sensibles que les adultes (Coche et *al*, 1999).

III-1-3- Oxygène dissous

Tableau n°4 : Valeurs mensuelles de l'oxygène dissous (mg/l) de l'eau dans les différentes stations.

Mois \ stations	avril	mai	Juin
S1	5,2	5,3	4,8
S2	5,5	4,8	4,2
S3	5,8	8	4,1
S4	6,9	7,2	4,1
S5	6,1	7,2	1,6
S6	5,4	4,8	4,5

On remarque que les différents points de prélèvements prennent des valeurs de l'oxygène dissous qui varient d'un minimum de 1,6 mg/l (S5 en juin) à un maximum de 8mg/l (S3 en mai).

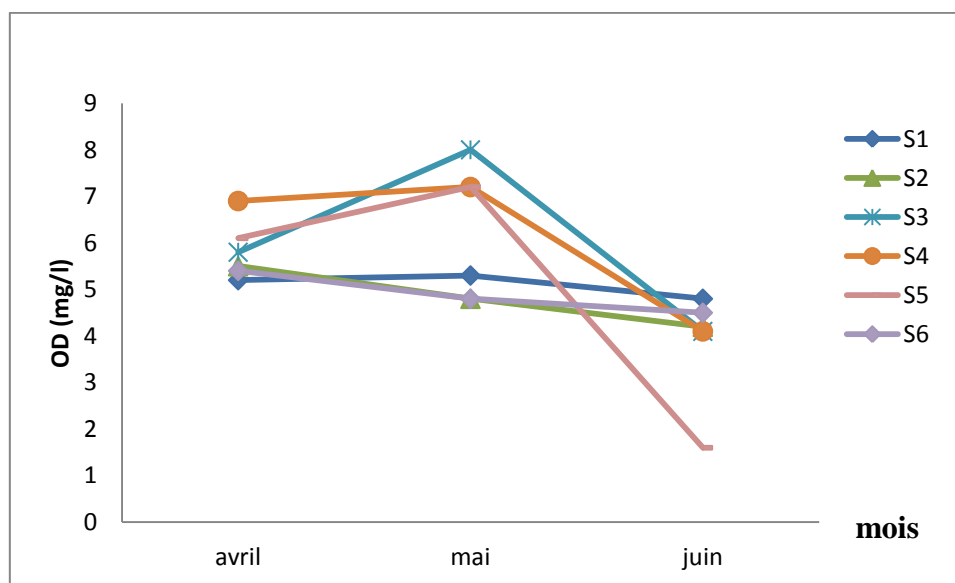


Figure n°26: Variation mensuelle (avril, mai et juin 2012) de l'oxygène dissous au niveau des différentes stations

Durant les trois prélèvements, les valeurs maximales en oxygène dissous sont signalées au niveau des bassins de grossissement (S3 : 5,8mg/l en avril, 8mg/l en mai ; S4 : 6,9mg/l en

avril et 7,8mg/l en mai) cela répercute le rôle primordial du système d'oxygénation pour assurer un optimum de l'oxygène dissous compatible avec l'exigence de la daurade.

On a enregistré une baisse des valeurs d'oxygène dissous en mois de juin pratiquement dans toutes les stations, cela dû à l'augmentation de la température de l'eau en milieu d'approvisionnement (autour de 28° C pour S1 et S2) qui induit à une diminution d'oxygène dissous suite à la diminution de la solubilité air-mer et la mer était calme.

Pour les stations restées (S3, S4, S5 et S6) le taux d'oxygène dissous était faible cela dû à l'arrêt de système de l'oxygénation et aussi le système de la circulation de l'eau qui ne fonctionne que le jour. Alors l'eau arrivant au bassin de décantation (S5) était épuisée en O2 dissous (forte consommation pendant la nuit par respiration).

Le besoin de poisson en oxygène est directement lié à la quantité d'aliment distribuée, les moyens d'oxygénations, utilisés de plus en plus couramment permettant d'élever le cheptel dans un milieu rendu non limitant en oxygène et de maintenir une biomasse par unité de débit bien supérieur à celle qui pourrait l'être dans les conditions naturelles. . (Guillume, 1999)

III-1-4- la salinité

La salinité de l'eau de mer est en général de 33 à 37 PSU mais peut dépasser des teneurs de 40 PSU. Les capacités d'osmorégulation diffèrent selon les espèces. la Daurade qui est une espèce marine supporte des salinités faibles (3 PSU) en eaux côtières (Billard, 2005).

Tableau n°5: Valeurs mensuelles de la salinité (PSU) de l'eau de surface de différentes stations.

Mois stations	avril	mai	Juin
S1	34,7	35,3	36,6
S2	34,4	35	27,9
S3	34,5	35,1	30,8
S4	34,5	35,1	31,0
S5	34,4	35,1	32,4
S6	34,5	35,1	32,3

Les teneurs de salinité observées pendant le mois d'avril et mai sont celle des eaux de méditerranée au voisinage de 35PSU au niveau de toutes les stations, alors qu'on a enregistré une chute jusqu'à 27,9PSU au niveau de S2 pendant le mois de juin.

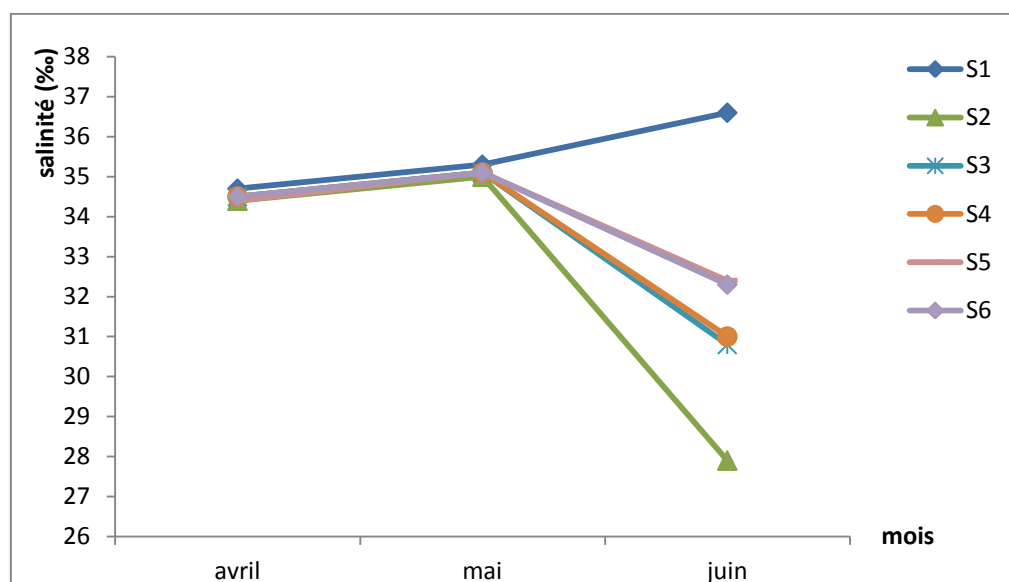


Figure n°27 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) des teneurs de la salinité au niveau de différentes stations

On remarque qu'une légère augmentation de la salinité pour toutes les stations pendant le mois d'avril à mai.

Une diminution de la salinité pour toutes les stations, sauf S1 où une légère augmentation signalée qui est due au réchauffement des eaux naturelles (la mer).

On a enregistré une chute jusqu'à 27,9 PSU au niveau de la station S2 pendant le mois de juin. Les éléments qui sont à notre disposition ne nous permettent pas d'expliquer une telle baisse de la salinité au niveau de cette station.

Bennetau et Chinzi, 1998, ont montré que la Daurade grise est une espèce euryhaline qui peut supporter un grand écart de salinité avec un optimum de 35 PSU.

III-1-5- La matière en suspension

Les MES affectent la vie des animaux en élevage ou celle des organismes planctoniques (colmatage ou érosion des branchies), la qualité de l'eau (diminution de la teneur d'oxygène), et la productivité (diminution de la pénétration de la lumière et de la production primaire), les eaux turbides ne conviennent pas pour les éclosions mais sont plus au moins tolérées par les animaux en croissance. (Billard, 2005).

Tableau n°6 : Valeurs mensuelles (avril, mai et juin 2012) des MES (mg/l) de l'eau de différentes stations.

Mois stations	avril	mai	Juin
S1	120	94	8,4
S2	99,6	101,2	8,4
S3	108,4	111,2	7,2
S4	89,6	102	7,2
S5	99,2	105,6	1,6
S6	92	102,4	2,4

D'après la figure n°32 on remarque une charge importante en MES durant le mois d'avril et mai, ces teneurs élevées varient globalement entre 120 mg/l et 1,6 mg/l respectivement en avril (S1) et juin(S5).

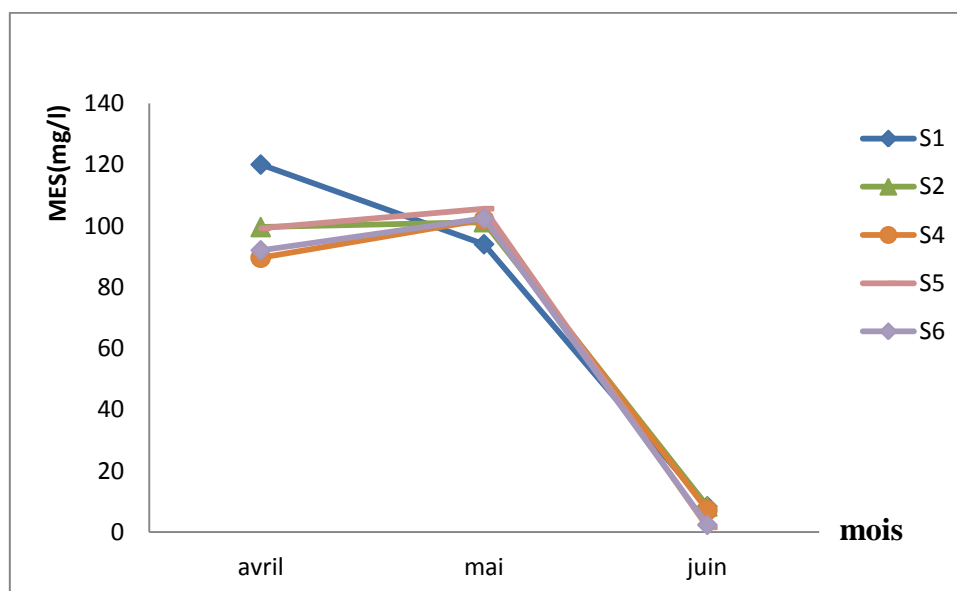


Figure n° 28 : Variation mensuelle (avril, mai et juin 2012) de la MES au niveau des différentes stations

Les valeurs élevées de la matière en suspension est fortement lié au rejet d'oued Isser à 3 Km, ces MES sont transportées par le courant provoqué par les vents de ouest les jours de la 1^{er} et la 2^{ème} sortie.

La teneur élevée au niveau de :

En S2 était dû à l'effet mécanique de la pompe qui a remis les particules en suspension, En S3 et S4 étaient dû soit d'origine alimentaire (aliment non ingéré à 100%) soit d'origine fécale (excréments des poissons).

Les valeurs rencontrées en mois de juin étaient très faibles par rapport aux deux mois précédents et ne dépassent pas 10 mg/l, cette faible charge est expliquée par la faible concentration des poissons dans les bassins et à l'arrêt de renouvellement de l'eau la nuit, le prélèvement a été effectué avant 08 :00 heure de matin donc toute la matière en suspension contenue dans l'eau était sédimentée la nuit.

Les valeurs des MES de mois de juin sont idéales pour faire l'activité aquacole.

Selon FAO, les normes idéales pour les MES sont inférieures à 25mg/l, au-delà de 100mg/l l'eau est considérée chargée. (Coche et al, 1999).

III-1-6- Les sels nutritifs (SN)

III-1-6-1- L'azote ammoniacal (NH_4^+ , NH_3)

La concentration de l'azote ammoniacal observée dans différentes stations de mesure est comprise entre un minimum de 0,564 $\mu\text{mole/l}$ au canal (S6) de rejet pendant le mois de mai et un maximum de 2,438 $\mu\text{mole/l}$ au bassin de grossissement (S3) pendant le mois d'avril.

Tableau n°7 : Teneurs mensuelles en ammonium ($\mu\text{mole/l}$) de l'eau dans les différentes stations

Mois \ stations	avril	mai	Juin
S1	2,3176	1,8430	2,1563
S2	2,3194	1,3467	1,7771
S3	2,4382	1,2133	1,9828
S4	1,9388	1,0676	1,544
S5	1,9776	0,9188	1,9210
S6	2,1856	0,5640	1,5363

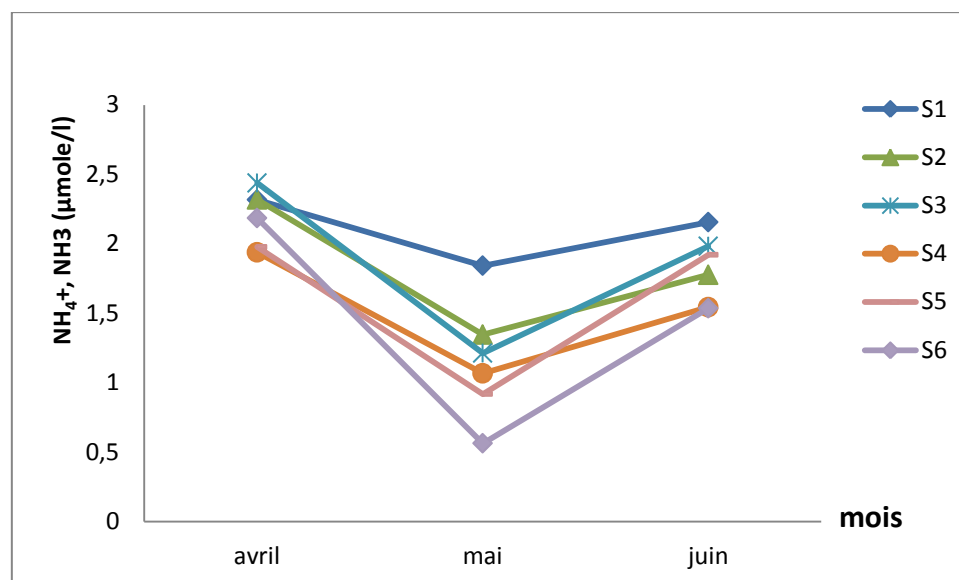


Figure n°29 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en ammonium de l'eau dans les différentes stations.

La faible concentration de l'ammonium observée le long de circuit d'élevage est excellente pour les poissons, et ils sont très faible que celle enregistrés par Bahmed et Bekdache (2010).au niveau de la ferme Mlata a Azzefoun (Wilaya de Tizi ousou).

On constate que ces bons résultats sont la conséquence de la forte oxygénation artificielle et le fort débit de renouvellement de l'eau qui empêche l'accumulation des déchets azotés dans les différentes stations illustrés par les faibles teneurs dans le canal de rejet.

On observe que pendant les mois d'avril et juin un taux ammoniacal un peu élevé par rapport au mois de mai, cela est due à la forte densité de poissons en avril et l'atténuation de flux d'oxygénation et de renouvellement de l'eau en juin, contrairement au mois de mai.

La toxicité de gaz dissous est en effet beaucoup plus importante que celle d'ion d'ammonium, pour les téléostéen d'eau salée, les seuils serait de 0,005 et de 2,5 mg/l pour l'ammoniac non ionisé et l'ammoniac total (Haywood, 1983 *in* Barnabe, 1989).

La présence de l'ammoniac provoquerait des altérations des branchies, du rein, du foie, du sang, et de l'appareil circulatoire. Le tout s'accompagne de troubles de la croissance et de la reproduction.

Parmi les facteurs donnant une meilleur résistance aux polluant, l'oxygène est le plus important. En portant ce dernier au voisinage de la saturation, on peut relever le seuil toxique d'un facteur 2 à 3. (Barnabé, 1989).

III-1-6-2- Nitrite (NO_2^{2-})

Les teneurs admissibles en nitrite sont de 0,05- 0,2 mg/l, l'oxygénation de l'hémoglobine en présence de nitrite empêche la fixation de l'oxygène chez le poisson.la présence d'ions

monovalents tels que les chlorures ou les bicarbonates réduit fortement la toxicité des nitrites (Tomasso et al, 1979 *in* Barnabé, 1989).

La toxicité des nitrites est donc très atténuée dans l'eau de mer et en particulier près de la centrale par les rejets de chlore.

Tableau n°8 : Les teneurs mensuelles en nitrites ($\mu\text{mole/l}$) de l'eau dans les différentes stations.

stations \ Mois	avril	mai	Juin
S1	0,033	0,0215	0,0288
S2	0,0344	0,0387	0,0346
S3	0,0556	0,0559	0,2334
S4	0,0471	0,0216	0,2795
S5	0,0623	0,027	0,683
S6	0,0894	0,0422	1,5363

D'après le tableau on constate des faibles teneurs en nitrates pendant les trois mois, car la valeur la plus élevée ne dépasse pas $0,885 \mu\text{mole/l}$ (S1) en mois de mai.

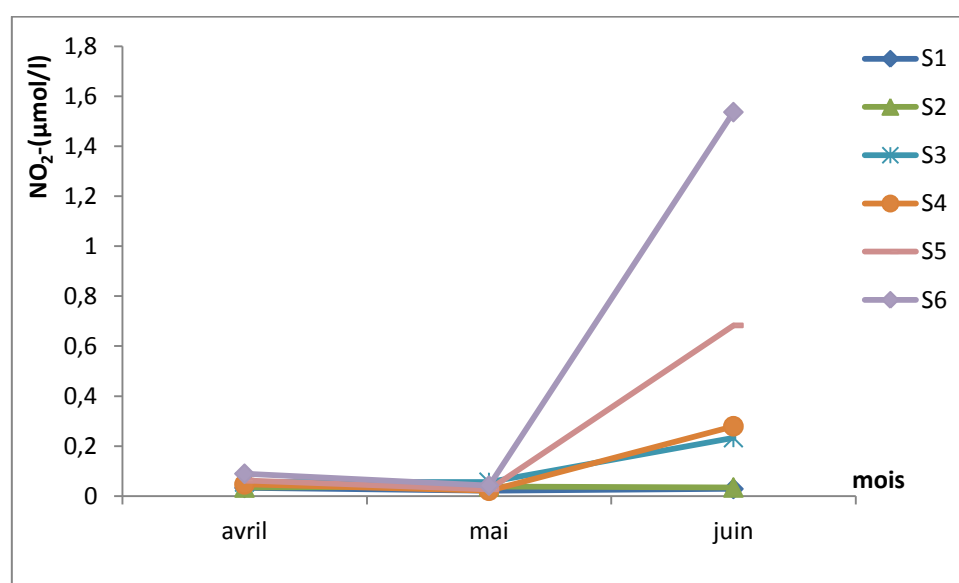


Figure n°30 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en nitrites dans l'eau de différentes stations.

Pendant les trois mois, une faible concentration est enregistrée dans toutes les stations.

La teneur observée en avril dans le bassin de grossissement (S3) est d'origine fécal (excréments) et cela revient à la richesse de l'aliment en protéine, contrairement au mois de mai.

La concentration élevée notamment au mois de juin est expliquée par l'arrêt provisoire de système d'oxygénation et de renouvellement de l'eau.

Les nitrites sont les formes les plus dangereuses des substances azotées, de ce fait, il faut avoir le minimum de concentration possible dans le circuit d'élevage.

III-1-6-3- Les nitrates (NO_3^-)

Selon Barnabé (1989), les nitrates ne présentent pas de seuil toxique pour les poissons.

Ferra (2008), précise que pour la daurade, le taux de concentration critique de nitrates se situe entre 0,2 à 0,3mg/l.

Tableau n°9 : Teneurs mensuelles en nitrates ($\mu\text{mole/l}$) de dans l'eau dans les différentes stations.

Mois stations	avril	mai	Juin
S1	0,1781	0,885	0,0389
S2	0,1731	0,103	1,2273
S3	0,1778	0,0851	1,0544
S4	0,1708	0,0687	0,9637
S5	0,1314	0,042	0,9378
S6	0,1213	0,0291	0,968

D'après le tableau on constate des faibles teneurs en nitrates pendant les trois mois, car la plus élevée ne dépasse pas 0,885 $\mu\text{mole/l}$ (S1) en mois de mai.

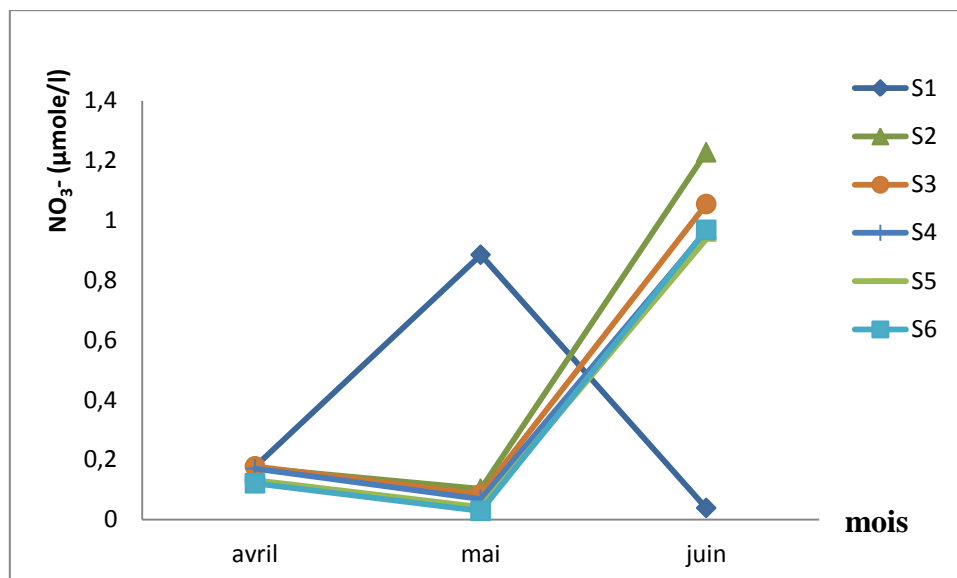


Figure n°31 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en nitrates au niveau de différentes stations.

On remarque que pendant le mois de mai une légère augmentation de la concentration en NO_3^- , au niveau de point d'approvisionnement (S1) ce qui explique une présence d'une source anthropique (oued Isser).

Une autre augmentation des valeurs de NO_3^- pendant le mois de juin dans tous les points de circuit, à l'exception (S1), peut être due à l'accumulation des excréments de poissons.

III-1-6-4- Les orthophosphates

Sous forme PO_4^{3-} favorise le développement du plancton végétal avec l'azote, le PO_4^{3-} est moins soluble que le milieu est riche en calcium, (Schlumberger, 2004)

Les valeurs de PO_4^{3-} varient entre un minimum de $0,0842 \mu\text{mole/l}$ au niveau de station S1 pendant le mois de juin et un maximum de $0,3676 \mu\text{mole/l}$ au niveau de station S4 pendant le mois d'avril

Tableau n°10: Teneurs mensuelles des orthophosphates ($\mu\text{mole/l}$) de dans l'eau dans les différentes stations.

Mois \ stations	avril	mai	Juin
S1	0,2594	0,1730	0,0842
S2	0,1390	0,1848	0,0938
S3	0,2086	0,2543	0,13
S4	0,1914	0,3238	0,5778
S5	0,3394	0,3149	0,1980
S6	0,3676	0,3143	0,2035

Une concentration de 0,06 ppm de PO_4^{3-} est considérée comme une valeur limite admise, au-delà de laquelle les risques d'eutrophisation sont considérables, avec développement d'efflorescences algales ou « bloom » (Bruselé et Quigard, 2004).

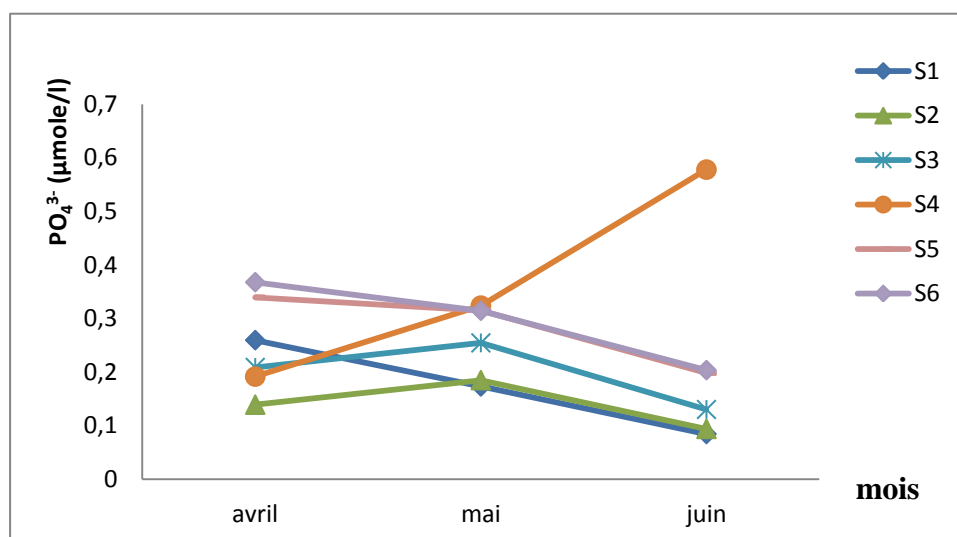


Figure n°32 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en orthophosphates au niveau de différentes stations.

Les concentrations présentes dans les différentes stations sont tolérables, dans les normes, pendant tous les trois mois.

Une petite augmentation a été enregistrée au niveau de S4 (bassin de grossissement) qui est peut être dû suite à une accumulation des excréments de poissons car le système de renouvellement d'eau et d'oxygénation ont été à l'arrêt toute la nuit. Les matières fécales ou fèces sont évacuées sous une forme plus ou moins compacte et sont composées

essentiellement et d'un peu de matières minérales. Elles sont sédimentables (fraction solide) mais comportent également une fraction soluble. Parmi les éléments minéraux non assimilés, le phosphore et le calcium sont les plus représentés. (Miner et Kempf, 1997).

III-1-6-5- la silice

Les teneurs en silice enregistrées sont oscillent entre un minimum de 0,393 $\mu\text{mole/l}$ signalé au mois de juin au niveau de station S1, et un maximum de 26,522 $\mu\text{mole/l}$ observé au niveau de station S2 pendant le même mois.

Tableau n°11 : Teneurs mensuelles en silice ($\mu\text{mole/l}$) de dans l'eau dans les différentes stations.

stations \ Mois	avril	mai	Juin
S1	2,1554	0,9023	0,3937
S2	2,2487	2,5769	26,5228
S3	3,2553	2,7793	12,6116
S4	2,6671	2,0274	11,9475
S5	2,7468	1,3165	3,747
S6	2,5947	1,7370	6,6591

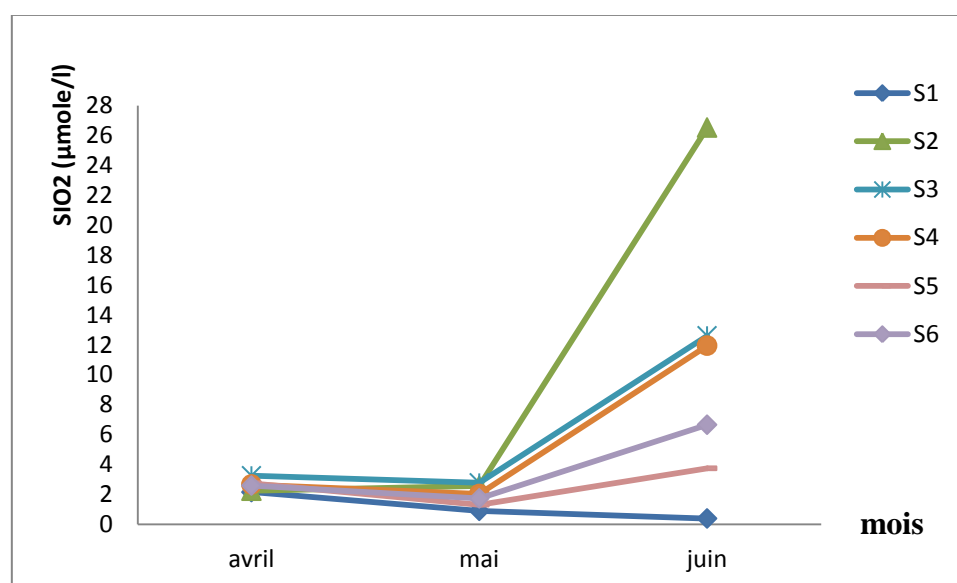


Figure n°33 : Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en silices au niveau des différentes stations.

D'après la figure n° 37, on remarque que les valeurs de silices ont été pratiquement stables pendant le mois d'avril et mai, cela peut être dû au fonctionnement parfait de la ferme (renouvellement d'eau et oxygénation).

On a enregistré des teneurs plus élevées pendant le mois de juin pratiquement pour tous les stations peut être du à l'arrêt de renouvellement en eau et d'oxygénations sauf S1 (approvisionnement en eau (la mer)).

Un maximum été enregistré au niveau de station S2, cela peut être la conséquence de la mise en suspension de silice qui a été précipité, pendant l'arrêt du pompe qui a été allumée au moment du prélèvement.

D'après Rodier *et al*, 2005, la silice forme des dépôts extrêmement durs sur les turbines et dans les générateurs de vapeur pour la production d'électricité qui peuvent être entraînées par les eaux de refroidissement.

III-1-6-6- la chlorophylle α

Les valeurs de phytoplancton dans l'eau de mer sont évaluées par La mesure de la chlorophylle α , principalement mesuré par la méthode de spectrophotométrie. (Rodier et al 1996).

D'après Aminout et Kerouel en 2004, montrent à la fois l'évolution spatiale et temporelle de la chlorophylle et des pheopigments dans une zone soumise à des apports continentaux, et qu'en méditerranée, les concentrations de quelques $\mu\text{g/l}$ apparaissent comme élevées.

Tableau n°12 : Variation mensuelles de la chlorophylle α (mg/m^3) dans les différentes stations.

Mois	avril	mai	Juin
S1	1,068	1,086	1,068
S2	3,204	1,068	1,068
S3	–	2,136	1,068
S4	6,408	1,068	1,068
S5	1,054	1,068	4,272
S6	2,136	–	2,304

D'une façon générale les taux de chlorophylle α présentent dans les différentes stations sont élevés, en comparaison au moyen des eaux méditerranéennes.

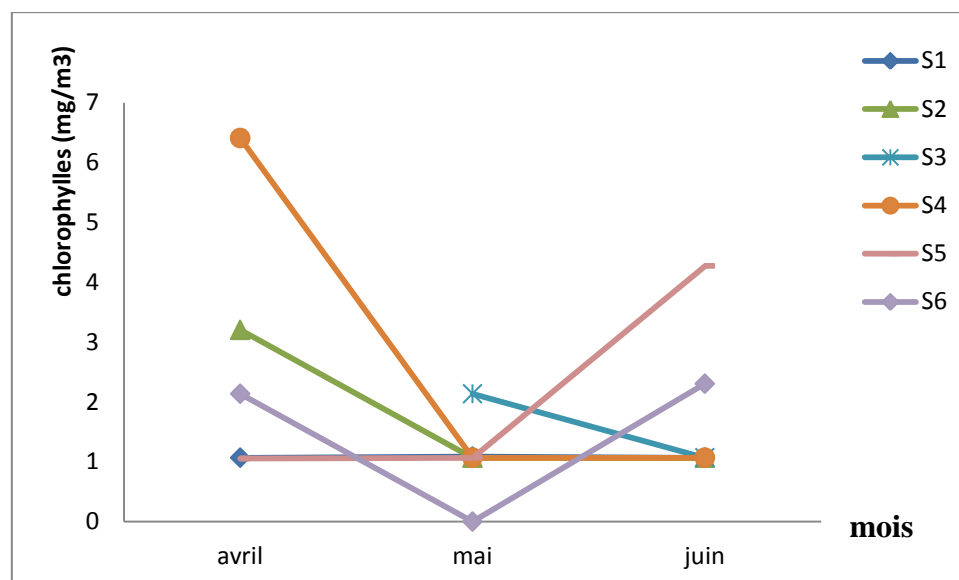


Figure n° 34: Variation mensuelles (avril, mai et juin 2012) de la teneur en chlorophylle a au niveau des différentes stations.

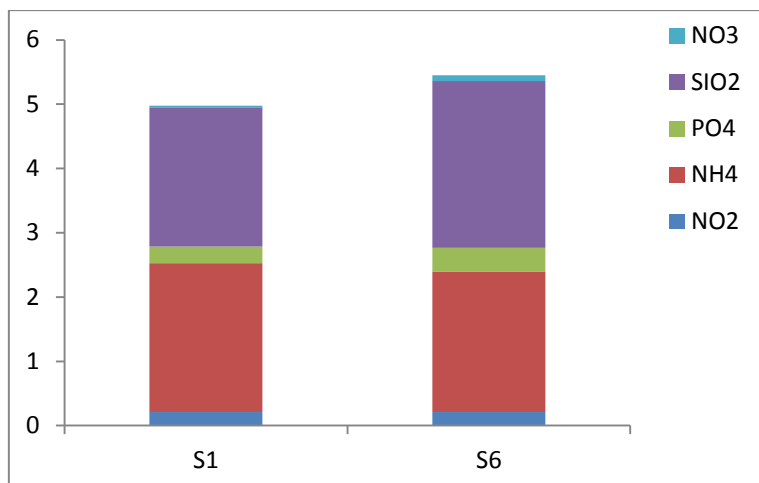
On observe un maximum de la chlorophylle a pendant le mois d'avril au niveau de station S4 (bassin de grossissement) qui est dû à la forte accumulation des excréments en vu la densité élevée de poisson.

Pour les autres stations, la teneur en chlorophylle dans l'eau est peut être causé par la température élevée de l'eau, présence de sels nutritifs qui est d'origine anthropique agricole ou urbain ramenés par Oued Isser et peut être des déchets alimentaires de la ferme.

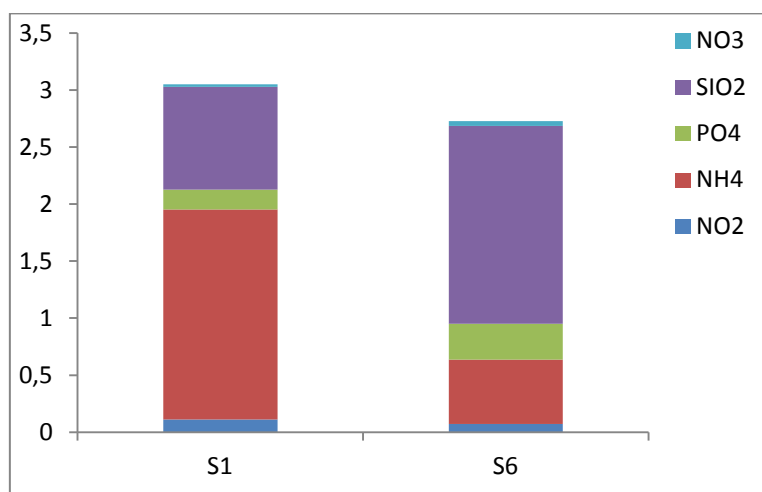
Les valeurs de la chlorophylle a mesurées durant la période d'étude sont similaire à celles enregistrées à Cap Djinet en 2010 par Kharchouche et Mazouzi, et elles sont inférieures par rapport à celles mesurées par Lefnaoui et Ouali dans la Baie de bousmail pour la mise en place d'une ferme aquacole.

Dans le cadre d'évaluation de la qualité de l'eau par rapport à la teneur de sels nutritifs, on remarque une évolution positive de la qualité en comparant avec les résultats enregistrés par Kharchouche te Mazouzi, 2010, cela montre la maîtrise du système de fonctionnement de la ferme (le renouvellement en eau et l'oxygénation) au fur et à mesure les années présidentes. Les valeurs des sels nutritifs dénichées à ONDPA cap Djinet, sont élevées en comparant par celles trouvés à ferme Mlata (wilaya de Tizi Ouzou) par Arib et Boubekeur en 2005, et celle faite par Bahmed et Bekdache (2010) cela du à l'effet de dilution exécuté permanent par les courants de la mer sur les cages flottantes trouvées au large.

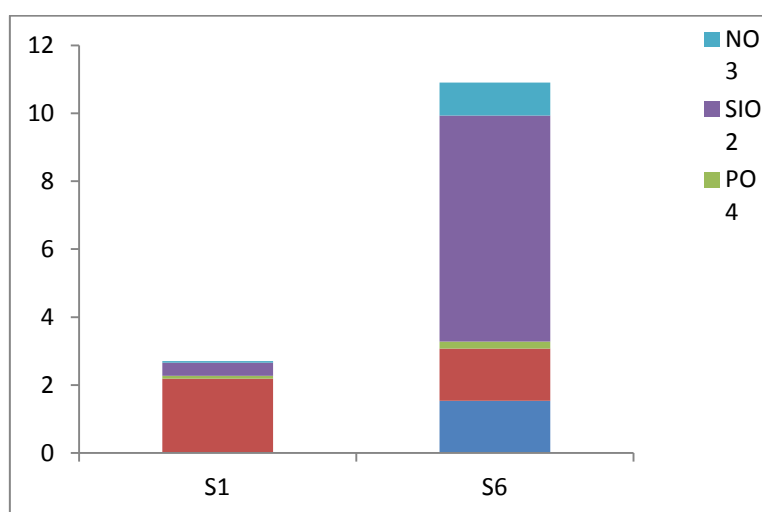
Une analyse comparative est faite dans le but d'évaluer les variations de la qualité des eaux entrante et sortante au milieu naturel, on a procédé à la comparaison des teneurs en sels nutritifs entre l'entrée et la sortie de la ferme.



Mois d'avril



Mois de mai



Mois de juin

Figure n°35 : Comparaison mensuelle de la teneur en SN de l'eau d'entrée (S1) et de sortie (S6).

III-2- Analyses bactériologiques

III-2-1- la flore totale

Tableau n°13 : Concentrations mensuelles de la flore totale exprimés en UFC/100ml des différentes stations.

mois \ Stations	mai	juin
S1	1000	2200
S2	1300	4700
S3	1600	2680
S4	3400	2430
S5	3500	1960
S6	4800	250

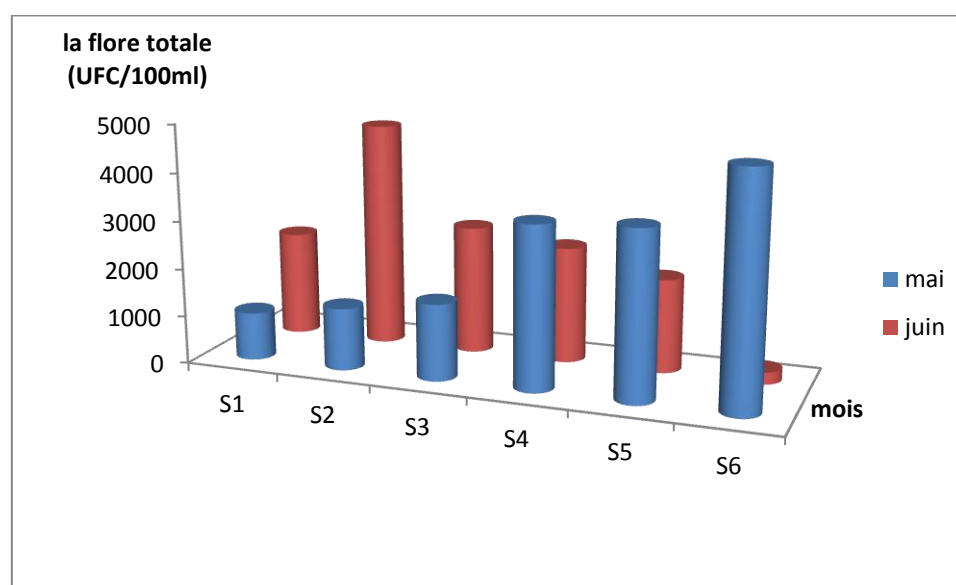


Figure n° 36: Variations des concentrations mensuelles de la flore totale des différentes stations.

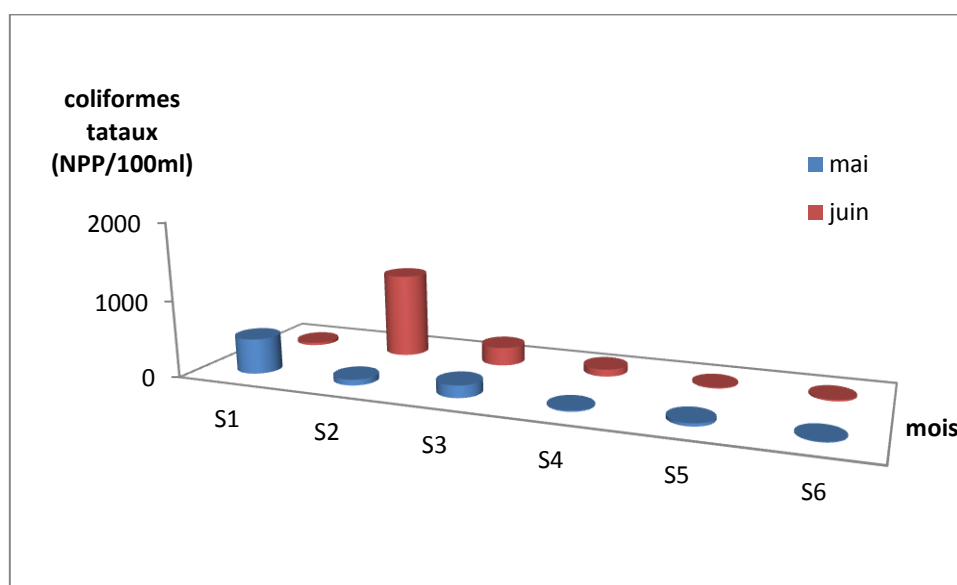
D'après Les résultats enregistrés dans le tableau n°13, les valeurs de la flore mésophile varie de entre (250UFC/100ml)en mois de juin et 4800UFC/100ml en mois de mai pour la même station S6.

La concentration de la flore totale est considérable au niveau des bassins de grossissements que le point de prélèvement en mer (point d'approvisionnement).de même une forte densité bactérienne est observé au niveau du bassin de décantation au mois de juin.

III-2-2- les coliformes totaux

Tableau n°14 : Concentrations mensuelles des Coliformes totaux exprimés en NPP/100ml des différentes stations.

mois Stations	mai	Juin
S1	460	35
S2	175	1100
S3	160	240
S4	15	93
S5	39	14
S6	11	20

**Figure n°37** : Variations des concentrations mensuelles des coliformes totaux des différentes stations.

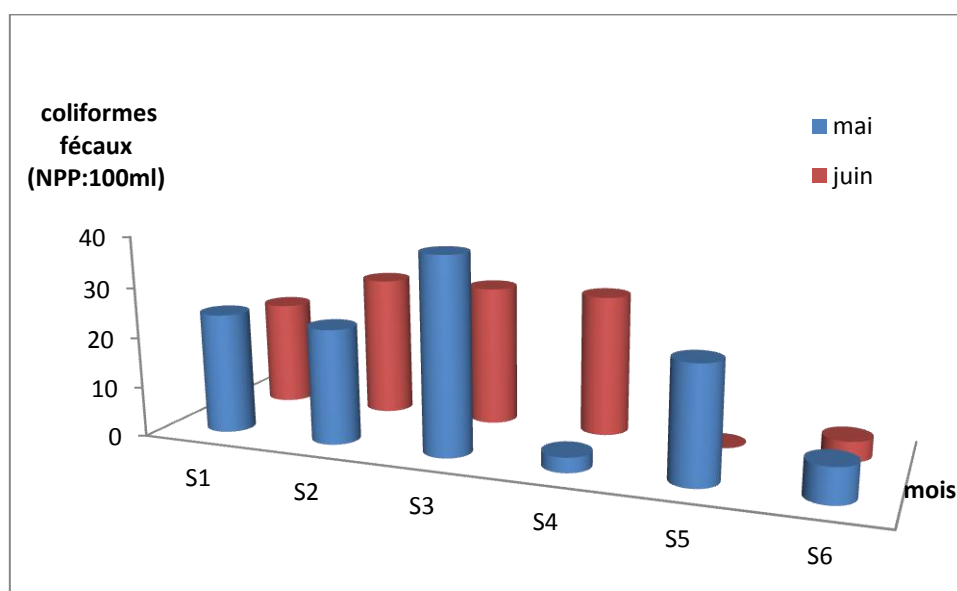
Les résultats illustrés par la figure n°38 montrent l'existence d'une grande similitude entre les profils d'évolution des concentrations mensuelles des coliformes totaux de la station (S1) vers la station (S6).

Des charges importantes en coliformes totaux sont observés en mois de juin avec un pic de 1100NPP/100ml pour la station S2. Ces résultats sont dus aux conditions météorologiques et plus particulièrement à l'élévation de la température au mois de juin.

III-2-3- les coliformes fécaux

Tableau n°15 : Concentrations mensuelles des coliformes fécaux exprimés en NPP/100ml des différentes stations.

mois	mai	Juin
Stations		
S1	24	21
S2	23	28
S3	39	28
S4	3	28
S5	23	<3
S6	7	4

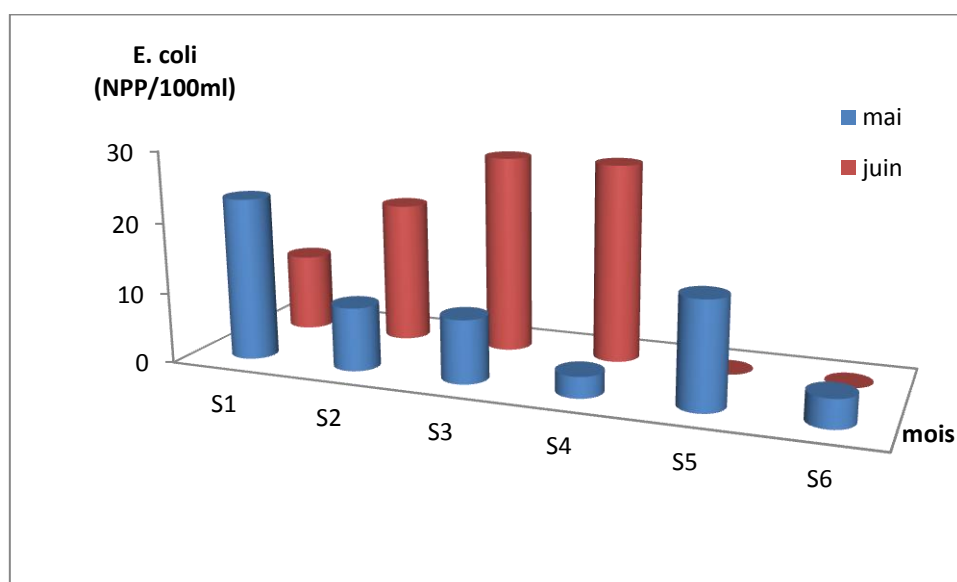
**Figure n°38** : Variations des concentrations mensuelles des coliformes fécaux des différentes stations.

Les concentrations en coliformes fécaux sont nettement inférieures par rapport aux coliformes totaux.

Les valeurs les plus élevées sont observées au niveau des stations S1 (24NPP/100ml) et S3 (39NPP/100ml). Ces résultats pourraient s'expliquer par la contamination due au rejet urbain proche de la première station (S1) de la ferme et l'accumulation de la matière fécale excrétée par la grande densité de poisson au niveau du bassin (S3).

III-2-4- *E. coli***Tableau n°16** : Concentrations mensuelles des *E. coli* exprimés en NPP/100ml des différentes stations.

mois Stations	mai	Juin
S1	23	11
S2	9	20
S3	9	28
S4	3	28
S5	15	<3
S6	4	<3

**Figure n°39** : Variations des concentrations mensuelles d'*E. coli* des différentes stations.

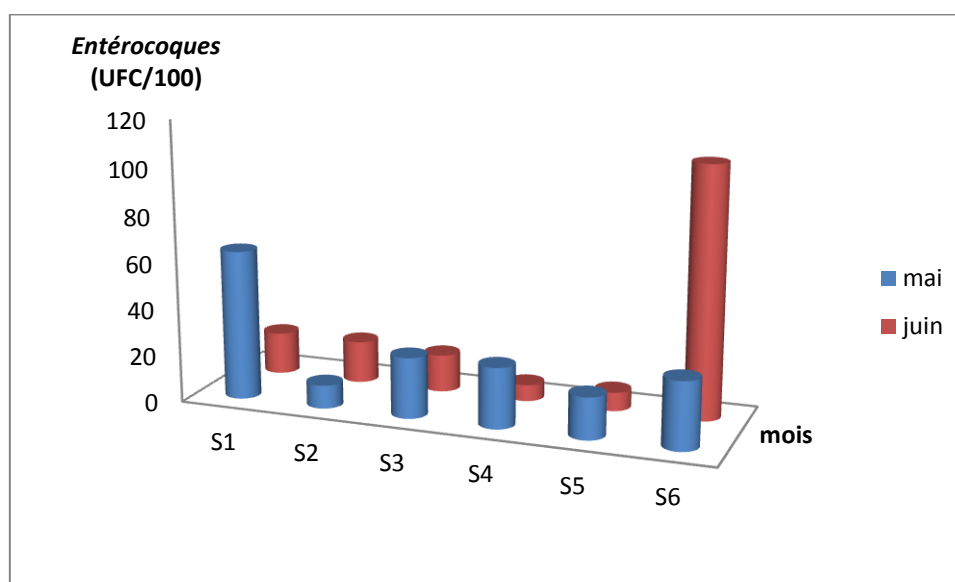
Du point de vue sanitaire, *Escherichia coli* est le plus important des paramètres microbiologiques pris en compte dans le contrôle de qualité des eaux au même titre que les streptocoques fécaux ; leur présence simultanée suffit à confirmer qu'il y a effectivement contamination.

Notons à ce propos qu'il y a peu de différence, du point de vue pratique, entre les indications fournies par le dénombrement des Coliformes fécaux et d'*E.coli*. L'examen est souvent orienté vers l'un ou l'autre de dénombrement (Rodier, 1996).

La figure n°40 montre une grande similitude entre les profils d'évolution des valeurs des coliformes fécaux et *E.coli*.

III-2-5- les Entérocoques**Tableau n°17** : Concentrations mensuelles des Entérocoques exprimés en UFC/100ml des différentes stations.

mois	mai	Juin
S1	64	18
S2	10	18
S3	26	16
S4	26	7
S5	18	8
S6	29	107

**Figure n° 40**: Variations des concentrations mensuelles des Entérocoques des différentes stations.

D'une façon générale, les concentrations en Streptocoques fécaux sont dans les milieux naturels autres que ceux spécifiquement polluée par le bétail, inférieurs à celles des Coliformes fécaux (Rodier, 1996).

Les résultats exprimés dans le tableau (n°15) montrent des concentrations faibles au niveau des différentes stations. La valeur la plus élevée (107UFC/100ml) est enregistré en mois de juin au niveau de la station (S6).

III-2-6- les salmonelles

Le contrôle de la qualité et la salubrité du milieu aquatique exige la recherche des salmonelles. L'isolement des salmonelles sur le milieu sélectif a montré le suspect de la

présence des colonies caractéristiques ; une coloration bleu verdâtre avec ou sans un centre noir.



Figure n° 41 : Colonies caractéristiques des salmonelles.

La confirmation de ces résultats par l'étude du profil biochimique et test de galeries API20E a montré l'absence totale de ces germes pathogènes.

Les résultats des paramètres bactériologiques a révélé que les concentrations bactériennes des indicateurs de contamination fécale sont faibles et l'absence des germes pathogènes, mêmes observations ont été signalées par le travail fait en 2010 sur le même site par Kharchouche et Mazouzi. Ce qui explique le bon fonctionnement de la ferme au terme de renouvellement d'eau et des traitements de contrôles.

Malgré le manque des normes concernant l'évaluation de la pisciculture marine, nos résultats restent tolérables comparant aux normes des autres filières aquacoles.

III-3- Caractérisation des bactéries recherchées

III-3-1-Les staphylocoques

La plus part des colonies, observables sur le milieu de Baird et Parker après une incubation de 24 heures à 37°C, sont des Gram positifs (figure 43), catalase positive.

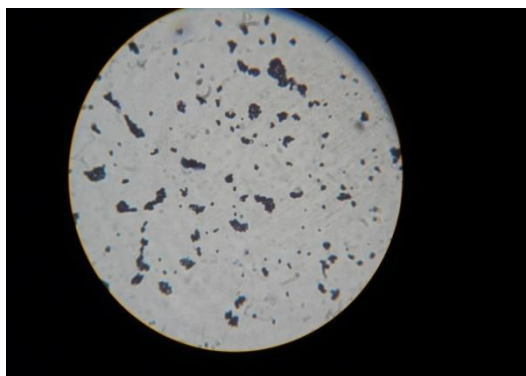


Figure n° 42: Photo Gram (+) des Staphylocoques

Tableau n°18 : Profil morphologique et biochimique des Staphylocoques.

caractères		
Aspect et couleur des colonies	Noire avec un halo clair	Grisâtre avec une zone opaque
Diamètres des colonies	0.5 à 1mm	1 à 2mm
Aspect des cellules	Coques en amas	Coques en amas
Gram	+	+
catalase	+	+
oxydase	+	+
Nom de l'espèce	Non identifié	Non identifié

Les caractères étudiés montrent que les espèces trouvées appartiennent au genre *Staphylococcus* mais par absence des galeries de confirmation et la non réalisation du test coagulase, les espèces ne sont pas identifiées.

III-3-2- Les coliformes

Après plusieurs repiquages sur la gélose TTC, les résultats (tableau 20), montrent que toutes les espèces sont des Gram négatif (figure 44), catalase négative et gazogènes.

Ces résultats sont confirmés par les galeries API 20E (figure n°45)

Tableau n°19 : Profil morphologique et biochimique des coliformes.

caractères			
Aspect et couleur des colonies	Petites et oranges	rouges	Jaune orange
Aspect des cellules	Bacilles, paires et en chaînettes.	Bacilles, paires et en chaînettes.	Bacilles, paires et en chaînettes
Diamètres des cellules	0,5 à 3 μm	0,5 à 3 μm	0,5 à 3 μm
Gram	-	-	-
catalase	+	+	+
oxydase	-	-	-
Nom de l'espèce	Non identifié	Non identifié	<i>E.coli</i>

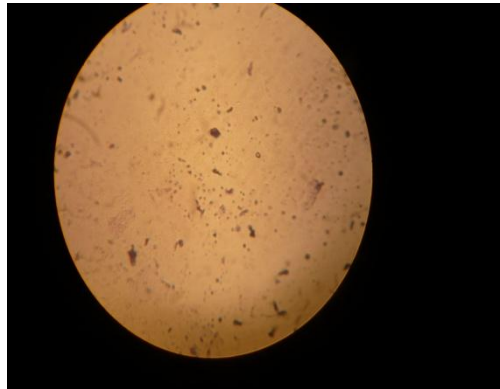


Figure n°43 : Photo Gram (-) des coliformes



Figure n° 44 : La galerie d'identification de l'espèce étudiée.

III-3-3-Les streptocoques

La sélection des espèces de streptocoques fécaux qui a été réalisée sur le milieu BEAA, montre qu'il s'agit bien de cellules gram (+) (figure n°46), esculinase (+) (Figure n°47) et oxydase(-).

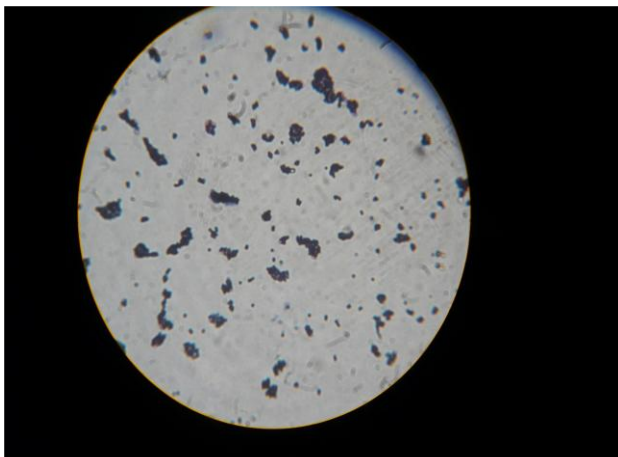


Figure n°45: Photo Gram +
des entérocoques



Figure n°46: Esculinase +

Conclusion

Conclusion

Durant ce travail, le suivi des paramètres physico-chimiques et bactériologiques de l'eau de la ferme ONDPA Cap Djinet nous a permis de déduire que :

Les valeurs de la température sont un peu élevées pour l'élevage de la daurade surtout durant le mois de juin ce qui risque de favoriser le développement des bioagresseurs.

Les teneurs en potentiel d'hydrogène, l'oxygène dissous et la salinité sont adéquates pour l'élevage. Les valeurs des MES enregistrées sont importantes par rapport à la norme (10 mg/l) pour l'élevage (sauf au mois de juin), cela peut conduire au colmatage des branchies et d'autres maladies car les MES constitue un support pour les bioagresseurs.

Concernant les sels nutritifs, les valeurs marquées sont impressionnant en comparant à celle enregistrée par Kharchouche et Mazouzi en 2010, malgré la nouveauté de cette ferme, des teneurs les plus élevés sont celles des orthophosphates. Les teneurs en chlorophylle a sont importantes pour celle des eaux de méditerranée.

En comparant les paramètres physicochimiques dans tous les compartiments de la ferme, on trouve presque la même répartition au niveau de l'entrée et de la sortie, mais une amélioration a été marquée par rapport aux années précédentes (Kharchouche et Mazouzi, 2010).

Pour les analyses bactériologiques, on a marqué de faibles teneurs bactéries au niveau de différentes stations. L'absence des salmonelles et les valeurs acceptables des indicateurs de contamination fécale (coliformes fécaux et streptocoques fécaux) explique la qualité salubre de l'eau utilisée pour l'élevage et le choix de pompage en profondeur depuis le puits est fortement bon en évaluant avec les années précédentes (Kharchouche et Mazouzi, 2010).

Recommandations :

- ✓ Un approvisionnement d'eau fraîche est souhaitable pour diminuer la température en période estivale.
- ✓ Faire un canal qui permet le brassage des eaux et la sédimentation des MES avant l'entrée de la ferme.
- ✓ Un contrôle physicochimique et bactériologique des eaux d'approvisionnement de la centrale, le chlore résiduel et les métaux lourds et surtout.
- ✓ Un suivi journalier ou hebdomadaire de la qualité des eaux (physicochimiques et bactériologiques) est souhaitable.
- ✓ Une désinfection des bassins avant le remplissage en eau et/ou aussi avant le transfert des poissons.
- ✓ Une inspection des alevins pour éviter les nouvelles pathologies et aussi pour éviter une mortalité massive des alevins
- ✓ Une intégration d'une petite unité d'algoculture est efficace en vue d'un développement durable.

D'autres suivis et recherches sont nécessaires afin d'obtenir une meilleure qualité du poisson et diminuer les risques sur la santé des consommateurs.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

AMINOUT A et CHAUSSEPIED M., 1983 manuel des analyses chimique en milieu marin *CNEXO*, p 396.

AMINOUT A., KEROUEL R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. *Ed. Ifremer*, 164p.

ARIB S. et BOUBEHEUR S., 2005. Etude de faisabilité techno-économique d'une ferme aquacole marine du loup et de la daurade (cas d'étude : Ferme Mlata) Wilaya. Tizi Ouzou. *Mém. Ing. Aqua.*, ISMAL. 45p.

ARNAUD M-F., 1987. Aquaculture et énergie thermique des mers. *Ed. Ifremer*. 16p.

ARRIGNON J., 2002. L'aquaculture de A à Z. *Ed. Lavoisier tec & doc*, Paris. 439p

BAHMED H et BEKDACHE S., 2010. Caractérisation physico-chimique et bactériologique des eaux de la ferme d'élevage de poissons marins d'Azeffoun (wilaya de Tizi Ouzou). . *Mém. Ing. Aqua.*, ISMAL. 60 p.

BARNABE G., 1989. Aquaculture *.Ed. Lavoisier tec et doc*, Paris. 29 p.

BARNABE G., 1991. La base biologique et écologique de l'aquaculture. *Ed. Lavoisier tec & doc*, Paris. 500 p.

BILLARD R., 2005. Introduction à l'aquaculture *.Ed. Lavoisier Tec & Doc*, Paris. 235p

BRISOU J-F., DENIS F ., 1978. Hygiène de l'environnement maritime. *Ed. Masson*. 248p.

BRISOU J-F., DENIS F.A., 1980. Techniques de surveillance de l'environnement maritime *.Ed. Masson*.51p.

BRUSLE J., QUIGNARD J-P., 2004. Les poissons et leurs environnements. *Ed. Lavoisier Tec & Doc*, Paris. 84-88p.

CHINSI D., BENNETAU C., 1998. Référence de l'aquaculture .Ed. ENATA, Bordeaux. 307p.

COCHE.A.G, MUIR. J. F, LAUGHLIN.T, 1999, FAO, La gestion, les étangs et leur eau, 10p).

DELARRAS C., 2007. Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyse ou de contrôle sanitaire. Ed. Lavoisier Tec & Doc. 476p.

DE VILLERS J., SQUILBIN M., YOURASSOWSKY C., 2005. Qualité physico- chimique et chimique des eaux de surface. 16p.

FERRA C., 2008. Aquacultures .Ed. BUIBERT, Paris. 327p.

FIGARELLA J., LEYRAL G ., TERRET M., 2001. Microbiologie générale et appliquée. Ed. Jaques Lanore. 285p.

GAUJOUS D., 1995. La pollution des milieux aquatiques : aide-mémoire. Ed. Lavoisier Tec & Doc, Paris. 220p.

GERARD A., 2006. Ifremer. Pisciculture marine : Eléments de prospective. 94p

GUILLAUME J., KAUSHIK S., BERGOT P., METAILLER R., 1999. Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. Ed. INRA, Paris. 418p

GUIRAUD JP., 1998. Microbiologie alimentaire. Ed. Dunod. 652p.

GUIRAUD J-P ., ROSEC J-P ., 2004. Pratique des normes en microbiologie alimentaire, .Ed. Afnor. 96p.

HAINIQUE B., BAUDIN B., LEFEBVRE P., 2008. Appareils et méthodes en biochimie et biologie moléculaire. Ed. Flammarion Médecine-Sciences, Paris. 449p.

JOFFIN C., JOFFIN J-N ., 2010. Microbiologie alimentaire. Ed. CRDP, Aquitaine. Bordeaux. 344p.

JOFFIN J-N., LEYRAL G, 1996. Microbiologie technique (Dictionnaire technique). *Ed. CRDP, Aquitaine*. Bordeaux. 93p.

JOLY B., REYNAUD A., 2002, Entérobactéries systématique et méthode de diagnostic *.Ed. Lavoisier tec & doc*. Paris. 28p.

KHARCHOUCHE A et MAZOUZI S., 2010, Caractérisation physicochimiques et bactériologiques des eaux de la ferme d'élevage des poissons marins ONDPA cap Djinet (W de Boumerdes). *Mém. Ing. Aqua. ENSSMAL*. 65p.

LECLERC H., GAILLARD J.L., SIMONET M, 1995. Microbiologie générale : la bactérie et le monde bactérien. *Ed. Doin*. Paris.535p.

LEFNAOUI S., et OUALI D., 2008. Analyse des eaux côtières de la baie de Bousmail pour la mise en place d'une ferme aquacole. *Mém. Ing. Aqua. ISMAL*. 50p.

MERLE G., 1991.Utilisation des rejets d'eaux tièdes des centrales thermiques en aquaculture. 28 p.

MINER M-C., KEMPF M., 1997. Aquaculture et environnement poissons marins *.Ed. IFREMER*. 102p).

PELMONT J., 1993. Bactéries et environnement : adaptations physiologiques. Collection Grenoble Sciences.899p.

PETIT J., 1999. Environnement et aquaculture : aspects techniques et économiques. *Ed. INRA, Paris*. 214p.

QUIMBER A ., ABGRALL B., 1983. Evaluation de l'état de fraîcheur du poisson. *Ed. ANDRIA*. 16p.

REJSEK, 2002. Analyse des eaux (aspects réglementaires et techniques) *.Ed. SCEREN CRDP AQUITAINE*, Bordeaux. 116-117p.

RODIER J., LEGUBE B., MERLET N et all., 1996. L'analyse de l'eau *Ed DUNOD*. 1383p.

SCHLUMBERGER O., 2004. Mémento de pisciculture d'étang *.Ed. CEMAGREF, Paris*. 42p.

SINGLETON P., SAINSBURY D., 1984. Abrégé de bactériologie. *Ed. Masson, Paris*.158p.

SKALAR analytical., 1998. Manuel San Plus Analyser : SA 1050 (Randan Access Auto sampler). Breda (netherlands) 23p.

Site internet

www.Aquaportail.com

www.Ifremer.fr

www.FAO.org

www.MPRH.dz

Ananexes

Annexe n°1

Dosage des MES

Préparation des filtres

Les filtres sont rincés l'eau distillée, puis séchés à l'étuve pendant 2 heures à 105 °C.

- Placer chaque filtre dans une boîte à filtre préalablement étiquetée, et placer dans un dessiccateur pour refroidir.
- Peser le filtre pour avoir P1 en mg.
- Replacer aussitôt chaque filtre dans sa boîte, à l'abri de la poussière.

Filtration de l'eau de mer :

La filtration a été faite pour les 03 sorties le même jour, elle consiste les étapes suivantes :

- Homogénéiser l'échantillon prélevé avant sa filtration.
- Mesurer aussitôt le volume à filtrer ($V = 250$ ml).
- Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration.
- Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide et filtrer progressivement tout le volume mesuré.
- Supprimer l'aspiration dès que le filtre est à sec.
- Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée.
- Mettre les boîtes à sécher dans l'étuve.

Séchage et pesée des filtres :

- Mettre les boîtes contenant les filtres, sans le couvercle, dans une étuve exempte de poussières à 105 °C pendant 2 heures.
- Laisser refroidir dans un dessiccateur et n'en sortir les filtres que juste avant la pesée.
- Peser chaque filtre pour avoir un P2 en mg.

La concentration des matières en suspension [MES] est donnée par l'expression :

$$[\text{MES}] \text{ (mg/l)} = \frac{(P2 - P1)}{V}$$

[MES]: concentration de matière en suspension (mg/l).

P1: poids de filtre sec avant filtration (mg).

P2 : poids de filtre après filtration (mg/l).

V : volume de l'eau filtrée.

Extraction des pigments chlorophylliens

Mode opératoire :

- Les échantillons d'eau (environ 250 ml) sont filtrés sur des membranes filtrantes en fibre de verre (Wattman GF/C, diamètre 0,47 µm).
- Chaque filtre est ensuite plié sur quatre à l'aide des pinces métalliques, mis dans un papier aluminium (portant le numéro de l'échantillon et la date de prélèvement) et immédiatement congelé à -5 °C.
- L'extrait et le dosage de la chlorophylle a est réalisé selon la méthode de LORENZEN (1967).
- Avant la décongélation des filtres, l'extraction des pigments s'effectue dans des tubes en verre contenant 10 ml d'acétone à 90%. Ces tubes sont recouverts ensuite par aluminium et sont immédiatement placés au réfrigérateur (environ 4°C)
- Après 24heurs (durée d'extraction).
- Les filtres sont broyés à l'aide d'une pipette à l'intérieur des tubes, ensuite centrifugés pendant 5minute à 3500tours/min dans une centrifugeuse.
- La mesure de l'absorbance de l'extrait pigmentaire dans le solvant est ensuite réalisée avant (A^{na}) et après acidification (A^a) avec 10µl d'acide chlorhydrique (HCl à 0,5 N).
- Les lectures d'absorbance sont effectuées sur un spectrophotomètre aux longueurs d'ondes 665 nm 750 nm avant et après acidification.

Le calcul des concentrations de chlorophylle a se fait à partir de l'équation de LORENZEN (1967) :

$$[\text{Chlorophylle a}](\text{mg/m}^3) = \frac{26,7 (A_{665}^{na} - A_{665}^a) \cdot v}{V \cdot I}$$

V : volume d'eau filtrée(l).

v : volume de solvant d'extraction (ml).

I : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (cm).

A_{665}^{na} : Absorbance nette corrigée (avant acidification).

A_{665}^a : Absorbance nette corrigée (après acidification).

Dosage de l'ammonium

I- Réactifs

1-1- Solution tampon

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et de sodium

C ₄ H ₄ O ₆ KNa.4H ₂ O	33 g.
Citrate de sodium C ₆ H ₅ O ₇ Na ₃ .2H ₂ O	24 g.
Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (1N).....	x ml.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
Brij 35 (30 %).....	2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter le citrate de sodium et dissoudre. Ajuster le pH à 5 avec la solution d'acide sulfurique. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le Brij 35 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Solution de phénol

Produits chimiques exigés :

Phénol C ₆ H ₅ OH.....	6g.
Hydroxyde de sodium NaOH.....	40 g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le phénol dans ± 50 ml d'eau distillée. Ajouter l'hydroxyde de sodium. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 1 semaine.

1-3- Solution d'hypochlorite de sodium

Produits chimiques exigés :

Solution d'hypochlorite de sodium NaClO

(13 % de chlore actif).....200 ml.

Eau distillée H₂O.....800 ml.

Préparation

Diluer la solution d'hypochlorite de sodium dans ± 700 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

1-4- Solution de nitroprussiate de sodium

Produits chimiques exigés :

Nitroprussiate de sodium Na₂[Fe(CN)₅NO].2H₂O.....0,5 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitroprussiate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

La solution est stable pendant 1 semaine.

Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-5- Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée H₂O.

II- Préparation des solutions étalons

2-1- Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH₄Cl.....0,3819 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2-2- Solution fille de 10 ppm N

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm N dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en μ moles/l de NH_4^+

Dosage des nitrites + nitrates

I- Réactifs

1-1- Solution tampon

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH_4Cl	50 g.
Solution d'ammonium NH_4OH (25 %)......	\pm 1 ml.
Hydroxyde de sodium NaOH	5 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
Bridj 35 (30 %)......	3 ml.

Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans 800 ml d'eau distillée. Ajuster le pH à 8,2 avec la solution d'ammonium. Ajouter l'hydroxyde de sodium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée, ajouter le Bridj 35 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Réactif colorant

Produits chimiques exigés :

Acide o-phosphorique H_3PO_4 (85 %)......	50 ml.
Sulfanilamide $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$	10

α - Naphtyléthylène diamine dihydrochloride

C₁₂H₁₆Cl₂N₂.....0,5g.

Eau distillée H₂O.....850 ml.

Préparation

Diluer l'acide o-phosphorique dans ± 750 ml d'eau distillée. Ajouter le sulfanilamide et le α - Naphtyléthylène diamine dihydrochloride et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 2 semaines. Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

1-3- Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

II- Préparation des solutions étalons

2-1- Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

Nitrate de sodium NaNO₃.....0,6068 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitrate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2-2- Solution fille de 10 ppm N

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm N dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en μ moles/l de N-NO₃⁻ ou de N-NO₂⁻ puis en μ moles/l de NO₃ ou de NO₂.

III- Préparation de la colonne réductrice

3-1- Solution d'acide chlorhydrique (4N)

Produits chimiques exigés :

Acide chlorhydrique HCl (32 %)	400 ml.
Eau distillée H ₂ O	600 ml.

Préparation :

Diluer l'acide chlorhydrique dans 600 ml d'eau distillée.

3-2- Cadmium

Produits chimiques exigés :

Granules de cadmium taille 0,3-1,0 mm (tamisé).....2,5 g.

Procédure de remplissage :

- 1- Les granules de cadmium sont mélangées avec \pm 30 ml de la solution d'acide chlorhydrique (4N).
- 2- Agiter pendant 1 minute.
- 4- Ajouter environ 50 ml de solution de sulfate de cuivre et agiter pendant 5 minutes.
- 5- Laver la saleté entre les granules avec l'eau distillée.
- 6- Sécher les granules de cadmium.
- 7- Ajouter, à l'aide d'un entonnoir, les granules dans une colonne sèche, en secouant de temps en temps pour empaqueter la colonne des deux côtés.
- 8- Remplir jusqu'à \pm 5 mm du sommet.
- 9- Placer un petit morceau de tube en polyéthylène, dans la colonne pour éviter que les granules ne sortent de la colonne.
- 10- Remplir la colonne, à l'aide d'une seringue contenant la solution tampon (réactif 1-1 préparé précédemment).
- 11- Placer la colonne dans le système.

Note :

Eviter que l'air rentre dans la colonne.

Les granules de cadmium activés peuvent être stockés sec, dans une bouteille bien fermée.

Dosage des phosphates

I- Réactifs

1-1- Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et d'antimoine

K(SbO)C ₄ H ₄ O ₆ .5H ₂ O.....	230 mg.
Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (97 %).....	69,4 ml.
Molybdate d'ammonium (NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O.....	6g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment. Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmenté de 50 % en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml.

Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10 % pour 300 ppb Si et 10 % pour 10 ppb P.

Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Solution d'acide ascorbique

Produits chimiques exigés :

Acide ascorbique C ₆ H ₈ O ₆	6g.
Acétone C ₃ H ₆ O.....	60 ml.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation

Dissoudre l'acide ascorbique dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajouter l'acétone. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-3- Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

II- Préparation des solutions étalons

2-1- Solution mère de 100 ppm P (*)

Produits chimiques exigés :

Dihydrogène o-phosphate de potassium KH₂PO₄.....0,4394 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le dihydrogène o-phosphate de potassium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2-2- Solution fille de 10 ppm P

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm P dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm P chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en μ moles/l de PO₄

-.

Dosage des silicates

I- Réactifs

1-1- Solution d'acide sulfurique

Produits chimiques exigés :

Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (97 %)	10 ml.
Eau distillée H ₂ O	1000 ml.
FFD6	2 ml.

Préparation

Diluer l'acide sulfurique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Molybdate d'ammonium (NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O	20g.
Eau distillée H ₂ O	1000 ml.
FFD6	2 ml.

Préparation

Dissoudre le molybdate d'ammonium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 jour. Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium.

1-3- Solution d'acide oxalique

Produits chimiques exigés :

Acide oxalique $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$44g.
Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

Dissoudre l'acide oxalique dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée et mélanger.

Note :

Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 mois.

Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-4- Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H_2O .

Note :

Changer l'eau quotidiennement. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

II- Préparation des solutions étalons**2-1- Solution mère de 100 ppm Si (*)****Produits chimiques exigés :**

Métasilicate de sodium $Na_2SiO_3 \cdot 9H_2O$1,0119 g.
Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

Dissoudre le metasilicate de sodium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 mois. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

2-2- Solution fille de 10 ppm Si

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm Si dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour.

Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en μ moles/l de SiO_4

Annexe n°3

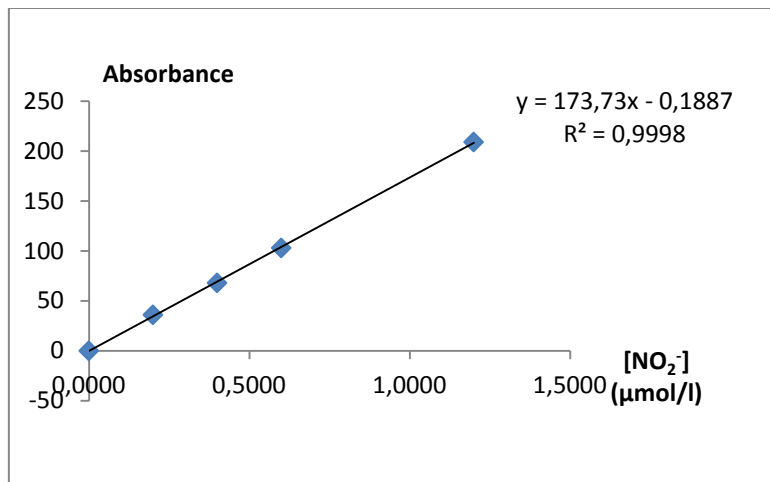


Figure A : courbe d'étalonnage des nitrites

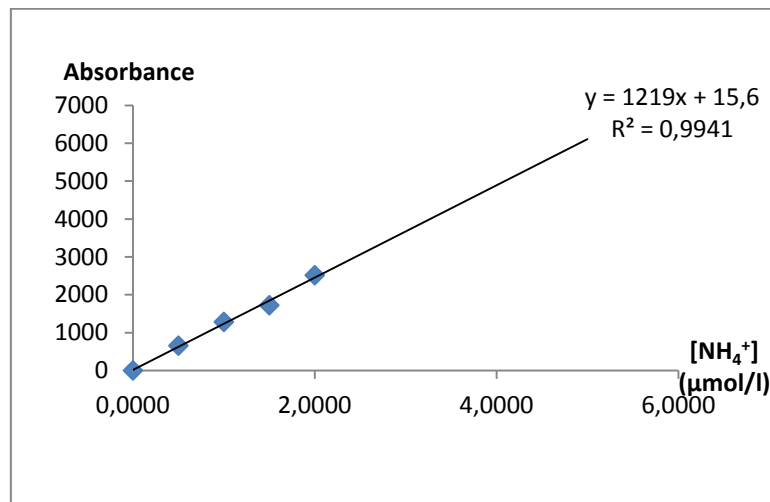


Figure B : courbe d'étalonnage de l'ammonium

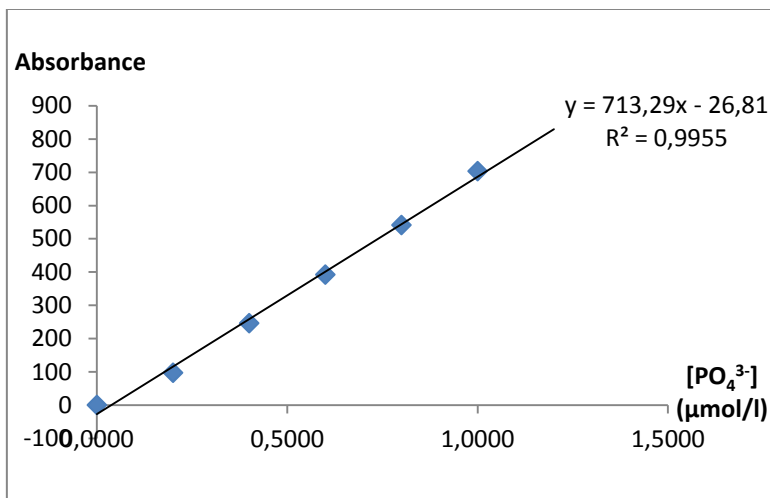


Figure C : courbe d'étalonnage des orthophosphates

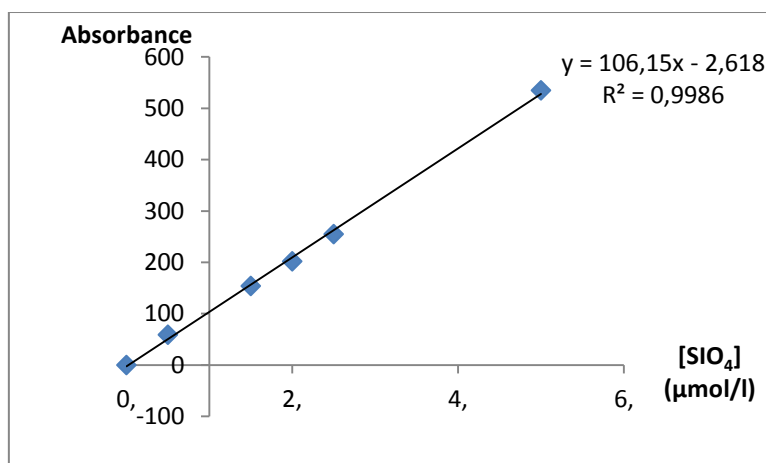


Figure D : courbe d'étalonnage des silicates

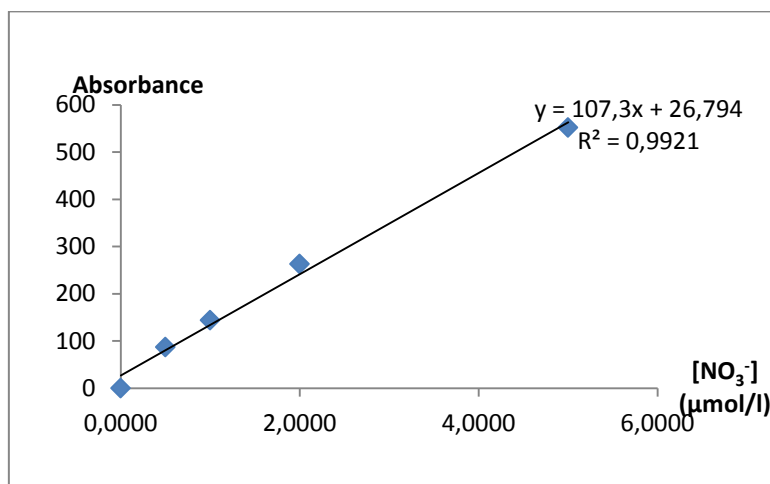


Figure E : courbe d'étalonnage des nitrates

Annexe n° 4

Formules indiquées en gramme par litre d'eau distillée

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	

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'oeuf au tellurite de potassium à 1%.....	50 ml

Gélose Tergitol (TTC)

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	

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	

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.

Milieu de Slanetz et Bartley :

Dans 1 litre d'eau déionisée, dissoudre :

Peptone	20 g
Extrait de levure	5 g
Glucose	2 g
monohydrogénophosphate de potassium	4 g
azide de sodium	0,4 g

Milieu « Bile Esculine Agar » (Milieu BEA) :

Dans un litre d'eau déionisée dissoudre en portant à l'ébullition.

tryptone	17 g
Peptone	3 g
Extrait de levure	5 g
Bile déshydratée de boeuf	10 g
NaCl	5 g
Citrate de sodium	1 g
Esculine	1 g
Citrate de fer ammoniacal	0,5 g

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

Le milieu de Schubert

En grammes par litre d'eau distillée

Peptone	10,00 g
Tryptophane	0,20 g
Acide glutamique	0,20 g
Sulfate de magnésium	0,70 g
Sulfate d'ammonium	0,40 g
Citrate de sodium	0,50 g
Chlorure de sodium	2,00 g
Mannitol	7,50 g
Phosphate disodique	4,00 g
Phosphate monopotassique	0,60 g

Bouillon lactosé bilié au vert brillant (VBL) :

Peptone de viande	g/10
Lactose	10g/1
Bile de bœuf desséchée.....	20g/1
Vert brillant	0.0133g/1
Eau permutée	1000 ml

Réactif de KOVACS

Paradiméthylamino-benzaldéhyde.....	5,0
Alcool amylique.....	75,0
HCL pur.....	35,0
Eau permutée.....	1000ml

Annexe n° 5

Application de la méthode NPP, au dénombrement des bactéries :

Table de MC Grady du Nombre le plus probable (NPP) dans les cas du système de 3 tubes par dilution (Brisou et Denis, 1980) :

Nombre caractéristique	NPP dans 100 ml	Nombre caractéristique	NPP dans 100 ml	Nombre caractéristique	NPP dans 100 ml
000	0.0	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		