

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE
L'UNIVERS
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité/Option : Qualité des produits et sécurité alimentaires

Thème :

**Evaluation Qualitative (Dosage des métaux lourds et Paramètres
Physico-chimique) et identification fongique a Partir de l'eau du
lac Oubeira**

Présenté par :

M^{elle}. Chebil Lamia

M^{elle}. Merdes Fatima Zohra

M^{elle}. Slimani Soumia

Devant le jury composé de :

Président : Mr.Chemamm . M (M.C ,A)

Promoteur : Mm. Bedioui . S (M.B)

Examineur : Mr.Djekoun , M (M.C ,B)

Examineur : Mm.Benhalima . L (M.A.A)

Juin 2012

Remerciements

Nous remercions en premier lieu ALLAH le tout puissant de nous avoir donné la santé et le pouvoir d'accomplir ce modeste travail.

Nous remercions nos parents pour leur patience, leurs encouragements et leur soutien.

Nous tenons, à remercier les membres du jury de nous faire l'honneur de lire et d'évaluer ce travail.

Mr. chemamm.M(M. C .A), a leur présidé

Et Mr. DjeKoun.M (M.C.B) Et Mm

Benhalim.l(M.A.A) , a leur examinassions

Nos remerciements vont à m^{elle} Bidoui S, d'avoir accepté de nous encadrer, pour ces précieux conseils et sa disponibilité.

Nous remercions également tous les personnes qui nous aident de loin et de proche.

Nous remercions aussi à tous les enseignants du département de biologie ainsi qu'à tous les enseignants qui ont participé à notre formation.

Sommaire

Produced by ScantOPDF

Introduction

Liste des tableaux

Listes des figures

Chapitre I : Description des sites a analysés

| | |
|---|----|
| I-Présentation de la zone d'étude..... | 02 |
| I-1- La région d'El Kala..... | 02 |
| II- Lac Obéira..... | 03 |
| II-1- Définition de lac Obéira..... | 03 |
| II-2- La description du lac Obéira..... | 03 |
| II-3-1-Localisation générale..... | 03 |
| II-3-2-Caractéristiques physiques..... | 03 |
| A- Les caractères géologique, géomorphologique et hydrologique..... | 03 |
| B- Climat..... | 03 |
| C- Température..... | 03 |
| D- Qualité des eaux..... | 04 |
| II-3-3-Caractéristiques écologiques..... | 04 |
| II-3-4-Valeurs sociales et culturelles..... | 04 |
| III- Flore..... | 05 |
| IV-Faune..... | 05 |
| V-Espèces rares existants dans le lac..... | 05 |

Chapitre II : Isolement et identification fongique

| | |
|--|----|
| I - Généralités sur les champignons..... | 06 |
| II - Identification des Champignons filamenteux..... | 06 |
| II.1 Le Genre Aspergillus..... | 07 |
| II.1.1-Identification des Aspergillus..... | 07 |
| II 1.2 Description et Les Caractères épidémiologies , morphologique des Aspergillus..... | 08 |
| II.1.3 Les Caractères culturaux et Pouvoir pathogène des Aspergillus..... | 09 |
| II-1-4 -Caractères macroscopiques et microscopiques..... | 10 |
| II 1.5 Cycle de développement..... | 11 |
| II 1.6 Potentiel toxigène..... | 12 |
| II-1-7- Exigences de croissance..... | 13 |
| II. 2 - Le Genre Penicillium..... | 13 |

| | |
|---|----|
| II. 2.1 Les Caractères morphologique, culturaux, Morphologie, microscopique exigences de croissance, habitat des Penicillium..... | 13 |
| II 2.2 -Pouvoir pathogène | 16 |
| III- La culture fongique..... | 16 |
| III-1-Aspergillus | 16 |
| III-2-Penicillium | 17 |
| IV-Variation de la température | 17 |
| IV-2-Composition biochimique de la biomasse fongique | 18 |
| IV-2-1 .Protéines totales | 18 |
| IV-2-2 Les différents Culture..... | 18 |
| V-Les métaux lourds | 20 |
| V-1-Histoire des métaux lourds | 20 |
| V-2-Définition des métaux lourds | 20 |
| V-3- Propriétés des métaux lourds | 21 |
| V-4-Toxicité des métaux lourds | 21 |
| V-5-Contamination de l'eau | 22 |
| Chapitre III: Matériels et méthodes | |
| I-L'échantillonnage | 24 |
| I-1-Le prélèvement des échantillons | 24 |
| I-2- Le transport d'échantillons | 24 |
| II- L'identification fongique | 25 |
| II-1-Le coulage des boîtes | 25 |
| II-2- Préparation des dilutions | 25 |
| II-3- Ensemencement..... | 25 |
| II-4- l'incubation et lecture | 25 |
| II-5- Préparation du matériel fongique pour l'étude microscopique..... | 26 |
| II-6-L'examen à l'état frais | 26 |
| II-7-L'examen après coloration | 26 |
| III- Mesures physico-chimiques..... | 27 |
| III-1-Mesure électrométrique du pH avec l'électrode de verre | 27 |
| III-2- Détermination de la salinité..... | 27 |
| III-3-Mesure de la température | 27 |
| III-4-Mesure de la conductivité électrique | 27 |
| III-5- La turbidité..... | 29 |

| | |
|--|----|
| III-6- Détermination du titre alcalimétrique simple et complet (TA et TAC) | 30 |
| III-6-1 détermination du TA | 30 |
| III-6- 2.détermination du TAC | 30 |
| IV- substances et critères chimiques (indicateur de pollution organique)..... | 30 |
| IV-1-Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO) | 31 |
| IV-2-Détermination de la demande biochimique en oxygène (DBO ₅) | 31 |
| IV-3- Détermination des matières en suspension (MES) | 32 |
| IV-4-Détermination de l'azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)..... | 35 |
| IV-5-Dosage des nitrites (NO ₂ ⁻) | 36 |
| IV-6-Détermination des nitrates (NO ₃ ⁻)..... | 37 |
| IV-7- Détermination de la matière organique (MO)..... | 38 |
| IV-8-Détermination du résidu sec | 39 |
| V. Minéralisation global..... | 40 |
| V.1. Détermination du calcium (Ca ²⁺) et du magnésium (Mg ²⁺)..... | 40 |
| IV-2- Détermination des chlorures (Cl ⁻)..... | 42 |
| IV-3-Détermination de fer | 44 |
| IV-4- Détermination du sulfate | 45 |
| V- Dosage des métaux lourds | 46 |
| V-1- Dosage de Plomb..... | 46 |
| V-2-Dosage de Zinc | 47 |
| Chapitre IV : Résultat et discussion | |
| I. l'identification fongique | 49 |
| I.1.L'aspect macroscopique | 49 |
| I.1.1. Dans le milieu de culture (Czapek) simple | 49 |
| I.1.2. Dans le milieu de culture (Czapek) concentré..... | 49 |
| I.1.3. Dans le milieu de culture Sabouraud..... | 50 |
| I.1.4. Dans le milieu de culture TGEA | 51 |
| I.2.L'aspect microscopique..... | 51 |
| I.2.1. La colonie verte à contour blanc..... | 51 |
| I.2.2. La colonie blanche | 53 |
| I.2.3. La colonie marron..... | 54 |
| II. Mesure physico-chimique..... | 55 |
| II.1. Le potentiel d'hydrogène (pH) | 55 |
| II.2. Salinité | 55 |

Liste des tableaux

| Tableau n° | Titre | Page n° |
|------------|---|---------|
| 1 | La classification des champignons caractérisés par la nature de leurs spores | 06 |
| 2 | les champignons majeurs | 06 |
| 3 | Les principaux critères d'identification des Champignons filamenteux | 07 |
| 4 | Description et Les Caractères épidémiologies et morphologique des <i>Aspergillus</i> | 08 |
| 5 | Les Caractères culturaux et Pouvoir pathogène des <i>Aspergillus</i> | 09 |
| 6 | Les <i>Aspergillus</i> producteurs de mycotoxines. | 12 |
| 7 | Les Caractères morphologique et culturaux et Morphologie microscopique et exigences de croissance et habitat des <i>Penicillium</i> | 14 |
| 8 | Les différentes cultures | 19 |
| 9 | Toxicité des métaux lourds | 22 |
| 10 | Le volume de l'échantillon d'après la DBO présumée | 32 |
| 11 | Etablissement de la courbe d'étalonnage. | 44 |
| 12 | La variation du potentiel d'hydrogène (pH) en fonction des sites du lac Oubeira | 55 |
| 13 | La variation de Salinité en fonction des sites du lac Oubeira | 55 |
| 14 | La variation de la température (T°) en fonction des sites du lac Oubeira | 56 |
| 15 | La variation de la conductivité (CE) en fonction des sites du lac Oubeira | 57 |
| 16 | La variation de la turbidité en fonction des sites du lac Oubeira | 57 |
| 17 | La variation de titre alcalimétrique en fonction des sites du lac Oubeira | 58 |
| 18 | La variation de titre alcalimétrique complet (TAC) en fonction des sites du lac Oubeira. | 59 |
| 19 | La variation de la demande chimique en oxygène (DCO) en fonction des sites du lac Oubeira | 60 |

| | | |
|----|---|----|
| 20 | La variation de la demande biochimique en oxygène en fonction des sites | 60 |
| 21 | La variation de la matière en suspension (MES) du lac Oubeira | 61 |
| 22 | La variation de l'azote ammoniacal (NH_4^-) en fonction des sites du lac Oubeira | 62 |
| 23 | La variation de nitrite (NO_2^-) en fonction des sites du lac Oubeira | 62 |
| 24 | La variation de nitrate (NO_3^-) en fonction des sites du lac Oubeira | 63 |
| 25 | La variation de la matière organique (MO) en fonction des sites du lac Oubeira | 64 |
| 26 | La variation de résidu sec (S/R) en fonction des sites du lac Oubeira | 65 |
| 27 | La variation de calcium (Ca^{2+}) du lac Oubeira | 65 |
| 28 | La variation de magnésium (Mg^{2+}) en fonction des sites du lac Oubeira | 66 |
| 29 | La variation de chlorure (Cl^-) en fonction des sites du lac Oubeir | 67 |
| 30 | La variation de fer en fonction des sites du lac Oubeira | 68 |
| 31 | La variation de Sulfate en fonction des sites du lac Oubeira | 68 |
| 32 | La variation de plomb (Pb) en fonction des sites du lac Oubeira | 69 |
| 33 | La variation de zinc (Zn) en fonction des sites du lac Oubeira | 70 |

Liste des figures

| Figure n° | Titre | Page n° |
|-----------|--|---------|
| 1 | La position géographique de l'El kala | 02 |
| 2 | Représentation d'une tête aspergillaire | 08 |
| 3 | Principaux caractères morphologiques des <i>Aspergillus</i> | 09 |
| 4 | Aspect d'une colonie d' <i>Aspergillus fumigatus</i> sur milieu de Sabouraud | 10 |
| 5 | Aspect microscopique de têtes aspergillaires d' <i>Aspergillus fumigatus</i> | 10 |
| 6 | Coloration à l'acide périodique Schiff d'une coupe histologique | 11 |
| 7 | Coloration argentique d'une coupe histologique des filaments fongiques | 11 |
| 8 | Cycle de développement des champignons du genre <i>Aspergillus</i> | 12 |
| 9 | Morphologie du <i>Penicillium</i> | 15 |
| 10 | Caractères du thalle de genre <i>Penicillium</i> | 15 |
| 11 | Caractères morphologiques des <i>Penicillium</i> | 15 |
| 12 | L' <i>Aspergillus</i> sur milieu Czapek (pH 5,5) | 16 |
| 13 | <i>Penicillium</i> sur milieu Czapek (pH 5,5), | 17 |
| 14 | Les six sites de prélèvement. (2012) | 24 |
| 15 | Czapek concentré à 37°C pour site 2 | 52 |
| 16 | Czapek concentré à 37°C pour site 4 | 52 |
| 17 | <i>Aspergillus niger</i> | 52 |
| 18 | Czapek simple à 37°C pour site 3 | 53 |
| 19 | Czapek simple à 37°C pour site 5 | 53 |
| 20 | <i>Penicillium corylophilum</i> | 53 |
| 21 | Czapek simple à 35°C pour site 1 | 54 |

| | | |
|----|--|----|
| 22 | Czapek simple à 35°C pour site 6 | 54 |
| 23 | <i>Aspergillus ustus</i> | 54 |
| 24 | La variation moyenne de potentiel d'hydrogène pH en fonction des six sites | 55 |
| 25 | La variation temporelle de potentiel d'hydrogène pH en fonction des six sites | 55 |
| 26 | La variation moyenne de la salinité en fonction des six sites | 56 |
| 27 | La variation temporelle de la salinité en fonction des six sites | 56 |
| 28 | La variation moyenne de la (T°) température en fonction des six sites | 56 |
| 29 | La variation temporelle de la (T°) température en fonction des six sites | 56 |
| 30 | La variation moyenne de la (CE) conductivité électrique en fonction des six sites | 57 |
| 31 | la variation temporelle de la (CE) conductivité électrique en fonction des six sites | 57 |
| 32 | La variation moyenne de la turbidité en fonction des six sites | 58 |
| 33 | La variation temporelle de la turbidité en fonction des six sites | 58 |
| 34 | La variation moyenne du (TA) titre alcalimétrique en fonction des six sites | 59 |
| 35 | La variation temporelle du (TA) titre alcalimétrique en fonction des six sites | 59 |
| 36 | La variation moyenne du TAC titre alcalimétrique complet en fonction des six sites | 59 |
| 37 | La variation temporelle du TAC titre alcalimétrique complet en fonction des six sites | 59 |
| 38 | La variation temporelle de DCO demande chimique en oxygène en fonction des six sites | 60 |
| 39 | La variation moyenne de DCO demande chimique en oxygène en fonction des six sites | 60 |
| 40 | La variation moyenne de la demande biochimique en oxygène DBO ₅ en fonction des six sites | 61 |
| 41 | La variation temporelle de la demande biochimique en oxygène DBO ₅ en | 61 |

| | | |
|----|---|----|
| | fonction des six sites | |
| 42 | La variation moyenne de MES de la matière en suspension en fonction des six sites | 61 |
| 43 | La variation temporelle de MES de la matière en suspension en fonction des six sites | 61 |
| 44 | La variation moyenne de l'azote ammoniacal NH_4^- en fonction des six sites | 62 |
| 45 | la variation temporelle de l'azote ammoniacal NH_4^- en fonction des six sites | 62 |
| 46 | La variation moyenne de nitrite(NO_2^-) en fonction des six sites | 63 |
| 47 | La variation temporelle de nitrite(NO_2^-) en fonction des six sites | 63 |
| 48 | La variation moyenne de nitrate (NO_3^-) en fonction des six | 63 |
| 49 | La variation temporelle de nitrate (NO_3^-) en fonction des six | 63 |
| 50 | La variation moyenne de la matière organique MO en fonction des six sites | 64 |
| 51 | la variation temporelle de la matière organique MO en fonction des six sites | 64 |
| 52 | La variation moyenne du résidu sec(S/R) en fonction des six sites | 65 |
| 53 | La variation temporelle du résidu sec(S/R) en fonction des six site | 65 |
| 54 | La variation moyenne de calcium (Ca^{2+}) en fonction des six sites | 66 |
| 55 | La variation temporelle de calcium (Ca^{2+}) en fonction des six sites | 66 |
| 56 | La variation moyenne du magnésium(Mg^{2+}) en fonction des six sites | 67 |
| 57 | La variation temporelle du magnésium(Mg^{2+}) en fonction des six sites | 67 |
| 58 | La variation moyenne du chlorure (Cl^-) en fonction des six sites | 67 |
| 59 | La variation temporelle du chlorure (Cl^-) en fonction des six sites | 67 |
| 60 | La variation moyenne de fer en fonction des six sites | 68 |
| 61 | La variation temporelle de fer en fonction des six sites | 68 |
| 62 | La variation moyenne du Sulfate SO_4^{-2} en fonction des six sites | 69 |

| | | |
|----|---|----|
| 63 | La variation temporelle du Sulfate SO_4^{-2} en fonction des six sites | 69 |
| 64 | La variation moyenne de plomb(Pb) en fonction des trois sites | 69 |
| 65 | La variation temporelle de plomb(Pb) en fonction des trois sites | 69 |
| 66 | La variation moyenne de zinc (Zn) en fonction des trois sites | 70 |
| 67 | La variation temporelle de zinc (Zn) en fonction des trois sites | 70 |

Produced with ScanTOPDF

Ca⁺² : Calcium
CE : Conductivité électrique
Cl⁻ : Chlorure
DBO₅ : Demande biochimique en oxygène
DCO : Demande chimique en oxygène
EDTA : Ethyle diamine tétra acétique
Fig : Figure
Mg⁺² : Magnésium
MES : Matière en suspension
MO : Matière organique
mg/L : Milligramme par litre
Pb : Plomb
pH : Potentiel d'hydrogène
Ppm : Partie par million
RS : résidé Sec
Sal : Salinité
T° : Température
Turb : Turbidité
TA : Titre alcalimétrique
TAC : Titre alcalimétrique
Zn : Zinc

Produced with ScanTOPDF

Introduction

ScantOPDF

Produced by

Introduction

Les zones humides font partie des ressources les plus précieuses sur le plan de la diversité biologique et de la productivité naturelle. Aujourd'hui nous savons qu'elles jouent un rôle très important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques et accueillant une flore et une faune diversifiées, originales et économiquement importantes .[6]

Les zones humides d'El Kala sont aujourd'hui sérieusement menacées ; surtout a cause de la pollution par les métaux lourds

C'est le cas du lac Oubéira qui fait partie du complexe des zones humides de l'Est algérien. Par ailleurs, les métaux lourds constatés dans l'environnement aquatique émanent de sources naturelles et anthropogènes. Leur présence peut être le résultat soit de déversements effectués directement dans les écosystèmes aquatiques, soit d'un cheminement indirect comme dans le cas des décharges sèches et humides et du ruissellement agricole. [8]

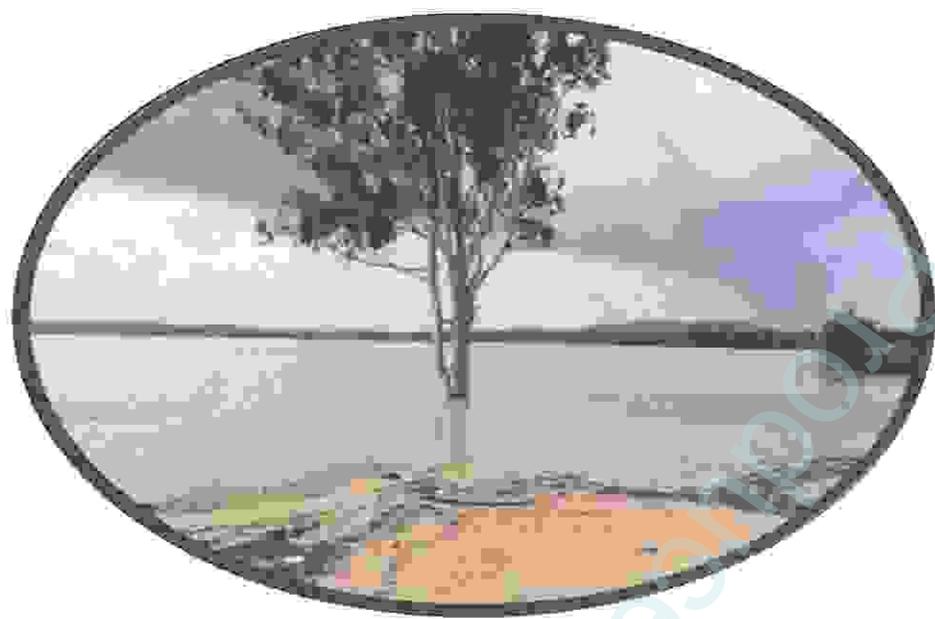
Les lacs étant, par nature, le receptacle des eaux de pluie qui lessivent leurs bassins versants et, de plus en plus, celui des eaux usées des populations riveraines. [20]

Il nous a paru utile dans le cadre de ce travail de déterminer les niveaux de la contamination métallique d'eau dans lac Oubeira et analyser aussi les mesures physiques et chimiques.

Notre étude a été répartie en deux ; un théorique contient :

- Le premier chapitre est consacré a donner des idées générales sur les sites a analysés.
- Au deuxième chapitre nous présentons l'isolement et l'identification fongique pour les deux espèces (Pénicillium et Aspergillus).

Et autre pratique : Matériel et méthode et dosage des métaux lourds et finalement en termine par résultat et discussion.



Chapitre I

Scanned with CamScanner

I-Présentation de la zone d'étude:**I-1- La région d'El Kala:**

La région d'El-kala est un immense écosystème humide constitué d'une mosaïque d'habitats : marins, lacustres, lagunaires, forestiers..., par sa richesse éco systémique, elle présente une importance évidente sur les plans touristique ,économique scientifique.[22]

I-2-situation géographique :

La région d'El -kala est située à l'extrême nord-est de l'Algérie (tell nord-oriental). Selon Marre(1987), présente deux ensembles structuraux : les monts gréseux de la Cheffia et leur prolongement jusque vers le Cap Rosa, et la terminaison orientale de la plaine d'annaba occupée par le lac de la Mekhada.

Deux principaux cours d'eau drainent la région : l'oued Bounamoussa a l'Ouest et l'Oued Kbir a l'Est, qui convergent vers le marais de la Mekhada avant de rejoindre la mer par l'intermédiaire d'un exutoire unique : l'oued Mafragh.[8]

Le complexe de zones humides du Parc National d'El Kala, situé à l'extrémité nord-orientale de l'Algérie, comprend les lacs Tonga Oubeira et la lagune El Mellah. [4].

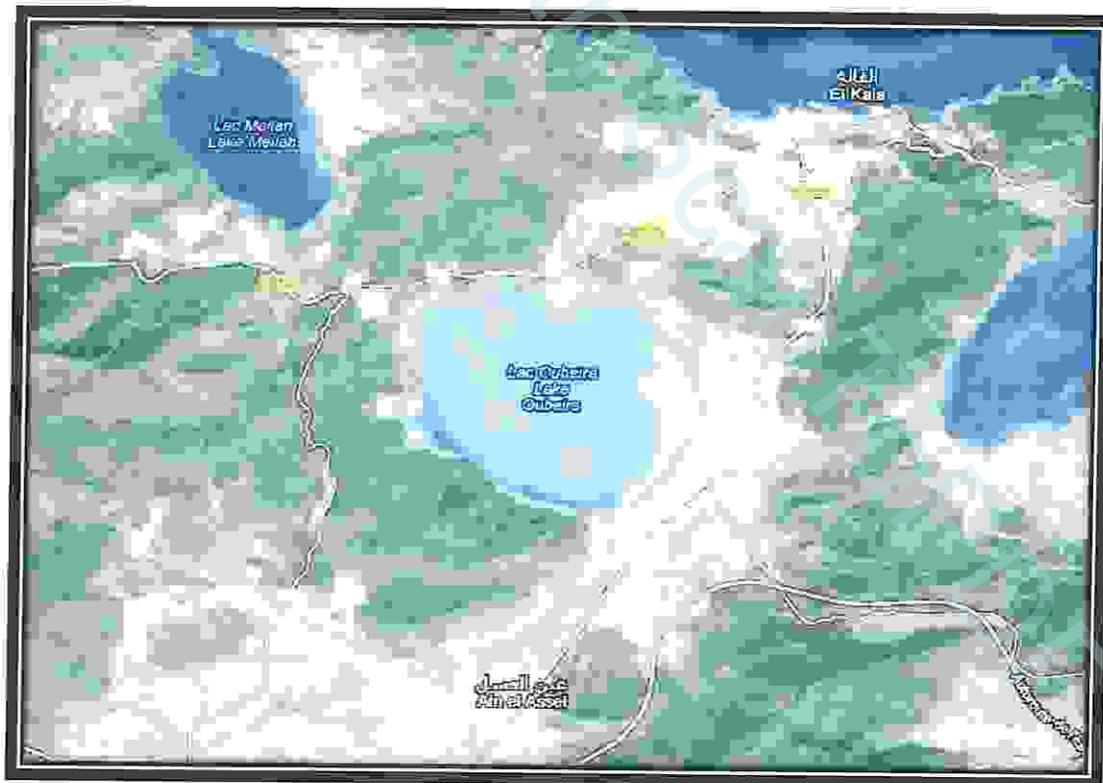


Fig 01: La position géographique de l'El kala [4].

II- Lac Obéira :**II-1- Définition de lac Obéira :**

Lac Oubeira appartient aux zones humides qui se caractérisent par la présence, permanente ou temporaire, en surface ou à la faible profondeur dans le sol, d'eaux disponibles douces, saumâtres ou salée. [27]

II-2- La description du lac Obéira :

Le lac Oubeira est plan d'eau douce de 6m de profondeur, situé à 5km au sud- ouest d'El-kala et 54km à l'est d'Annaba ses coordonnées géographiques au centre du plan d'eau sont 36 50 695 nord-8 23 272 Est avec une superficie de 2200ha, profond de 4 mètres au maximum. Il s'inscrit dans un quadrilatère de 5x4km et développe 19km de rives. [29]

Alimenté par quatre cours d'eau importants : l'oued demet rihana au nord, l'oued boumerchène au nord- est l'oued deyelgaraa à l'est et l'oued messieda au sud.

En hiver, à l'occasion des fortes précipitations, les eaux de l'oued el-kebir parviennent au principalement par l'oued Messida. En été, quand le niveau de l'oued el-kebir est au plus bas, le système hydrologique fonctionne en sens inverse, l'oued messied ayant cette singularité de couler dans les deux sens selon la crue ou l'étiage. [19]

II-3-1-Localisation générale :

Le Lac Oubeira est situé à 4 Km à l'ouest de la ville d'El-Kala dans la Wilaya d'El-Tarf à l'extrême nord-est de l'Algérie. La grande ville la plus proche est Annaba (60 Km). [28]

II-3-2-Caractéristiques physiques :**A- Les caractères géologique, géomorphologique et hydrologique :**

- Lac endoréique, d'eau douce, dont la profondeur maximale est de 4m.
- Le substrat est entièrement composé d'argile de numidie (Tertiaire), avec la présence des dépôts récents du quaternaire tout autour du Lac.
- Les alluvions limoneux (quaternaire) du fond de vallée sont localisés au sud est du Lac.
- Le Lac est alimenté essentiellement par l'Oued Messida et d'une dizaine de petits affluents des collines avoisinantes.
- Lac endoréique joue un rôle de réservoir permettant la maîtrise des crues de l'Oued El-Kebir.
- Le Lac constitue un dépotoir de sédiment provenant du bassin versant.

B- Climat :

La pluviométrie annuelle moyenne est située entre 700 et 800 mm et s'étale essentiellement du début du mois de d'octobre jusqu'à la fin mars. [28]

C- .Température:

Température de l'eau varie de 8,8 à 15,2° au Mois de Janvier. [13]

La température moyenne de l'air, calculée sur une période de 28 ans allant de 68/69 à 95/96 est de 17,50° avec 11,65° pour janvier le mois le plus froid et avec une moyenne de 25° en août qui est le mois le plus chaud. L'évaporation moyenne est de 74,15 mm, avec un maximum de 152,08 mm et un minimum de 22,47 mm.

Les eaux du lac sont très turbides surtout en hiver (10 à 15 m au disque de Secchi en 1976) avec un PH variant entre 8 et 10,65. [22]

D- Qualité des eaux :

Eaux turbides surtout en hiver (10 à 15 m au disque de Secchi en 1976) avec un pH variant entre 8 et 10,65. [13]

II-3-3-Caractéristiques écologiques :

C'est le seul grand site du complexe humide de la région qui présente une organisation spatiale typique en ceintures de végétation (Helophytes) avec une importante superficie colonisée par des herbiers flottants d'Hydrophytes. [13]

En été, les ceintures de végétation sont bien visibles et pratiquement ininterrompues tout autour du Lac et ont une largeur et une densité différentes selon les rives; les ceintures les plus larges (environ 400 m) sont formées essentiellement d'Hélophytes, Phragmites Phragmites australis, Thypha Typha angustifolia et le Scirpe Scirpus sp.). Les herbiers flottants sont constitués par les Hydrophytes, Châtaigne d'eau Trapa natans, Myriophylle Myriophyllum sp., Potamots Potamogeton sp. etc. Ces formations occupent la grande surface d'eau libre.

Bien que considéré comme site d'hivernage par excellence, ce lac, malgré son couvert végétal limité aux bordures, est un lieu de nidification pour plusieurs espèces d'oiseaux d'eau telles que la poule d'eau Gallinula chloropus, le Blongios nain Ixobrychus minutus, la Marouette ponctuée Morzana morzana, le Râle d'eau Rallus aquaticus, etc.

C'est également le site d'alimentation pour des espèces qui nichent dans les autres zones humides de la région comme les canards, les Guifettes moustac et noire Chlidonias hybrida et C. niger, les Hérons pourpré et crabier Ardea purpurea et Ardeola ralloides, l'aigrette garzette Egretta garzetta et le garde bœuf Bubulcus ibis et des limicoles.

Ce site a fait l'objet d'un empoisonnement en carpes chinoises qui a engendré une perturbation du milieu notamment par la disparition des herbiers. [28]

II-3-4-Valeurs sociales et culturelles :

Le lac Oubeira est d'un intérêt social et culturel de par la Production halieutique l'exploitation de l'eau pour l'agriculture autour du Lac (il s'agit surtout de cultures spéculatives telles que la culture d'arachides consommatrice d'eau), la présence d'un site archéologique

(Mégalithique) au Sud-Est du Lac et l'éducation et la recherche scientifique (aspect paysager ouvert et présence de deux postes d'observation ornithologique). [28]

III- Flore :

Le seul site algérien le lac Oubeïra abritant la châtaigne d'eau *Trapa natans* et le nénuphar jaune *Nuphar luteum*. On note également le nénuphar blanc *Nyphaea alba*, le Scirpe incliné *Scirpus inclinatus*, le *Sparganium erectum* et le Rubanier rameux *Zanichelia palustris*. [13]

IV-Faune :

Le lac Oubeïra abrite plusieurs espèces aviaires, parmi lesquelles nous citons la Talèvesultane *Porphyrio porphyrio*, l'Erismature à tête blanche *Oxyura Leucocephala*, le Fuligulenyroca *Aythya nyroca*, l'Ibis falcinelle *Plegadis Falcinellus*, l'Oie cendrée *Anser anser*, le Flamant rose *Phoenicopterus Ruber*, le Grand cormoran *Phalacrocorax carbo*, le Blongiosnain *Ixobrychus minutus*, et le Balbuzard pêcheur *Pandion haliaetus*, etc. [13]

V-Espèces rares existants dans le lac:

•Oiseaux d'eau :

Les sédentaires sont représentés par le Blongios nain *Ixobrychus minutus*, la Talève sultane *Porphyrio porphyrio*, la Rousserolle turdoïde *Acropcephalus arundinaceus*, le Butor étoilé *Botaurus stellaris*, le Busard des roseau *Circus aeruginosus* et le balbuzard pêcheur *Pandion halieutus*. [28]

Les hivernants sont représentés par l'Erismature à tête blanche *Oxyura leucocephala*, la Grande aigrette *Egretta alba*, la Spatule blanche *Platalea leucorodia*, l'Oie cendrée *Anser anser*, le Grand cormoran *Phalacrocorax carbo*, la Grue cendrée *Grus grus* et plusieurs espèces de limicoles, telles que l'Avocette *Recurvirostra avosetta*, les chevaliers, les bécasseaux, la bécassine des marais *Gallinago gallinago* etc. Les oiseaux d'eau observés tout au long de l'année mais de façon irrégulière sont l'Ibis falcinelle *Plegadis falcinellus* et le Flamant rose *Phoenicopterus ruber*.

Les insectes sont représentés par au moins 28 espèces d'Anisoptères (Odonates), parmi elles nous citons *Anax imperator*, *Anax parthenope*, *Ashna mixta*, *Aeschna affinis*, *Hemianax ephippiger*, *Orthetrum cancellatum*, *Acisoma panorpoides ascalaphoides*, etc. [28]



Chapitre II

I – Généralités sur les champignons :

Les champignons filamenteux constituent un groupe d'organismes aux propriétés intéressantes : leur culture généralement aisée, leur cycle de vie haploïde et leur temps de génération souvent court permet simplement et rapidement le criblage de mutants.

La modalité de leur reproduction sexuée autorise des analyses génétiques performantes. Pour ces différentes raisons, ils sont étudiés dans les laboratoires de génétique depuis plus de cinquante ans, et ont permis l'obtention de nombreux mutants impliqués dans divers phénomènes. [8].

Tableau 01: La classification des champignons caractérisés par la nature de leurs spores. [9].

| La classification des champignons caractérisés par la nature de leurs spores. | | | |
|---|------------------|-----------------|--------------------|
| les Oomycètes | les Coenomycètes | les Ascomycètes | les Basidiomycètes |

Tableau 02 : les champignons majeurs [9].

| Les champignons majeurs | |
|---------------------------|--|
| Les ascomycètes | les espèces les plus étudiées <i>Neurospora crassa</i> <i>Aspergillus nidulans</i> et <i>Podospira aurea</i> comme systèmes modèles, et <i>Magnaporth grisea</i> et <i>Fusarium graminearum</i> qui sont les pathogènes majeurs respectivement du riz et du blé. |
| Les basidiomycètes | sont étudiés pour leur intérêt industriel et agronomique. Au laboratoire, des espèces comme <i>Phanerochaete</i> |

II-Identification des Champignons filamenteux :

Le milieu de Sabouraud favorise la croissance du mycélium des Champignons filamenteux, mais non leur sporulation, en pratique, la morphologie microscopique des organes de reproduction asexuée.

Le critère majeur d'identification spécifique de ces champignons. Il est nécessaire de repiquer les colonies sur des milieux d'identification non glucosés qui stimuleront la fructification des organes sporigènes et des spores [10].

Tableau 03 : Les principaux critères d'identification des Champignons filamenteux [10].

| |
|--|
| * le délai d'apparition des colonies et la vitesse de leur croissance |
| * la thermo tolérance du Champignon et son optimum thermique de croissance |
| *les caractères macroscopiques des colonies: forme (plane, bombée,), consistance (poudreuse, duveteuse, ...), couleur (recto et verso) |
| *les caractères microscopiques : mycélium (diamètre, régularité, ramifications, ...), organes sporigènes (conidiophores et vésicules ;...), spores (abondance, dimensions, morphologie ;...), ornementations du mycélium (nœuds, ...). |

II-1 -Le Genre *Aspergillus* :

Les *Aspergillus* sont des moisissures à filaments cloisonnés hyalins appartenant à la famille des Aspergillaceae, ; la classe des Ascomycètes. Près de 300 espèces composent ce genre, parmi lesquelles *Aspergillus fumigatus* est l'espèce la plus souvent impliquée en pathologie humaine dans les pays tempérés.

II-1-1-Identification des *Aspergillus* :

Les colonies mycéliennes sont poudreuses et généralement peu développées (2-3 cm de diamètre après une semaine de culture en boîte de Petri), Leur teinte diffère selon les espèces : *Aspergillus candidatus* est blanc ; *Aspergillus niger* est noir.

Les conidiophores sont érigés et renflés ; leur extrémité en tête sphérique ou ovoïde. Les spores sont claires, plus ou moins colorés ou noirâtres. Elles sont globuleuses à ovoïdes et mesurent de 2,5 à 4 μm [11].

II-1-2-Description et les Caractères épidémiologiques et morphologique des *Aspergillus* :
Tableau 04 : Description et les Caractères épidémiologiques et morphologique des *Aspergillus* [1].

| Caractères description | Caractères épidémiologiques | Caractères morphologique |
|---|--|--|
| <p>la présence d'un thalle à mycélium cloisonné portant de nombreux conidiophores</p> <ul style="list-style-type: none"> - non ramifiés, terminés en vésicule - Phialides formées directement sur la vésicule - Conidies sèches associées en colonnes compactes, unicellulaires, de forme globuleuse ou elliptique | <p>-Les <i>Aspergillus</i> sont des moisissures cosmopolites</p> <ul style="list-style-type: none"> - sont saprophytes de matières organiques en décomposition - ils se développent dans les silos, les composts, les céréales et diverses plantes. <p>-Ce sont des contamineurs fréquents</p> | <p>-la présence de filaments conidiophores</p> <ul style="list-style-type: none"> - renflés à leur sommet par une vésicule partiellement couverte de phialides fixées ou non à des métules - tout formant une entité spécifique appelée « tête aspergillaire » |

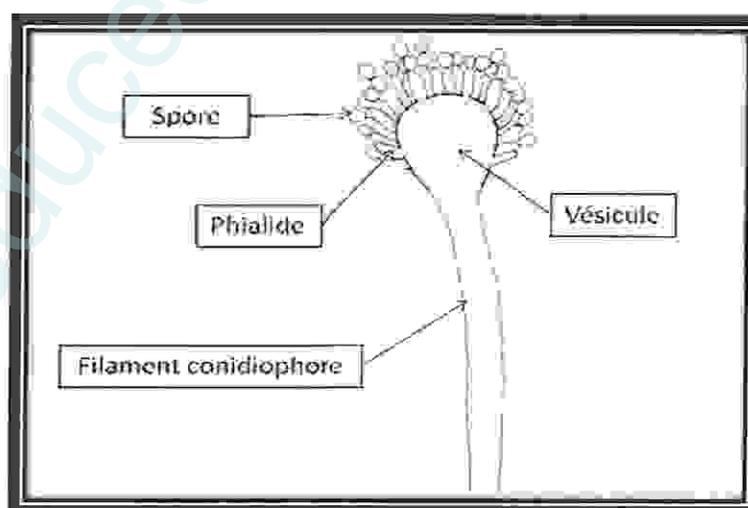


Fig 02 : Représentation d'une tête aspergillaire [1].

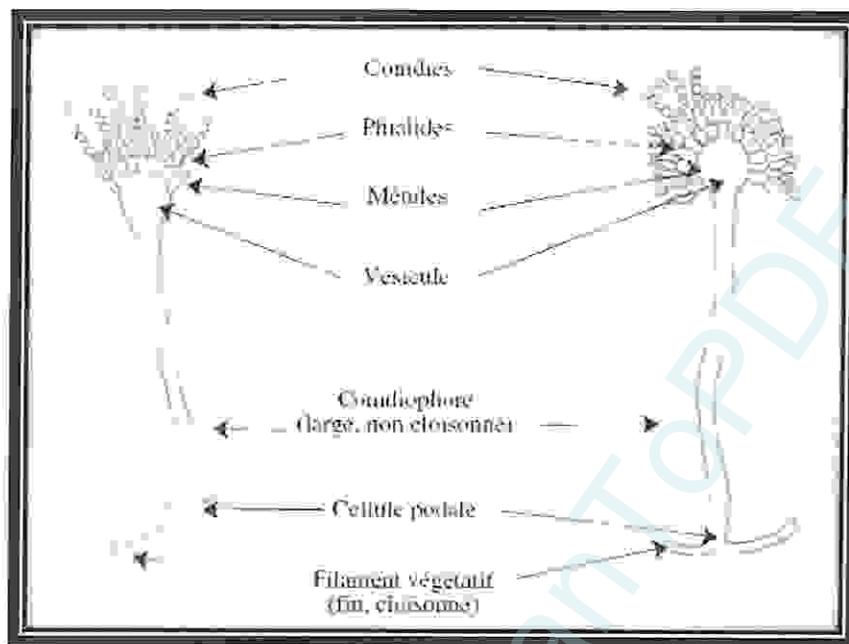


Fig 03 : Principaux caractères morphologiques des *Aspergillus*. [1].

II-1-3- Les Caractères cultureux et Pouvoir pathogène des *Aspergillus* :

Tableau05: Les Caractères cultureux et Pouvoir pathogène des *Aspergillus*. [1].

| Caractères cultureux | Pouvoir pathogène |
|--|--|
| <p>-Les <i>Aspergillus</i> présentent une croissance rapide sur les milieux de culture classiques (gélose au malt, Sabouraud)</p> <p>-Après 48 heures d'incubation, on observe des colonies plates, formées de courts filaments aériens, blancs</p> <p>-La majorité des <i>Aspergillus</i> se multiplient à 22-25°C ; les espèces thermophiles (<i>A. fumigatus</i>) se développent à 37-40°C est parfois jusqu'à 57°C</p> <p>-Les <i>Aspergillus</i> forment des colonies souvent poudreuses ou granuleuses</p> | <p>Certaines espèces d'<i>Aspergillus</i> sont des pathogènes opportunistes ; leur développement nécessite des conditions locales favorables (cavernes tuberculeuses, cancer broncho-pulmonaire, broncho-pneumopathies chroniques obstructives, emphysèmes, mucoviscidose...) ou générales</p> |

II-1-4 -Caractères macroscopiques et microscopiques :

Les caractères phénotypiques à apprécier sont la taille, la texture et la couleur des colonies ; les milieux de culture utilisés milieu Sabouraud et le milieu d'extrait.

Les colonies d'*Aspergillus fumigatus* sont extensives à croissance rapide (environ 4 cm en 7 jours à 25-37 °C). Elles présentent un aspect en gazon blanc puis vert ou gris et enfin brun sombre avec un aspect de fumée, le dessous de la culture est de couleur foncée.

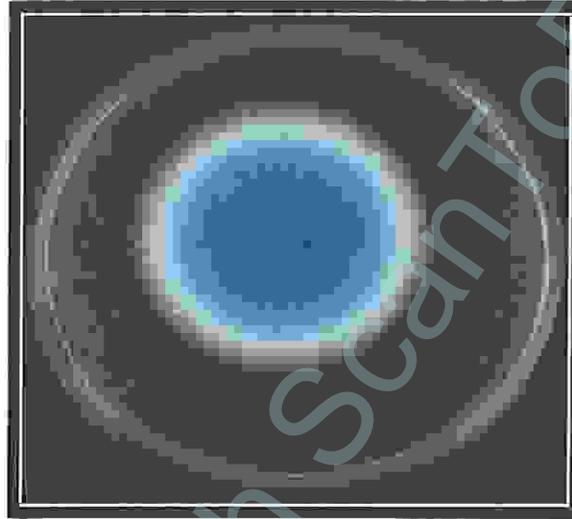


Fig 04 :Aspect d'une colonie d'*Aspergillus fumigatus* sur milieu de Sabouraud [10].

Le conidiophore est court, lisse, incolore et se termine par une vésicule en forme de massue dont la taille varie entre 20 et 30 μm . Les phialides en forme de bouteille à col rétréci, parallèles, sont disposées directement sur la vésicule. Les conidies sont globuleuses, échinulées, de taille homogène (2,5 à 3 μm) et pigmentées en gris-vert à maturité.



Fig 05: Aspect microscopique de têtes aspergillaires d'*Aspergillus fumigatus* [1].

À l'aide de la colorations telles que les colorations à l'acide périodique Schiff (PAS) qui fait apparaître les éléments fongiques en rouge-rosé, Les filaments aspergillaires, septés, ont un diamètre assez constant et présentent des ramifications dichotomiques régulières. Des têtes aspergillaires sont parfois observées dans certaines lésions.

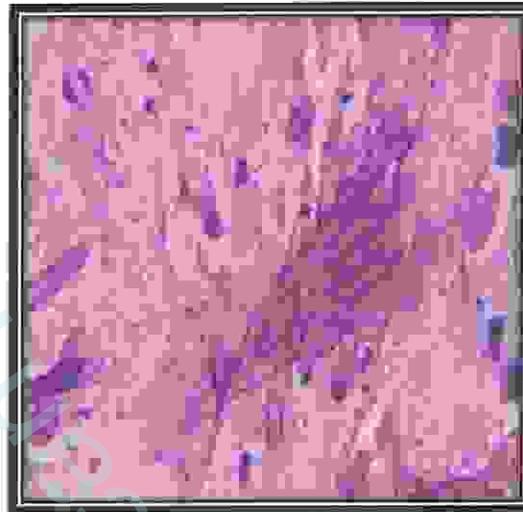


Fig 06: Coloration à l'acide périodique Schiff d'une coupe histologique [1].

Les filaments fongiques apparaissent en mauve

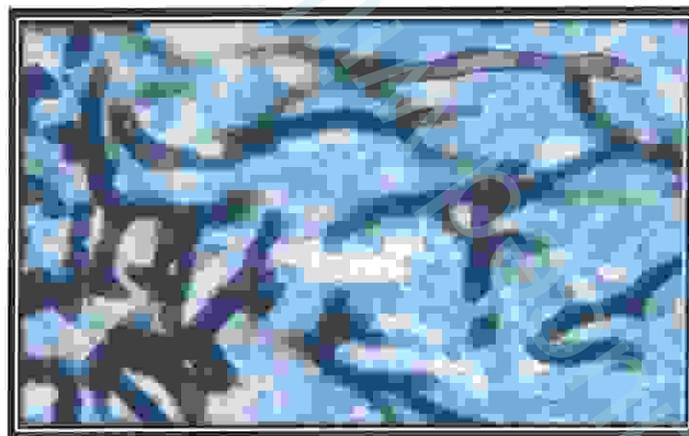


Fig 07: Coloration argentique d'une coupe histologique des filaments fongiques [1].

II-1-5- Cycle de développement :

Les champignons du genre *Aspergillus* vivent en saprobiose dans le sol, sur la matière organique en décomposition où ils jouent un rôle important dans le cycle du Carbone et de l'Azote organiques et ont donc également un cycle de développement au sein d'organismes vivants.

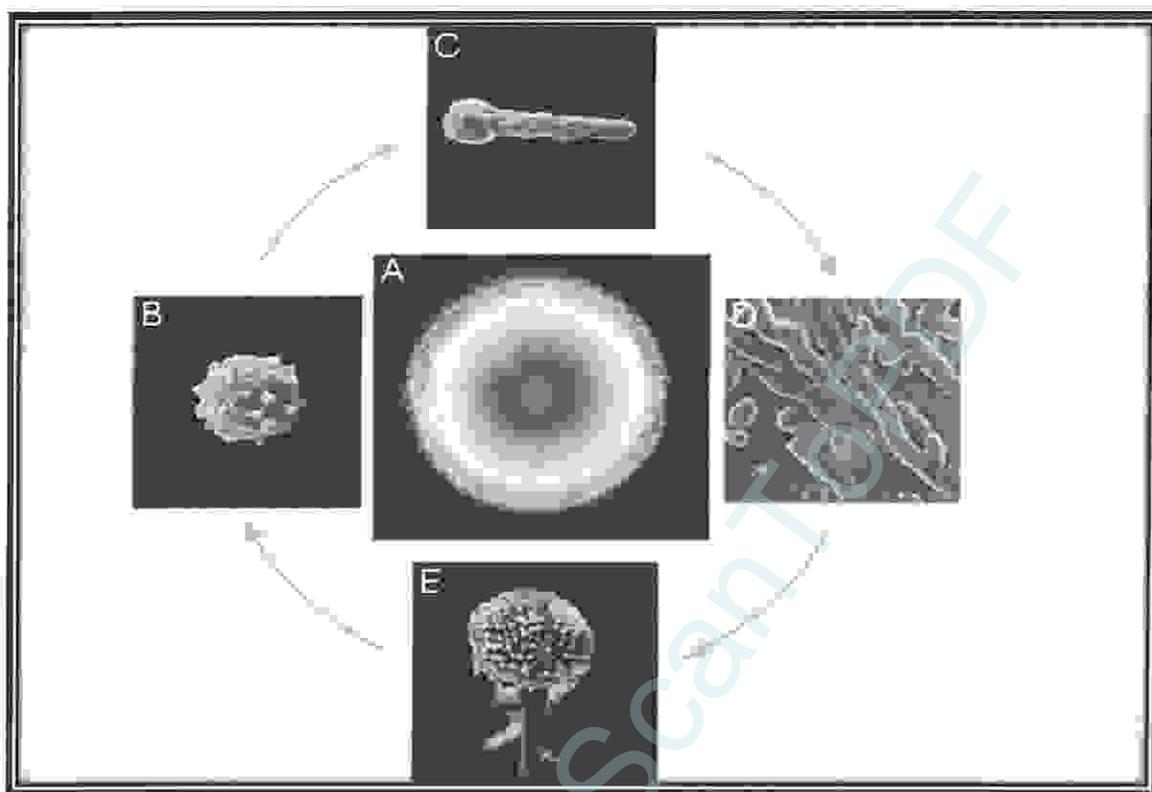


Fig 8 : Cycle de développement des champignons du genre *Aspergillus* [11].

II-1-6-Potentiel toxigène :

De nombreuses espèces appartenant au genre *Aspergillus* sont connues pour leur capacité à produire certaines mycotoxines .

Aspergillus flavus et *A. parasiticus* sont les principaux producteurs d'aflatoxines. [8].

Tableau 06 : Les *Aspergillus* producteurs de mycotoxines. [8].

| Les <i>Aspergillus</i> producteurs de mycotoxines. | |
|--|---|
| Espèces d' <i>Aspergillus</i> | Mycotoxines produites |
| <i>Aspergillus candidus</i> | candiduline |
| <i>Aspergillus carneus</i> | citritine |
| <i>Aspergillus clavatus</i> | Acide kojique, patuline, xanthociline |
| <i>Aspergillus flavus</i> | Aflatoxines B1,et B2,acide aspergillique,acide cyclopiazonique,acide kojique. |
| <i>Aspergillus fumigatus</i> | Fumigaclavine,fumagilline,fumitoxine, fumitremorgine A et C,gliotoxine. |
| <i>Aspergillus niger</i> | Malformine,naftoquinone. |

| | |
|--------------------------------|---|
| <i>Aspergillus nomlus</i> | Aflatoxines B1 et B2,G1 et G2,acide aspergillique. |
| <i>Aspergillus oachraceus</i> | Acide kojique,acide neoaspergillique,ochratoxine,acide penicillique,acide sécalonique A |
| <i>Aspergillus oryzae</i> | Acide cyclopiazonique,acide kojique. |
| <i>Aspergillus parasiticus</i> | Aflatoxine B1 et B2,G1 et G2,acide aspergillique,acide kojique. |
| <i>Aspergillus sydowii</i> | Sterigmatocystine,griséofulvine. |
| <i>Aspergillus terreus</i> | Citréoviridine,citrinine,glotoxine,patuline,terréine,acide terréique,terrétone,territrem,terramide A. |
| <i>Aspergillus vericolor</i> | Stérigmatocystine. |
| <i>Aspergillus wentlii</i> | Acide kojique. |

II-1-7- Exigences de croissance :

Les températures minimales de croissance pour *A. niger* sont 6-8°C, les maximales, 45-47°C, et les optimales, 35-37°C. *A. niger* est xérophile : la germination se produit à l'aw de 0,77 à 35°C. Entre pH 4,0 et 6,5, les variations de croissance sur les milieux NaCl ou glycérol sont minimales. *A. niger* peut se développer à un pH aussi bas que 2,0 si l'aw est élevée.

II-2- Le Genre *Penicillium* :

Appartenant aux champignons filamenteux avec un phylum des Ascomycètes. Ce genre comprend environ 227 espèces définies essentiellement d'après les caractères du thalle, des pénicilles et des spores

Les espèces du genre *Penicillium* se développent normalement dans des milieux où l'activité de l'eau est plus élevée que celle permettant la croissance des *Aspergillus*, à des températures plus basses. Il s'agit de contaminants fréquents des régions tempérées. [8].

II-2-1 Les Caractères morphologique et culturaux et morphologie microscopique et exigences de croissance et habitat des *Penicillium* :

Le tableau 08 permet de détecter la morphologie ; les caractères culturaux et la nutrition des *Penicillium*.

Tableau 07: Les Caractères morphologique et culturaux et Morphologie microscopique et exigences de croissance et habitat des *Penicillium* [8].

| Les Caractères morphologique et culturaux et Morphologie microscopique et exigences de croissance et habitat des <i>Penicillium</i> | |
|---|---|
| Habitat | -Les <i>Penicillium</i> retrouvés dans le sol, sur les végétaux en décomposition et le compost de même que sur le bois, les produits alimentaires secs, les céréales, les fruits frais et les légumes |
| Caractères morphologique | -Les colonies, duveteuses ou poudreuses, à croissance rapide, sont généralement vertes ou plus rarement blanches -Les conidiophores isolés, groupés en faisceaux lâches ou agrégés en corémies bien définies, simples ou ramifiés ;Les conidies sont disposées en longues chaînes, globuleuses, elliptiques, |
| Caractères culturaux | - Les <i>Penicillium</i> se développent à des températures modérées de l'ordre de 20-27°C. Après 2 jours d'incubation, on observe des petites colonies plates, formées de courts filaments aériens, habituellement blancs. -Après 3-4 jours d'incubation, la sporulation va conférer aux colonies leur teinte, le plus souvent dans les tons vert, vert bleu, vert-gris, vert-jaune, gris-bleu |
| Morphologie microscopique | Le thalle, formé de filaments mycéliens septés et hyalins, porte des conidiophores lisses ou granuleux, simples ou ramifiés qui se terminent par un pénicille. - Les conidiophores peuvent être isolés, groupés en faisceaux lâches ou agrégés en corémies bien individualisés -Les phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. |
| Exigences de croissance | <i>Les Penicillium</i> sont des mycètes mésophiles pouvant croître entre 5 et 37 °C (température optimale de 20-30 °C) à un pH de 3-4,5. La croissance est optimale <i>in vitro</i> à 23 °C, à un pH de 3-4,5. Activité de l'eau : $A_w = 0,78-0,88$ {808} |

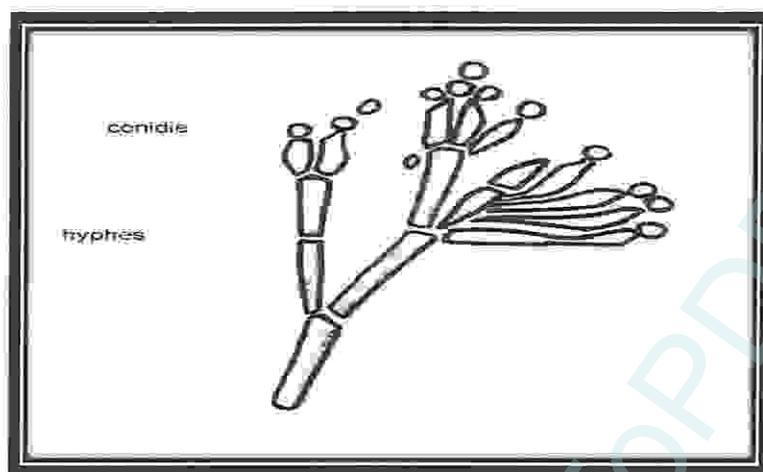


Fig 09 : Morphologie du Penicillium. [1].

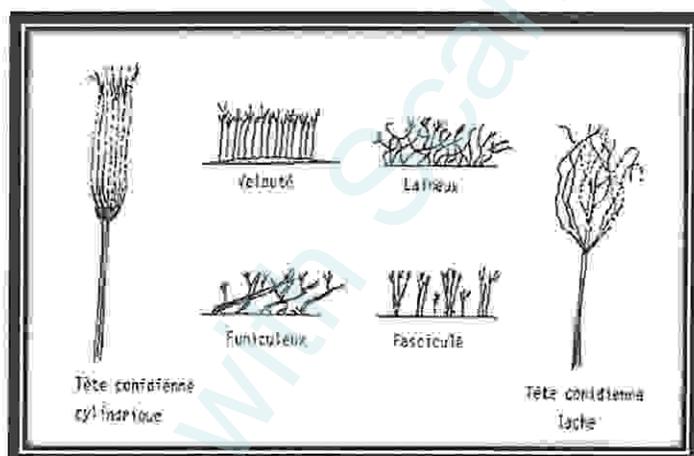


Fig 10 : Caractères du thalle de genre Penicillium [1].

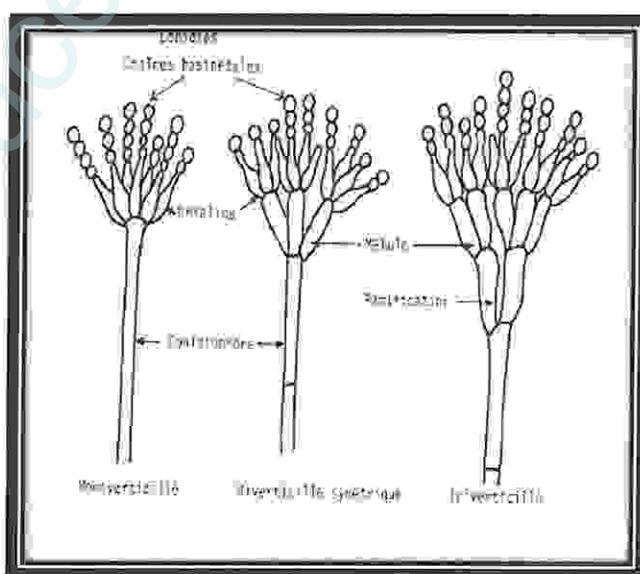


Fig 11 : Caractères morphologiques des Penicillium. [1]

II-2-2 -Pouvoir pathogène :

Les champignons sont des contaminants fréquemment isolés au laboratoire. Par contre les *Penicillium* sont très rarement incriminés en pathologie animale et humaine, parce que la température de croissance de la plupart des espèces est inférieure à 30°C.

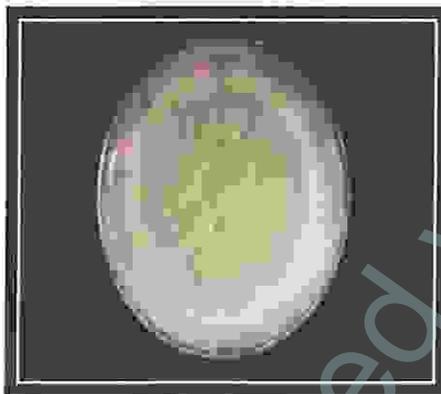
Les infections sont habituellement provoquées par l'inhalation des spores. Les premiers signes sont souvent pulmonaires. Des espèces de *Penicillium* sont responsables de kératomycose (inflammation de la cornée), d'otomycose (infection de l'oreille externe), d'onychomycose (infection des ongles) et parfois d'infections profondes [10].

III- La culture fongique :

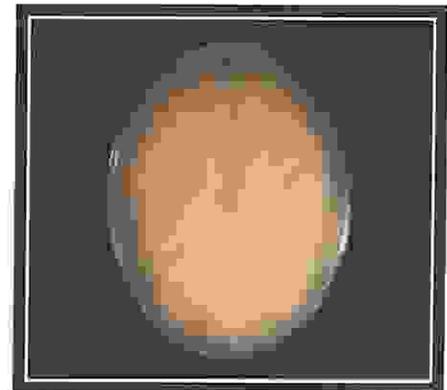
III-1-*Aspergillus* :

■ Sur milieu Czapek (pH 5,5) :

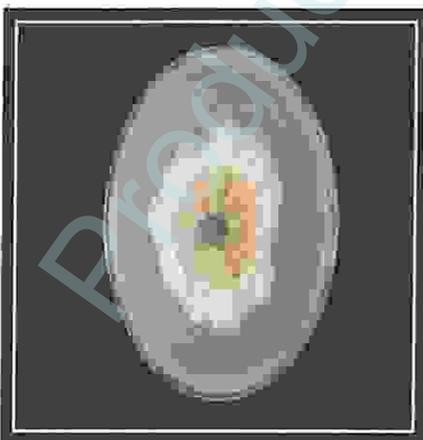
Colonies à croissance rapide au départ, vert jaune au centre et blanc avec un aspect translucide vers les bords. Le revers est incolore. Absence d'exsudat et de pigment soluble. Le pH du milieu est basidifié (pH final 7,5-8). [7]



Recto : 26°C



Verso :26°C



Recto :37°C

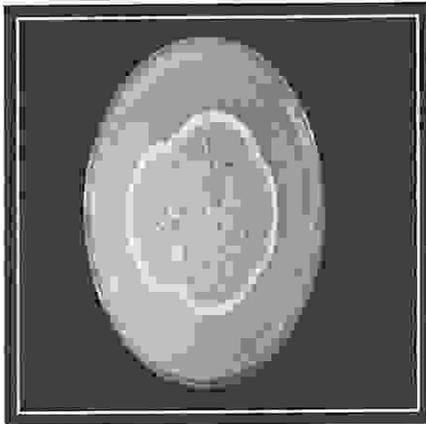


Verso :37° C

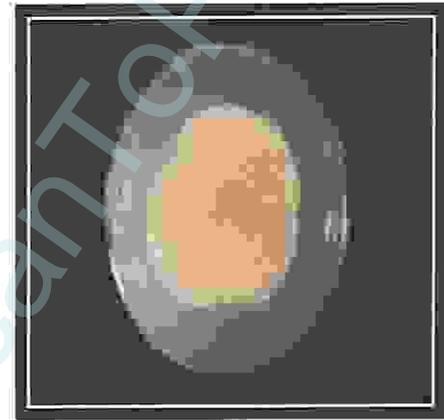
Fig 12 :L' *Aspergillus* sur milieu Czapek (pH 5,5) . [7]

III-2-Penicillium :**■ Sur milieu Czapek (pH 5,5) :**

Colonies filamenteuses légèrement blanches à croissance rapide, atteignant 3-4 cm de diamètre en 7 jours. Le revers va du rose pâle au brun-orange. Émanation d'une forte odeur aromatique sur les cultures âgées. Il y a une légère basification du milieu au cours de la croissance (pH final 6,5). [8]



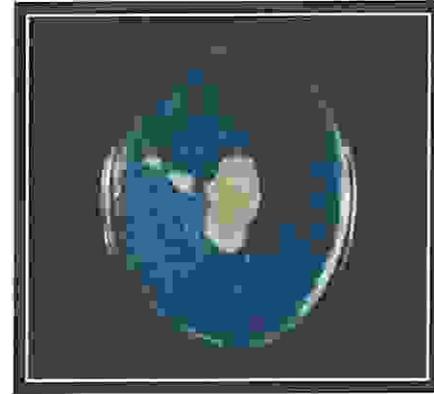
Recto : 26°C



Verso : 26°C



Recto : 37°C



Verso : 37°C

Fig 13 : *Penicillium* sur milieu Czapek (pH 5,5). [8]**IV-Variation de la température :**

La température joue un rôle prépondérant sur la croissance, la germination et la sporulation des champignons, mais aussi sur leur métabolisme.

En effet l'influence de la température sur les moisissures est complexe. En particulier, les températures extrêmes de croissance, de germination et de sporulation peuvent être très différentes.

La thermo tolérance est très variable suivant les espèces : *A. niger* tolère une température maximale de croissance proche de 50 °C, mais pousse encore à une température inférieure à 20 °C. [25]

Les moisissures sont généralement mésophiles : la croissance des hyphes est optimale à 20-25°C. En dehors de cet intervalle de température les hyphes se développent plus lentement.

Les spores de moisissures mésophiles ne peuvent pas germer à une température inférieure à 5°C, mais elles peuvent résister longtemps aux basses températures allant jusqu'à -20°C.

Il existe aussi des espèces psychrophiles, comme, par exemple, *Penicillium expansum*,

P. verrucosum, *P. viridicatum*. Elles peuvent se développer, lentement, à des températures basses, inférieures à 4°C. Ces espèces sont responsables des altérations d'aliments conservés au froid.

Les espèces thermophiles sont plus rares. C'est le cas de l'*Aspergillus flavus*. La température optimale pour sa croissance est comprise entre 25 et 35°C, mais cette moisissure peut se développer bien dans un intervalle plus large (15-45°C) et parfois jusqu'à 50°C. [15]

V-2-Composition biochimique de la biomasse fongique :

Les résultats d'analyse de la biomasse obtenue dans des conditions optimales révèlent des taux qui s'échelonnent de 32,63 % à 38,36 % de protéines totales; 2,25 % à 7,10 % de matières grasses; 45,88 % à 56,64 % de glucides et de 6 % à 10,31 % de cendres selon l'espèce et le type de culture. [14]

V-2-1 .Protéines totales :

On évalue les protéines à partir de l'azote qu'elles contiennent. Les protéines totales sont déterminées par la méthode de Kjeldahl avec multiplication de Nx6.25.

Les protéines totales enregistrent les taux suivants 32,36 %; 38,36 %; 36,38 %; 35,11 %; 35,64 % et 36,23 % respectivement pour les cultures *Aspergillus niger*. [14]

V-2-2 Les différents Culture :

Le tableau 09 permet de préciser les différents milieux de cultures des divers champignons filamenteux tel que : *Aspergillus et Penicillium*.

Tableau 08 : Les différentes cultures

| Les différentes cultures | |
|------------------------------------|---|
| Culture sur amidon | <p>-L'amidon, qui représente la principale réserve carbonée de nombreux végétaux, est peu sensible à la dégradation enzymatique.</p> <p>- La production de biomasse à partir de ce polysaccharide devra donc s'effectuer après chauffage en milieu aqueux, les eaux de traitements devenant alors sensibles à l'action des champignons.</p> <p>- Les principales souches concernées sont <i>A. niger</i>, <i>A. fumigatus</i>, .</p> <p>- L'enrichissement en protéine est important et la teneur dépasse 50 %.</p> |
| Culture sur cellulose | <ul style="list-style-type: none"> ●La cellulose provenant des résidus de paille, de paille de riz, de déchets de maïs peut être hydrolysée par différentes espèces fongiques (<i>Penicillium janthinellum</i>,...etc.). ●L'enrichissement en protéines est moins important que dans le cas d'hydrolyse de l'amidon, la teneur passant de l'ordre de 5 % à 25 % en 5 jours de culture. ●En plus des celluloses, la paroi des cellules végétales contient également des hémicelluloses, comme des hétéropolymères ramifiés de xylose, d'arabinose, etc. et de la lignine, hétéropolymères de dérivés de l'alcool hydroxycinnamique, qui peuvent être dégradées par <i>Aspergillus niger</i>. [14] |
| Culture sur glucides divers | <ul style="list-style-type: none"> • Les effluents divers peuvent être épurés par certaines espèces fongiques, tout en produisant une importante biomasse : usines de pâte à papier (pulpe de betterave, distillerie d'alcool de pomme (<i>A. niger</i>), de whisky (<i>Geotrichum candidum</i>), vinasse de sucre de canne (<i>Phanerochaete chrysosporium</i>). • Les déchets de végétaux peuvent être décomposés en compost par certaines espèces thermophiles, comme <i>Chaetomium thermophile</i> ou <i>Humicola lanuginosa</i>. [14] |

V-Les métaux lourds :

V-1-Histoire des métaux lourds :

L'histoire des métaux lourds n'a pas été écrite. Et pourtant, ils paraissent étroitement liés à la civilisation. Il est toutefois remarquable qu'avant même le début de l'ère industrielle, les métaux lourds ont toujours joué un rôle important dans le développement de l'humanité.

L'or, l'argent, le cuivre, ont permis de fabriquer les premières pièces de monnaie. Sans métaux lourds il n'y aurait pas eu de distribution d'eaux potables à Rome par la canalisation. Ni peintures, car les peintures anciennes ont résisté au temps grâce aux métaux lourds incorporés aux pigments, ni miroirs, étame d'un amalgame d'étain et de mercure. Depuis la révolution industrielle au XIX^e siècle, les métaux occupent un palme prépondérant dans l'activité économique mondiale. Les industries du fer, de l'aluminium et du cuivre ont majoritairement contribué au développement technologique.

L'homme a utilisé les métaux lourds et continué à utiliser d'abord pour sa survie, puis son confort et ses loisirs. Parfois avec excès, souvent avec inconscience. Ou pire, en toute conscience. Si les métaux lourds ont fait la civilisation, ils peuvent aussi la défaire. Car ces derniers sont aussi des toxiques puissants. [6]

V-2-Définition des métaux lourds :

Les définitions des métaux lourds sont multiples et dépendent du contexte dans lequel on se situe ainsi que de l'objectif de l'étude à réaliser.

D'un point de vue purement scientifique et technique, les métaux lourds peuvent être également définis comme :

-Tout métal ayant une densité supérieure à 5,

-Tout métal ayant un numéro atomique élevé, en général supérieur à celui du Sodium ($Z=11$), tout métal pouvant être toxique pour les systèmes biologiques.

Certains chercheurs utilisent des définitions plus spécifiques encore. Le géologue, par exemple, considérera comme métal lourd tout métal réagissant avec la pyrimidine (C_6H_5N). [18]

Les métaux sont des minéraux. Les métaux "lourds" sont ainsi qualifiés du fait de leur densité élevée. Les principaux métaux lourds sont le plomb, le cadmium, le mercure, l'arsenic et dans une moindre mesure, le chrome et le nickel. [20]

V-3- Propriétés des métaux lourds :

Les métaux sont en général des solides propres et cristallins dans les conditions normales de température et de pression ; le mercure est toutefois une exception notable puisqu'il est le seul métal à l'état liquide dans les conditions normales (25 °C sous pression atmosphérique) .

L'hydrogène n'est pas cité habituellement comme un métal, bien que sa position sur le tableau périodique des éléments, son aptitude à donner facilement des ions positifs et les découvertes récentes sur l'hydrogène métallique le permettraient.

Les métaux ont toujours un nombre d'oxydation positif: ils ne forment donc que des cations. [20]

La plupart du temps, les métaux sont extraits sous forme minérale plus ou moins cristallisée (cristal) dans leurs minerais et presque toujours combinés à un ou plusieurs autres atomes. Les métaux sont présents à l'état naturel sous forme :

- **Associée à des éléments non-métalliques, sous forme :**

- *d'oxyde (cas le plus fréquent), dans des minerais : bauxite pour l'aluminium, hématite pour le fer, ilménite ou rutile pour le titane... L'ilménite, par exemple, principal minerai du titane est un oxyde mixte de titane et de fer (pourcentage des deux métaux entre 30 et 70 %) ;

- *de sulfures pyrite pour le fer ou de sulfates ;

- *plus compliquée et même sous plusieurs formes différentes comme on l'a vu pour le fer.

- **Pure ou associée à des éléments métalliques (alliages) :** On parle alors de **métaux natifs**. Ils incluent : bismuth, cadmium, chrome, indium, fer, nickel (dans des roches d'origine météoritique (nickel-fer)), tellure, antimoine, titane, zinc, cuivre, plomb et mercure ainsi que les métaux nobles (métaux qui résistent à la corrosion et à l'oxydation...) englobant les métaux précieux. Les métaux nobles peuvent être présents dans la nature sous forme :

- *pure : or, argent et platine ;

- *associée au platine dans un minerai et appelé platinoïde (ruthénium, rhodium, palladium, osmium, iridium, platine).

Seul l'or, l'argent, le cuivre et le platine sont présents dans la nature en grande quantité à l'état natif. [21]

V-4-Toxicité des métaux lourds :

La pollution de l'environnement et l'exposition à des métaux lourds toxiques tels que le mercure, le cadmium, le plomb sont de graves problèmes qui ne cessent de prendre de l'ampleur dans le monde entier.

L'exposition des êtres humains aux métaux lourds s'est fortement aggravée au cours des 50 dernières années avec l'augmentation exponentielle de l'utilisation de métaux lourds dans les processus et produits industriels.

Dans nos sociétés contemporaines, il est impossible d'échapper à une exposition à ces métaux et à d'autres produits toxiques. [16]

Tableau 09: Toxicité des métaux lourds. [17]

| Particules | Toxicité |
|------------|---|
| Plomb | Trouble du système nerveux, affection du foie et des reins |
| Cadmium | Affections respiratoires, Troubles rénaux |
| Mercure | Troubles du système nerveux (mémoire, fonctions sensorielles de coordination) |
| Zinc | Maladies respiratoires, asthme, malformations congénitales, cancers |
| Chrome | Cancers, troubles dermatologiques, anémie. |

V-5-Contamination de l'eau :

Il est assez difficile de prévoir l'évolution des métaux dans l'environnement, car ils peuvent subir un grand nombre de transformations (oxydation, réduction, complexation, etc.), et car cette évolution dépend fortement du milieu. En effet, la migration des métaux lourds vers la nappe phréatique est fonction de nombreux paramètres:

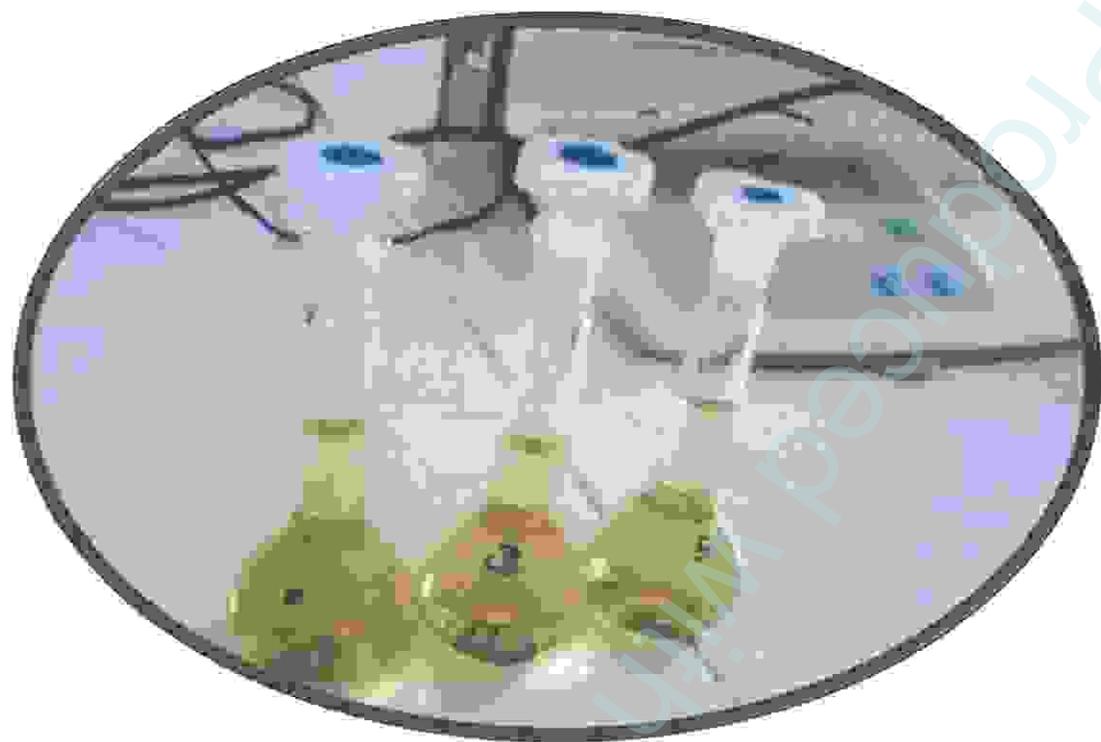
- la forme chimique initiale du métal,
- la perméabilité du sol et du sous-sol,
- la porosité du sol,
- le pH: dans un milieu acide, les métaux risquent de se solubiliser, alors que dans un milieu alcalin, ils peuvent former des hydroxydes métalliques,
- l'activité biologique: certains micro-organismes ont la capacité d'ingérer des métaux, alors que d'autres les solubilisent par acidogénèse,

- le potentiel redox du sol,
- la composition minéralogique du sol: il peut y avoir formation de composés,
- la teneur en matières organiques du sol:(complexation des métaux par les substances humiques).

Les principales sources de contamination de l'eau sont les suivantes: les eaux usées domestiques et industrielles, la production agricole, les polluants atmosphériques, les anciennes décharges, l'utilisation de substances dangereuses pour l'eau, la navigation...etc.

[18]

Produced with ScanTOPDF



Chapitre III

I-L'échantillonnage :**I-1-le prélèvement des échantillons :**

Notre stage a été effectué sur 6 sites différents sur lac Oubeira.

Les échantillons ne doivent pas être contaminés on utilise des flacons de 250 ml en verre bien stérilisé à four Pasteur pendant 30 minutes à 180°C. On prélève 3 échantillons de chaque site étudié, l'ouverture et la fermeture des flacons se fait dans l'eau à une profondeur de 25 à 30cm de manière à éviter de les remplir totalement.

**Site 01****Site 02****Site 03****Site 04****Site 05****Site 06****Fig 14:** Les six sites de prélèvement.**I-2- Le transport d'échantillons :**

Les échantillons sont mis dans une glacière (4°C) et ont été transportés jusqu'au laboratoire dans la même journée à fin d'éviter les modifications de la composition chimique ou microbienne.

I-2- Le transport d'échantillons :

Les échantillons sont mis dans une glacière (4°C) et ont été transportés jusqu'au laboratoire dans la même journée à fin d'éviter les modifications de la composition chimique ou microbienne.

II- L'identification fongique :

II-1- Le coulage des boîtes :

Les différents milieux de cultures utilisés : Sabouraud ; czapek simple ; concentré ; et TGEA sont couler dans des boîtes de Pétries, laisser refroidir.

II-2- Préparation des dilutions :

• But :

La diminution de la charge microbienne par dilution de l'échantillon d'eau à analyser, a pour but une purification des colonies séparées.

• Principe :

La dilution décimale consiste à diminuer la densité de l'eau en micro-organismes, d'abord à 1/10 puis à 1/100 et ainsi de suite jusqu'à réduire la concentration microbienne de l'échantillon mère au facteur de 10^{-6} .

• Mode opératoire:

-A l'aide d'une pipette graduée; prélever 1ml d'échantillon mère, puis l'ajouter à 9ml d'eau distillé dans un tube à essai, permettant ainsi d'obtenir une suspension microbienne diluée à 10^{-2} par rapport à l'échantillon mère.

- Prélever 1ml de la suspension 10^{-1} agitée à l'avance par une pipette Pasteur et diluer dans un second tube à essai contenant 9 ml d'eau distillé, pour d'obtenir une suspension microbienne diluée à 10^{-2} , pour arriver à diminuer la charge microbienne de l'échantillon mère à l'exponentiel de 10^{-6} .

II-3- Ensemencement :

Tout en respectant les conditions d'asepsie et en manipulant toujours dans la zone stérile.

-Bien homogénéiser le contenu du tube à essai contenant la suspension diluée à 10^{-6} .

-Prélever à l'aide d'une pipette Pasteur, une goutte de cette suspension.

-Mettre la goutte sur la surface centrée de la boîte.

-Trois boîtes de pétrie sont ensemencées pour chaque milieu de culture.

La procédure est reprise pour toutes les dilutions préparées, étalant du moins dilué au plus dilué, jusqu'à l'ensemencement à partir de l'échantillon mère.

II-4- l'incubation et lecture :

•Incuber les boîtes étuvées à température 30°C et à 37°C afin de mettre en évidence les dermatophytes.

•Donc réaliser l'incubation à 30°C et 37°C pendant différents intervalles de temps, d'abord à 24 heures, à 48 heures, 72 heures et à 5 jours selon vitesses des croissances chez les différentes espèces de moisissures.

II-5- Préparation du matériel fongique pour l'étude microscopique :

Cette étape consiste à décrire les spécificités morphologie détaillées qui font, à côté des caractères culturels et comportementaux, les critères d'identification des champignons.

•Principe :

La préparation microscopique consiste à choisir un fragment mycélien à partir d'un site de prélèvement, sur le thalle, intermédiaire du mycélium juvénile à la marge et le vieux mycélium au centre permet le visionnement idéal des appareils sporifères. Le matériel biologique fongique est préparé pour l'observation sous microscopie photonique, aux différents grossissements.

II-6-L'examen à l'état frais :

L'examen à l'état frais permet l'observation des champignons vivants en l'absence de toute coloration.

- La morphologie des champignons.
- Leur mode de regroupement et leur structure.

•La technique :

Prélever à l'aide d'une anse de platine 02 gouttes de la culture qu'on dépose entre lame et lamelle propres.

L'observation effectuée avec le microscope optique à grossissement(x 10 et x 40)

II-7-L'examen après coloration :

L'examen après coloration est indispensable permet de détecter la morphologie et la structure des champignons.

Les préparations colorées peuvent se conserver longtemps pour d'autres résultats valables en microscopie optique. en utilisant la coloration simple .

● Préparation des frottis :

Les frottis destinés à la coloration doivent être étalés en couches minces régulières, séchés et le plus souvent fixés.

● Coloration simple au bleu de méthylène :

1. Réactif : bleu de méthylène.

2. Technique :

- *Recouvrir le frottis et le fixé avec le bleu de méthylène.
- *Laisser agir de 1 à 3 minutes selon la force de la solution colorante
- *Laver puis sécher délicatement avec un papier filtre fin.
- *Addition de l'huile de cèdre.
- *Examiner à l'inversion (x100).

III- Mesures physico-chimiques :

III-1-Mesure électrométrique du pH avec l'électrode de verre :

● principe :

L'eau à analyser est additionnée d'un indicateur et la coloration obtenue comparée à une échelle de teintes préparée à partir de solution de pH connues.

Le pH en relation avec la concentration en ions hydrogène H^+ présents dans une eau.

la différence de potentiel existant entre une électrode de verre et une électrode de référence. Plongeant dans une même solution neutre. Le potentiel des électrodes est lié à l'activité des ions H^+ .

●Appareil : pH mètre.

●Electrode : Electrode de pH combinée

●Mode opératoire :

-La conductivité électrique d'une eau s'exprime généralement en microsiemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$). La relation entre la résistivité et la conductivité est la suivante:

$$\text{Résistivité}(\Omega.\text{cm}) = \frac{1000000}{\text{conductivité}(\mu\text{S}/\text{cm})}$$

• **Principe :**

Mesure de la conductance électrique d'une colonne d'eau délimitée par deux électrodes de platine (Pt) (ou couvertes de noir de platine) maintenues parallèles.

-Si R est la résistance de la colonne d'eau en ohms.

-S :sa section en cm^2 et l sa longueur en cm.

-La résistivité électrique en ohms-cm est :

$$P = R \frac{S}{l}$$

La conductivité électrique en S/cm est :

$$V = \frac{1}{P} = \frac{l}{R S}$$

$\frac{l}{S}$:est appelé constante de l'élément de mesure

• **Matériel :** Conductimètre.

• **Mode opératoire :**

D'une façon générale, opérer de la verrerie rigoureusement propre et rincée, avant usage, avec de l'eau distillée.

Rincer plusieurs fois la cellule à conductivité, d'abord avec de l'eau distillée puis en la plongeant dans un récipient contenant de l'eau à examiner; faire la mesure dans un deuxième récipient en prenant soin que les électrodes de platine soient complètement immergées.

Agiter le liquide (barreau magnétique) afin que la concentration ionique entre les électrodes soit identique à celle du liquide ambiant. Cette agitation permet aussi d'éliminer les bulles d'air sur les électrodes.

• **Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en $\mu\text{S}/\text{cm}$.

III-5- La turbidité :

●**Définition :** Réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matière non dissoute.

●**Principe :**

Comparaison de la lumière diffusée et la lumière transmise par l'échantillon d'eau et par une gamme étalon constituée de solutions de formazine.

La mesure de la lumière diffusée est significative pour les eaux de faible turbidité non visible à l'œil nu (par exemple les eaux de boisson).

La mesure de la lumière transmise est significative pour les eaux de turbidité visible à l'œil nu (par exemple les eaux polluées) et pour les eaux de faible turbidité contenant des substances qui ne diffusent pas.

Pour tout échantillon d'eau, la mesure de la lumière diffusée et de la lumière transmise permet la détection de matières non dissoutes, absorbant mais diffusant mal, qui passeraient inaperçues par la seule mesure de la lumière diffusée.

●**Appareillage :** HACH 2100N

- Cuvette d'évaluation de la transparence constituée d'une cuvette de verre incolore de 50 mm. de diamètre.

●**Mode opératoire :**

Remplir une cuvette de mesure propre et bien essuyer avec du papier hygiénique avec l'échantillon à analyser bien homogénéisé et effectuer rapidement la mesure, il est nécessaire de vérifier l'absence de bulle d'air avant la mesure.

●**Expression des résultats :**

La mesure est obtenue directement en NTU.

III-6- Détermination du titre alcalimétrique simple et complet (TA et TAC) :

Le titre alcalimétrique ou TA mesure la teneur de l'eau en alcalis libres et en carbonates alcalins caustiques.

Le titre alcalimétrique complet ou TAC correspond à la teneur de l'eau en alcalis libres, carbonates et hydrogencarbonates.

●**Principe :**

Ces déterminations sont basées sur la neutralisation d'un certain volume d'eau par un acide minéral dilué, en présence d'un indicateur coloré.

●**Réactifs :**

- Acide chlorhydrique ou sulfurique 0,02 N
- Solution de phénolphthaléine dans l'alcool à 0,5%

III-5- La turbidité :

●**Définition :** Réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matière non dissoute.

●**Principe :**

Comparaison de la lumière diffusée et la lumière transmise par l'échantillon d'eau et par une gamme étalon constituée de solutions de formazine.

La mesure de la lumière diffusée est significative pour les eaux de faible turbidité non visible à l'œil nu (par exemple les eaux de boisson).

La mesure de la lumière transmise est significative pour les eaux de turbidité visible à l'œil nu (par exemple les eaux polluées) et pour les eaux de faible turbidité contenant des substances qui ne diffusent pas.

Pour tout échantillon d'eau, la mesure de la lumière diffusée et de la lumière transmise permet la détection de matières non dissoutes, absorbant mais diffusant mal, qui passeraient inaperçues par la seule mesure de la lumière diffusée.

●**Appareillage :** HACH 2100N

- Cuvette d'évaluation de la transparence constituée d'une cuvette de verre incolore de 50 mm. de diamètre.

●**Mode opératoire :**

Remplir une cuvette de mesure propre et bien essuyer avec du papier hygiénique avec l'échantillon à analyser bien homogénéisé et effectuer rapidement la mesure, il est nécessaire de vérifier l'absence de bulle d'air avant la mesure.

●**Expression des résultats :**

La mesure est obtenue directement en NTU.

III-6- Détermination du titre alcalimétrique simple et complet (TA et TAC) :

Le titre alcalimétrique ou TA mesure la teneur de l'eau en alcalis libres et en carbonates alcalins caustiques.

Le titre alcalimétrique complet ou TAC correspond à la teneur de l'eau en alcalis libres, carbonates et hydrogénocarbonates.

●**Principe :**

Ces déterminations sont basées sur la neutralisation d'un certain volume d'eau par un acide minéral dilué, en présence d'un indicateur coloré.

● **Réactifs :**

- Acide chlorhydrique ou sulfurique 0,02 N
- Solution de phénolphtaléine dans l'alcool à 0,5%
- Solution de méthylorange à 0.5%
- Eau permutée exempte d'anhydride carbonique libre (par ébullition de 15 min)

III-6-1 détermination du TA :

- 100 ml d'eau à analyser.
- 1à2 gouttes de solution alcoolique de phénolphthaléine

■ Une coloration rose doit alors se développer. Dans le cas contraire le TA nul, (PH<8,3)

Expression des résultats :

$$TA (F^{\circ}) = V H_2SO_4 \text{ titré}$$

III-6- 2.détermination du TAC :

- 100ml d'eau à analyser.
- 2à3 gouttes de solution de méthylorange à 0.5%
- Titrer par l' H_2SO_4 (N/50) (jusqu'au virage du jaune au jaune orangé)

● **Expression des résultats :**

$$TAC (F^{\circ}) = V H_2SO_4 \text{ titré} \cdot 0,5$$

IV- substances et critères chimiques (indicateur de pollution organique) :

L'estimation de pollution organique est un problème complexe et délicat qui fait appel à des dosages et à des tests du fait même de la nature très diverse des matières organiques et des divers stades de dégradation.

IV-1-Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO) :**•Principe :**

Dans des conditions définies, certaines matières contenues dans l'eau sont oxydées par un excès de dichromate de potassium en milieu acide et en présence de sulfate d'argent et de sulfate de mercure.

L'excès de dichromate de potassium est dosé par le sulfate de Fer et d'ammonium

•Réactifs :

- Sulfate de mercure cristallisé : 0,5 g.
- Solution de sulfate de fer et d'ammonium 0,25 N.
- Sulfate de Fer et d' NH_4 98 g.
- Acide sulfurique (d=1,84)20 ml.
- H_2O_d 1000 ml.

Le titre de cette solution doit être vérifié tout les jours.

- Solution de dichromate de potassium 0,25 N.

Dichromate de potassium (séché deux heures à 110°C) 12,2588 g

H_2O_d 1000 ml.

- Solution de Ferroïne :

1,10 phénanthroline 1,485 g.

Sulfate de Fer 0,695 g.

H_2O_d 100 ml.

- Etalon à 500 mg/l DCO.

Hydrogenophthalate de K $\text{HC}_8\text{H}_5\text{O}_4$ séché pendant 2 h.00 à 105° .

Peser 0,4251 g séché \longrightarrow 1000 ml \longrightarrow 0,1062 g/250 ml.

Faire une dilution 5 ml/20

IV-2-Détermination de la demande biochimique en oxygène (DBO_5) :

• Définition :

La demande biochimique en oxygène (DBO_5) est la masse d'oxygène moléculaire dissoute nécessaire aux micro-organismes pour la dégradation par oxydation (mais aussi pour la transformation) des matières organiques contenus dans l'eau, dans des conditions définies et dans un espace de temps donné.

• Principe :

L'échantillon d'eau introduit dans une enceinte thermostatée est mis à incuber en présence d'air.

Les microorganismes présent consomment l'oxygène dissous qui est remplacé en permanence par l'oxygène en provenance du volume d'air situé au dessus de l'échantillon. L'anhydride carbonique (CO_2) formé est piégé par l'hydroxyde de potassium.

Cette détermination en oxygène crée une dépression qui est enregistrée par une élévation du niveau de mercure.

► Méthodes instrumentales :

• Mode opératoire :

Prise d'essai dépend de la charge de l'échantillon, celle-ci dépend de l'origine de l'échantillon industrielle ou urbain, de la couleur, de l'odeur et de la charge en matières en suspension.

Tableau 10: Le volume de l'échantillon d'après la DBO présumée

| la charge | DBO présumée (mg/l) | Prise d'essai | Facteur |
|-------------|------------------------------------|------------------|---------|
| très faible | 0 - 40 | 432 | 1 |
| faible | 0 - 80 | 365 | 2 |

| la charge | DBO présumée | Prise d'essai | Facteur |
|-------------|--------------------------|------------------|---------|
| très faible | 0 - 35 | 428 | 0.1 |
| faible | 0 - 70 | 360 | 0.2 |

| | | | |
|---------------------|----------|------|-----|
| moyenne | 0 - 200 | 250 | 5 |
| plus que la moyenne | 0 - 400 | 164 | 10 |
| un peu chargée | 0 - 800 | 97 | 20 |
| chargé | 0 - 2000 | 43.5 | 50 |
| très chargé | 0 - 4000 | 22.7 | 100 |

| | | | |
|---------------------|----------|-----|-----|
| moyenne | 0 - 175 | 244 | 0.5 |
| plus que la moyenne | 0 - 350 | 157 | 1.0 |
| chargée | 0 - 700 | 94 | 2.0 |
| très chargée | 0 - 1400 | 56 | 4.0 |

IV-3- Détermination des matières en suspension (MES) :

●Principe :

Vaporisation de l'échantillon à une température de 150° pendant 2 heures, détermination des matières en suspension par pesée différentielle.

* Des eaux non chargées en MES : on utilise des filtres pour la filtration.

* Les eaux chargées en matière en suspension, on utilise directement les échantillons dans des capsules.

Appareil : Etuve.

Température : 150 °C.

Matériels : fioles, capsules, filtres, rampe de filtration, balance, dessiccateur.

●Mode opératoire :

- Dans des eaux d'une faible concentration en MES, on utilise des filtres.
- Mouiller le filtre avec de l'eau distillée.
- Mettre dans l'étuve pendant quelques minutes.
- Sortir le filtre, puis le mettre dans le dessiccateur pour le refroidissement.
- Puis peser le filtre sur la balance jusqu'à obtention d'un poids stable.

- Prendre une fiole de 100 ml, laver abondamment avec de l'eau du robinet, puis avec de l'eau distillée.
- Prendre une prise d'essai de 100 ml, placer le filtre dans la rampe de filtration.
- Verser le volume d'eau (100 ml) jusqu'à filtration complète.
- Récupérer le filtre et le mettre à l'étuve à 150°C pendant 2 heures.
- Mettre le filtre dans le dessiccateur pendant 15 minutes jusqu'à refroidissement total.
- Peser le filtre.

$$\text{mg/M.E.S} = \frac{P_p - P_v}{100} * 100000 = (P_p - P_v) * 10000$$

■ Formule :

M.V.S (Matières volatiles)

Après pesage des M.E.S, mettre les filtres dans le four à moufle à 525 °c pendant 2 h, les peser après, ce qui correspond a la matière minérale.

Pour rechercher les matières volatiles

$$\text{M.V.S (mg/l)} = \text{M.E.S} - \text{Matière minérales}$$

► **Numération des germes totaux :**

Elle consiste en une estimation du nombre total des germes présents dans l'eau.

● **Matériel :**

- Gélose TGEA (Gélose Tryptone glucose Agar)
- Boîtes de petri.
- Eau distillée stérile en tube de 9 ml.
- Pipettes stériles de 1 ml.
- Bain marie.

•Méthode :

-Exécution des dilutions décimales

* Dilution au 1/10 : dans un tube à essai contenant 9 ml d'eau distillée stérile (ou de l'eau physiologique à 0,9 %) ajouter 1 ml d'eau à analyser.

Agiter pour homogénéiser

* Dilution au 1/100 : dans un tube à essai contenant 9 ml d'eau distillée stérile ajouter 1 ml de l'eau diluée au 1/10. Agiter pour homogénéiser.

* Dilutions suivantes :

Toujours de la même manière 1/1000, c'est à dire que l'on place 1 ml de la solution précédente dans 9 ml d'eau distillée, on obtient ainsi une nouvelle dilution.

* Le choix du nombre de dilution dépend de la nature et de la richesse microbienne de l'eau. Pour une eau de consommation, on peut se contenter des dilutions 1/10 et 1/100.

- Répartition des inoculums et de la gélose en boîte de pétri.

* Deux boîtes de pétri d'un diamètre de 90 mm, reçoivent chacune 1 ml d'eau à analyser.

Deux autres 1 ml de la dilution 1/10. D'autres séries de deux reçoivent éventuellement 1 ml. des dilutions suivantes.

* Marquer sur chacune des boîtes de pétri le numéro d'enregistrement de l'eau à analyser, la température d'incubation et la dilution.

* Faire fendre la gélose (TGEA), lorsqu'elle est refroidie à 45° C, la couler aseptiquement dans les boîtes de pétri contenant les inoculés.

* Agiter doucement par un mouvement circulaire pour assurer un mélange homogène de l'eau avec la gélose sans faire des bulles. Laisser refroidir sur un plan parfaitement horizontal.

* Incuber une boîte de chaque dilution à 37° C et l'autre boîte à 22° C.

• Expression des résultats :

Le résultat est donné en nombre de germes par ml.

IV-4-Détermination de l'azote ammoniacal (NH₄⁺) :**•Principe :**

Mesure spectrométrique à environ 655nm du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitroprussiate de sodium.

• **Réactifs:**

Réactif I :

| | | |
|--------------------------------|-------|----------------|
| - Acide dichloroisocyanurique | | 2 g. |
| - Hydroxyde de sodium (NaOH) | | 32 g. |
| - H ₂ O distillée | | q.s.p 1000 ml. |

Réactif II (coloré) :

| | | |
|------------------------------|-------|---------------|
| - Trictrate de sodium | | 130 g. |
| - Salicylate de sodium | | 130 g. |
| - Nitroprussiate de sodium | | 0,97 g. |
| - H ₂ O distillée | | q.s.p 1000 ml |

• **Appareillage:**

Spectrophotomètre UV-Visible

• **Mode opératoire :**

- Prendre 40 ml d'eau à analyser
- Ajouter 4 ml du réactif I
- Ajouter 4 ml du réactif II et ajuster à 50 ml avec H₂O distillée et attendre 1h. 30

* L'apparition de la coloration verdâtre indique la présence de : NH₄⁺

Effectuer la lecture à 655 nm.

• **Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en mg/l

IV-5-Dosage des nitrites (NO₂⁻) :

• **Principe:**

Les nitrites réagissent avec le Sulfanilamide pour former un composé diazoïque qui, après copulation avec le N1 Naphtyléthylènediaminé dichloride donne naissance à une coloration rose mesurée à 543nm.

● **Réactifs:**

Réactif Mixte :

- Sulfanilamid..... 40 g.
- Acide phosphorique 100 ml.
- N-1- Naphtyl éthylène diamine..... 2 g.
- H₂O distillée q.s.p 1000 ml.

Appareillage:

Spectrophotomètre UV-Visible

● **Mode opératoire :**

- Prendre 50 ml d'eau à analyser
- Ajouter 1 ml du réactif mixte.
- Attendre 10mn.

* L'apparition de la coloration rose indique la présence des NO₂⁻.

Effectuer la lecture à 543 nm.

● **Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en mg/l.

IV-6-Détermination des nitrates (NO₃⁻)[Méthode au salicylate de sodium] :

● **Principe :**

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosnylate de sodium coloré en jaune et susceptible d'un dosage colorimétrique.

● **Réactifs :**

- I. Solution de salicylate de sodium à 0.5 % (renouveler toutes les 24 h.).

0.5 gr de salicylate de sodium dans 100 ml d'eau distillée.

2. Solution d'hydroxyde de sodium 30 %.

30 gr de NaOH dans 100 ml d'eau distillée.

3. H_2SO_4 concentré.

4. Tartrate double de sodium et de potassium:

| | |
|--|--------------|
| Hydroxyde de sodium Na OH | 400 g. |
| Tartrate de sodium et de potassium | 60 g. |
| Eau distillée | qsp 1000 ml. |

Laisser refroidir avant de compléter à 1000 cc.

Cette solution doit être conservée dans un flacon de polyéthylène.

Solution mère d'azote d'origine nitrique à 1000 mg/l.

| | |
|--------------------------------------|----------|
| * Nitrate de potassium anhydre | 0,722 g. |
| Eau distillée | 1000 ml. |
| Chloroforme | 1 ml |

Solution fille d'azote d'origine nitrique à 5 mg/l.

•Appareillage :

- Étuve.
- Spectrophotomètre U.V visible.

•Mode opératoire :

Prendre 10 ml de l'échantillon à analyser.

Ajouter 2 à 3 gouttes de NaOH à 30 %.

Ajouter 1 ml de salicylate de sodium.

Évaporer à sec au bain marie ou à l'étuve 75° - 88° C.

Reprendre le résidu avec 2 ml. H_2SO_4 laisser reposer 10 mn.

Ajouter 15 ml d'eau distillée.

Ajouter 15 ml de tartrate double de sodium et de potassium puis passer au spectre au 415 nm.

• **Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en mg/l à une longueur d'onde de 415 nm.

IN-7- Détermination de la matière organique (MO) :

• **Principe :**

Oxydation par un excès de permanganate de potassium, en milieu acide et à ébullition (10 minutes), des matières oxydables (organique) contenues dans l'échantillon. Réduction de l'excès de permanganate par l'oxalate de sodium en excès et titrage en retour de l'excès d'oxalate par le permanganate de potassium.

• **Réactifs :**

- Solution d'acide sulfurique 50%.
- Solution de permanganate de potassium N/80.
- Solution d'acide oxalique N/80.

• **Mode opératoire :**

Introduire dans un Erlen-Meyer de 500 ml, 100 ml d'eau à analyser et 10 ml d'acide sulfurique à 50 %, ajouter 10 ml de solution de permanganate de potassium N/80. Porter l'échantillon à ébullition ménagée pendant 10 minutes à partir du moment où les bulles en formation au fond du ballon viennent crever la surface du liquide. Ajouter ensuite 10 ml d'acide oxalique N/80 pour décolorer. Revenir immédiatement à la teinte rose faible mais persistante à l'aide d'une burette graduée, la solution de permanganate de potassium N/80. Faire un Essai à blanc en opérant dans les mêmes conditions. (T 90-050)

• **Expression de résultat :**

$$M/O (O_2/l) = (V_{\text{ééh}} - V_{\text{Blac}})$$

IV-8-Détermination du résidu sec :

• Principe :

La détermination des résidus permet d'estimer la teneur en matières dissoutes et en suspension d'une eau. La détermination du résidu sur l'eau non filtrée permet d'évaluer la teneur en matières dissoutes et en suspension, c'est le résidu total. Si l'eau est filtrée préalablement à la mesure, le résidu correspond alors aux matières dissoutes.

Une certaine quantité d'eau est évaporée dans une capsule tarée. Le résidu desséché est ensuite pesé.

• Matériel :

Capsule en porcelaine.

Balance analytique.

Étuve réglable.

• Mode opératoire :

Tarer une capsule préalablement lavée, rincée à l'eau distillée et desséchée.

Prélever 100 ml d'eau à analyser dans une fiole jaugée et déverser la dans la capsule.

Porter cette dernière à l'étuve à 105° C pendant 24 heures.

Laisser refroidir pendant ¼ d'heure au dessiccateur.

Peser immédiatement et rapidement.

• Expression des résultats :

Les résultats sont donnés en mg/l

$$(PP - PV) \times 10 \times 1000 = \text{mg/l de RS}$$

d'où PP: est le poids plein de la capsule.

PV: est le poids vide de la capsule.

■ **Remarque :**

Les eaux contenant des matières en suspension (turbides) doivent être filtrées.

V. Minéralisation global :

V.1. Détermination du calcium (Ca^{2+}) et du magnésium (Mg^{2+}) :

● **Principe :**

Titrage molaire des ions calcium et magnésium avec une solution de sel disodique de l'acide éthylènediaminetétraacétique(EDTA) à pH10. Le noir érichrome T, qui donne une couleur rouge foncé ou violette en présence des ions calcium et magnésium,est utilisé comme indicateur.

● **Réactifs :**

Solution d'E.D.T.A N/50 ($\text{C}_{10}\text{H}_{14}\text{N}_2\text{Na}_2\text{O}_8 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) : (0,02N ou 0,01M)

- EDTA 3,725 g, après déshydratation à 80°C pendant 2 h.
- H_2O distillée q.s.p 1000 ml.

Solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) 2 N :

- NaOH (pastilles) 80 g.
- H_2O distillée q.s.p 1000 ml.

Solution d'hydroxyde d'ammonium (NH_4OH) pH = 10,1:

- Chlorure d'ammonium 67,5 g.
- NH_4OH (25%).....570 ml

- HCl concentré PH = 10,1

- H₂O distillée q.s.p 1000 ml.

Solution étalon de référence, $c(\text{CaCO}_3)=0.01\text{mol/l}$

Secher un échantillon de carbonate de calcium pur pendant 2heures à 150°C.

En introduire 1 g dans une fiole conique de 500ml et humidifier avec de l'eau. Ajouter goutte à goutte de l'acide chlorhydrique à 4mol/l jusqu'à ce que tout le carbinat soit dissous. Éviter un excès d'acide.

Ajouter 200ml d'eau et porter à ébullition quelques minutes afin d'éliminer le dioxyde de carbone. Refroidir et ajouter quelques gouttes de l'indicateur au rouge de méthyle. Ajouter une solution ammoniacale à 3mol/l jusqu'à ce que la solution devienne orange.

Transvaser la solution dans une fiole jaugée de 1000ml et compléter au volume avec de l'eau distillée.

1ml de la solution contient 0.4008mg(0.01 mmol/l) de calcium.

I. Mode opératoire :

- (V1) Ca²⁺ :
- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
 - Ajouter 2 ml de NaOH à 2 N.
 - Ajouter du Murexide.
 - Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage (violet).

- (V2) Ca²⁺Mg²⁺ :
- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
 - Ajouter 2 ml de NH₄OH (10,1).
 - Ajouter noir eriochrome.
 - Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage (bleu).

• Expression des résultats :

$$\text{mg/l Ca}^{2+} = \frac{V_1 * C_{std} * F * M_{Ca} * 2}{P.E} * 1000$$

La détermination du mg/l de Calcium est donnée par la formule suivante:

d'où :

V_1 : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.

C : Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).

$M_{Ca^{2+}}$: Masse molaire du calcium en g.

P.E : Prise d'essai (volume de l'échantillon nécessaire pour ce dosage).

F : Facteur

$$\text{mg/l Ca}^{2+} = \frac{V_1 * 0.01 * F * 40.08}{50} * 1000$$

Donc :

$$\text{mg/l Ca}^{2+} = V_1 \times F \times 8.016$$

La détermination du mg/l de Magnésium est donnée par la formule suivante:

$$\text{mg/l Mg}^{2+} = \frac{(V_2 - V_1) * C_{EDTA} * F * M_{Mg^{2+}}}{P.E} * 1000$$

D'où :

V_2 : Volume total d'E.D.T.A

V_1 : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.

C : Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).

$M_{Mg^{2+}}$: Masse molaire du Magnésium en g.

P.E : Prise d'essai (volume de l'échantillon nécessaire pour ce dosage).

F : Facteur

$$\text{mg/l Mg}^{2+} = \frac{(V_2 - V_1) * 0.01 * F * 24.3}{50} * 1000$$

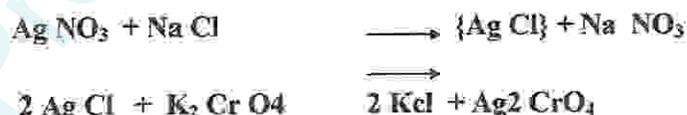
Donc :

$$\text{mg/l Mg}^{2+} = (V_2 - V_1) * F * 4.86$$

IV-2- Détermination des chlorures (Cl⁻) :

• Principe :

Réaction des ions chlorure avec des ions argent pour former du chlorure d'argent insoluble qui est précipité quantitativement. Addition d'un petit excès d'ions argent et formation du chromate d'argent brun-rouge avec des ions chromates qui ont été ajoutés comme indicateur. Cette réaction est utilisée pour l'indication du virage. Durant le titrage, le pH est maintenu entre 5 et 9.5 afin de permettre la précipitation.



• Réactifs :

Solution de nitrate d'argent à 0,01 N:

1,6987 d' AgNO₃ → 1000 ml d'eau distillée

Indicateur coloré K₂CrO₄ à 10 %:

10 g de K_2CrO_4 → Q.S.P 100 ml d' H_2O distillée

Solution de chlorures à 71 mg/l:

0,107g de NH_4Cl 1000ml d'eau distillée.

• **Mode opératoire :**

Prendre 5 ml d'eau à analyser.

Ajouter 2 gouttes de K_2CrO_4 (coloration jaunâtre).

Titrer avec $AgNO_3$ à 0,01 N jusqu'à coloration brun rougeâtre.

► **Expression des résultats :**

$$F.G. \frac{V_{AgNO_3} \times N_{AgNO_3} \times MCI}{PE} = \frac{V_{AgNO_3} \times 0,01 \times 35,5 \times F \times 1000}{5}$$

$$F.S : mg/l Cl = V_{AgNO_3} \times 71 \times F.$$

V_{AgNO_3} : Volume d' $AgNO_3$ nécessaire pour le dosage de l'échantillon.

N_{AgNO_3} : Normalité d' $AgNO_3$

MCI : masse des chlorures.

F : facteur de correction du titre d' $AgNO_3$.

PE : prise d'essai.

Pour le F : - Prendre 5 ml de la solution mère à 71 mg/l.

- Ajouter 2 gouttes de l'indicateur coloré.

- Doser par AgNO_3 à 0,01 N jusqu'au virage. (couleur brun rougeâtre).

TV-3-Détermination de fer :

● Principe :

Addition d'une solution de phénantroline 1,10 à une prise d'essai et mesurage photométrique du complexe rouge-orangé à une longueur d'onde de 510nm.

Pour le dosage du fer total et du fer total dissous, du chlorhydrate d'hydroxylamine est ajouté pour réduire le Fe^{3+} en Fe^{2+} .

● Réactifs :

Tous les réactifs seront préparés à partir d'eau bidistillée exempte de toute trace de fer.

- Tampon Acétate:

Acétate d'ammonium40g

Acide acétique cristallisable..... 50ml

Q.S.P 100 ml d'eau distillée.

- Chlorhydrate d'hydroxylamine à 10 % :

Chlorhydrate d'hydroxylamine10g

Q.S.P100 ml d'eau distillée.

Cette solution est stable pendant une semaine.

-Solution de Phénanthroline -1,10:

Dissoudre 0,42 g de Phénanthroline-1,10 monohydraté ($\text{C}_{12}\text{H}_8\text{N}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$) dans 100ml d'eau distillée contenant 2gouttes d'Acide chlorhydrique.

Cette solution est stable pendant une semaine. Conserver dans un flacon teinté et au réfrigérateur.

-Solution mère étalon de Fer à 1 g/l:

- Solution fille étalon de fer à 0,01 g/l : (à préparer extemporanément).

Diluer au 1/100 la solution précédente.

Tableau 11: Etablissement de la courbe d'étalonnage.

| Numéros de tubes | I | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 |
|--|----|-------|------|-----|-----|-----|-----|
| Solution fille à 0,01 g/l (ml) | 0 | 0.25 | 0.5 | 1.0 | 2.0 | 4.0 | 5.0 |
| Eau distillée (ml) | 50 | 49.75 | 49.5 | 49 | 48 | 46 | 45 |
| Solution de chlorhydrate d'hydroxylamine(ml) | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| Tampon acétate (ml) | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 0.5 |
| Solution de phénantroline -1,10 (ml) | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 |
| Correspondance en mg de fer par litre | 0 | 0.05 | 0.1 | 0.2 | 0.4 | 08 | 1 |

● **Mode opératoire:**

Prendre 50 ml d'eau à analyser dans un erlenmeyer de 100 ml, ajouter 1ml de la solution de chlorhydrate d'hydroxylamine. Mélanger soigneusement. Ajouter 2ml de tampon acétate. Ajouter 2 ml de la solution 1.10 de phénantroline et conserver à l'obscurité pendant 15min. Enfin passer au spectro pour mesurage à la longueur d'onde de 510 nm.

● **Expression des résultats:**

Le résultat est donné en mg/l.

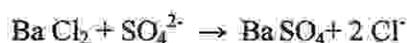
Le résultat est donné en mg/l.

IV-4- Détermination du sulfate :

● **Principe :**

Les ions sulfates sont précipités et passés à l'état de sulfate de baryum

En présence de Ba Cl₂.



• **Appareil :**

-Spectrophotomètre UV Visible

• **Réactifs :**

-Solution mère de sulfates à 1 g/l à partir de Na₂SO₄

-Peser 1,479 g de Na₂SO₄ 1000 ml d'eau distillée.

Solution stabilisante :

Acide chlorhydrique (o) 60 ml.

Éthanol 200 ml.

Chlorure de sodium 150 g.

Glycérol 100 ml.

Eau distilléeQ.S.P. 1000 ml.

Solution de chlorure de baryum :

Chlorure de baryum 150 g.

Acide chlorhydrique 5 ml.

Eau distillée Q.S.P. 1000 ml.

► **Gamme d'étalonnage :**

-Prendre 8 béchers de 250 ml.

-Laver très bien avec du savon et une lavette.

-Rincer abondamment avec l'eau du robinet.

-Rincer avec une solution acide chlorhydrique

-Rincer avec l'eau du robinet puis avec de l'eau distillée.

Remarque :

- Les échantillons troubles ou colorés doivent être filtrés sur filtre de 0,45 μm .

- Les échantillons qui contiennent plus de 70 mg/l SO_4^{2-} doivent être dilués avant détermination.

Mode opératoire :

-Prendre 20 ml d'eau à analyser puis compléter à 100 ml d'eau distillée.

-Ajouter 5 ml de la solution stabilisante.

-Ajouter 2 ml de chlorure de baryum.

-Agiter énergiquement pendant 1 mn.

-Passer au spectrophotomètre $\lambda = 420 \text{ nm}$.

Expression des résultats :

$\text{mg/l SO}_4^{2-} = \text{la valeur lue sur le spectrophotomètre} \times \text{facteur de la dilution.}$

V- Dosage des métaux lourds :

V-1- Dosage de Plomb :

Principe :

La solution est injectée à l'intérieur d'un four de graphite, où elle est séchée puis minéralisée et où enfin, dans une dernière phase, les sels de plomb sont dissociés à l'état de plomb atomique.

Matériel spécial :

- Four de graphite de qualité pyrolytique.

- Spectrophotomètre d'absorption atomique équipé d'une lampe à cathode creuse de plomb ou d'une lampe à décharge (lampe EDI), d'une lampe au deutérium pour la correction du bruit de fond et d'un enregistreur.

● **Réactifs :**

- Acide nitrique ($d = 1,38$).
- Solution d'acide phosphorique à 0,2 %.
- Solution mère de plomb à 1 g / l :

| | |
|----------------|-------|
| Plomb | 1 g |
| acide nitrique | 60 ml |
| eau permutée | 1 l |

- Solution étalon de plomb à 1 mg / l.

Diluer au 1/1 000 la solution mère étalon précédente ..

● **Mode opératoire :**

Ajouter à 100 ml d'échantillon acidifié à $\text{pH} < 2$ par de l'acide nitrique 20 fil de solution d'acide phosphorique. Injecter dans le four 10 fil. Sécher à 120°C pendant 40 secondes, minéraliser à 450°C pendant 45 secondes puis atomiser à la température de 2000°e pendant 5 secondes. Effectuer les lectures à la longueur d'onde de 283,3 nm; se reporter à la courbe d'étalonnage.

● **Expression des résultats :**

Les résultats sont exprimés en microgrammes de plomb par litre.

V-2-Dosage de Zinc :

Les méthodes par spectrophotométrie d'absorption atomique et par spectrophotométrie d'émission à l'aide d'un générateur inductif de plasma permettent des mesures rapides dans de bonnes conditions de sensibilité.

● **Principe :**

Le zinc forme un complexe coloré bleu avec le 2-carboxy-2'-hydroxy-5'-sulfoformazyl benzène (zincon) à un pH de 9,0. La coloration suit la loi de Beer jusqu'à 5 mg/lL.

● **Matériel :**

- Spectrophotomètre équipé de cuves de 1 cm.

● **Réactifs :**

- Solution tampon pH 9 ;

- Hydroxyde de sodium en pastilles 8,4 g acide borique (H3B03) 3 l g

- Eau permutée q.sp. 1 l

Dissoudre l'hydroxyde de sodium dans 500 ml d'eau environ, ajouter l'acide borique, agiter pour dissoudre. Ajuster le volume à 1 l avec de l'eau permutée. Mélanger Ascorbate de sodium.

Ce réactif est nécessaire seulement quand l'échantillon est supposé contenir plus de 2 mg/l de manganèse.

Solution de cyanure de potassium à 1 %.

- Cyclohexane.

- Acide chlorhydrique 6 N.

- Hydroxyde de sodium 6 N. - Solution mère étalon de zinc à 1 g/l.

Dissoudre 1 g de zinc métal dans 10 ml environ d'acide nitrique au demi. Ajouter un peu d'eau et faire bouillir pour chasser les oxydes d'azote. Ajuster le volume à 1 l avec de l'eau permutée.

Solution fille étalon de zinc à 10 mg/l.

Amener 10 ml de solution mère étalon à 1 l avec de l'eau permutée.

● **Mode opératoire :**

Prélever 20 ml d'échantillon et le traiter comme pour l'établissement de la courbe d'étalonnage. Se reporter à la courbe d'étalonnage.

● **Expression des résultats :**

Pour une prise d'essai de 20 ml, la courbe donne directement la teneur en milligrammes par litre.

Chapitre IV

Produced with Scantopdf

I. l'identification fongique :

Se basent sur les caractères morphologiques et cultureux des colonies.

I.1.L'aspect macroscopique:

I.1.1. Dans le milieu de culture (Czapek) simple :

| Prélèvement | Site | Température a : 30°C |
|-----------------------|-----------|---|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -Une colonie de couleur marron de diamètre 1 cm |
| | Site : 03 | -Absence de culture. |
| | Site : 05 | -Absence de culture. |
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Absence de culture. |
| | Site : 04 | -02 colonies blanchâtres de diamètre 1 cm et 2 cm. |
| | Site : 06 | -Une colonie de couleur blanchâtre avec un diamètre 4 cm. |

| Prélèvement | Site | Température a : 37°C |
|-----------------------|-----------|--|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -03 colonies de couleur marrons de diamètre 1 cm. |
| | Site : 03 | -02 colonies de couleur marrons avec un diamètre 1 cm et 1,5 cm. |
| | Site : 05 | -Absence de culture. |
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Absence de culture. |
| | Site : 04 | -02 colonies blanches de diamètre 1 cm et 2 cm. |
| | Site : 06 | -Une colonie de couleur blanchâtre avec un diamètre 4 cm. |

I.1.2. Dans le milieu de culture (Czapek) concentré :

| Prélèvement | Site | Température a : 30°C |
|-----------------------|-----------|---|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -Absence de culture. |
| | Site : 03 | -Une colonie de couleur blanchâtre et de diamètre 1 cm. |
| | Site : 05 | -Absence de culture. |

| | | |
|-------------------------------|-----------|---|
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Absence de culture. |
| | Site : 04 | -Une colonie blanchâtre de diamètre 0,5 cm. |
| | Site : 06 | -Absence de culture. |

| Prélèvement | Site | Température a : 37°C |
|-------------------------------|-------------|---|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -Une colonie de couleur marron et de diamètre 1,5 cm. |
| | Site : 03 | -Une colonie de couleur marron et de diamètre 1 cm. |
| | Site : 05 | -Absence de culture |
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Une colonie verte de diamètre 4 cm. |
| | Site : 04 | -03 Colonies grises vertes de diamètre 4 cm ; 3 cm et 1,5 cm. |
| | Site : 06 | -05 colonies grises de diamètre 3 cm ; 5 cm ; 3,5 cm ; et deux de 4 cm. |

I.1.3. Dans le milieu de culture Sabouraud :

| Prélèvement | Site | Température a : 30°C |
|-------------------------------|-------------|--|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -Absence de culture. |
| | Site : 03 | - Une colonie marron de diamètre 1 cm |
| | Site : 05 | - Une colonie blanchâtre de diamètre 0,5cm. |
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Absence de culture. |
| | Site : 04 | -Absence de culture. |
| | Site : 06 | - Une colonie de couleur blanchâtre avec un diamètre 3 cm. |

| Prélèvement | Site | Température a : 37°C |
|-------------------------------|-------------|---|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -Absence de culture. |
| | Site : 03 | -Une clonie de couleur blanchâtre jaune avec un diamètre 1 cm |
| | Site : 05 | -Absence de culture. |
| | Site : 02 | -Une colonie de couleur marron de diamètre |

| | | |
|-----------------------|-----------|--|
| Prélèvement N : 02 | | 1 cm |
| | Site : 04 | -Absence de culture. |
| | Site : 06 | -03 colonies marrons claires de diamètre 1cm 4 cm et 3 cm. |

I.1.4. Dans le milieu de culture TGEA :

| Prélèvement | Site | Température a : 30°C |
|-----------------------|-----------|--|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | -02 colonies blanchâtres de diamètre 3 cm et 1 cm. |
| | Site : 03 | -Absence de culture. |
| | Site : 05 | -Une colonie marron de diamètre 1cm. |
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Absence de culture. |
| | Site : 04 | - Une colonie marron de diamètre 1 cm . |
| | Site : 06 | -02 colonies blanchâtres de diamètre 1 cm |

| Prélèvement | Site | Température a : 37°C |
|-----------------------|-----------|--|
| Prélèvement N : 01 | Site : 01 | - Une colonie de couleur blanchâtre avec un diamètre 1 cm. |
| | Site : 03 | -02 colonies blanchâtres de diamètres 1 cm . |
| | Site : 05 | -Absence de culture. |
| Prélèvement N : 02 | Site : 02 | -Absence de culture. |
| | Site : 04 | -Une colonie blanchâtre de diamètre 3 cm. |
| | Site : 06 | -Une colonie marron claire de diamètre 2 cm. |

I.2.L'aspect microscopique :

I.2.1. La colonie verte à contour blanc :

- Grossissement Gx100 :

Les filaments sans cloisons avec des têtes de forme allongée, les spores sont organisées en canettes sur les têtes du mycélium.

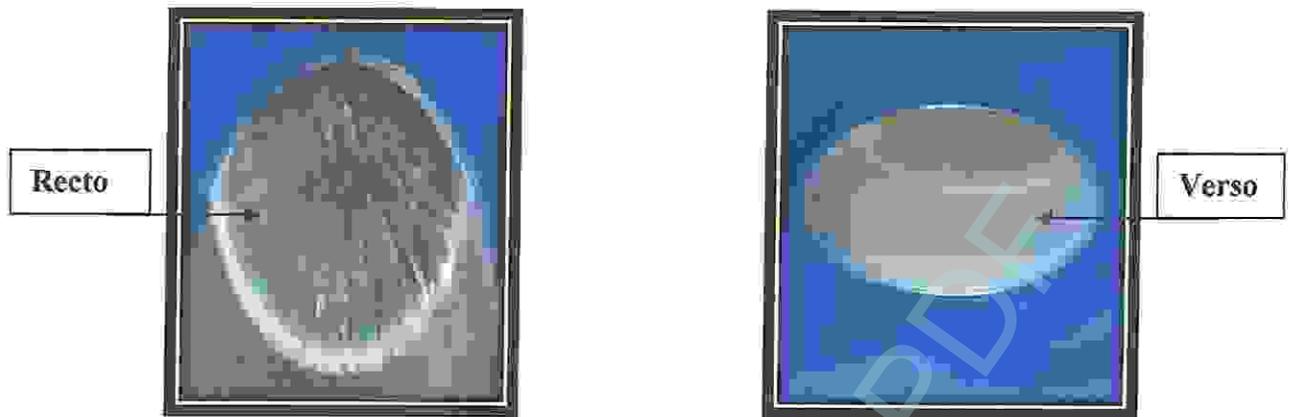


Fig 23: Czapek concentré à 37°C pour site 2.

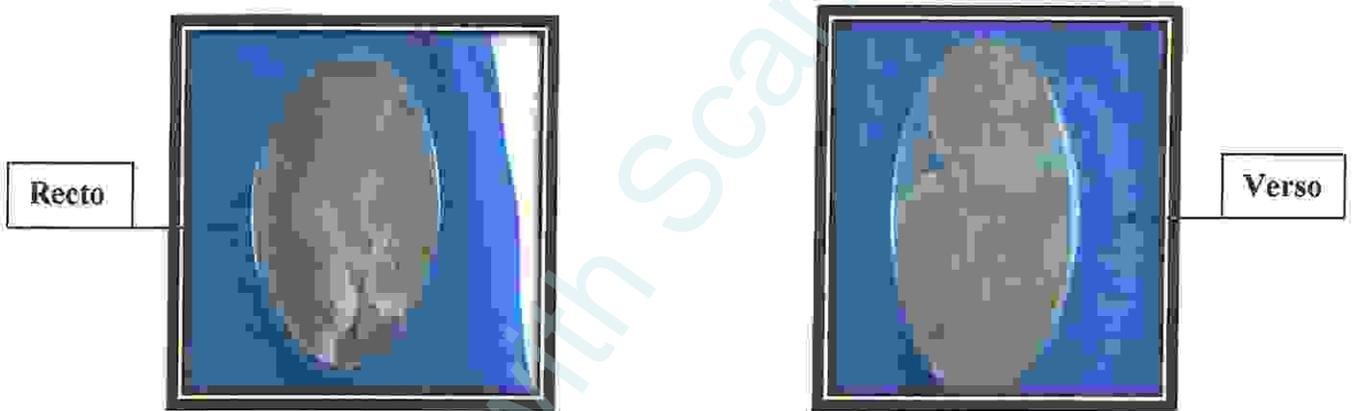


Fig 24 : Czapek concentré à 37°C pour site 4

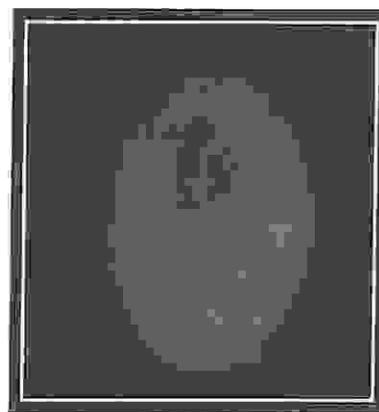


Fig 25: *Aspergillus niger*

I.2.2. La colonie blanche :

- **Grossissement Gx100 :**

Des filaments très longs de taille variable, creux avec paroi mince, lisse termine par des têtes constituées d'une columelle ou ils s'attachent vésicules allongé, menu de spores organisées en petites chênettes .



Fig 26: Czapek simple à 37°C pour site 3



Fig 27: Czapek simple à 37°C pour site 5

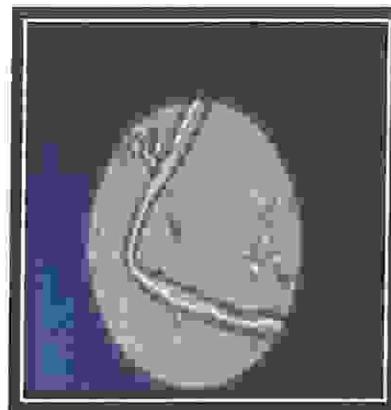


Fig 28: *Penicillium corylaphilum*

I.2.3. La colonie marron :

- **Grossissement Gx100 :**

Des filaments longs avec des têtes de forme sphérique. Des filaments sont creux sans cloisons de paroi lisse et mince de couleur marron, les têtes sont des cystospores avec une paroi très mince et des spores à l'intérieur.



Fig 29: czapek simple à 35°C pour site 1



Fig 30: czapek simple à 35°C pour site 6



Fig 31: *Aspergillus ustus*

II. Mesure physico-chimique :

Les résultats des analyses physico-chimique de l'eau de lac Oubeira, permet de évaluée l'aspect qualitatif le degré de la pollution

II.1. Le potentiel d'hydrogène (pH) :

Tableau 12: La variation du potentiel d'hydrogène (pH) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 7,64 | 7,43 | 7,27 | 7,33 | 7,34 | 7,30 |
| 17-04-2012 | 5,10 | 7,00 | 9,10 | 8,35 | 6,00 | 8,40 |
| moyenne | 5,89 | 6,65 | 7,65 | 7,12 | 5,75 | 7,10 |

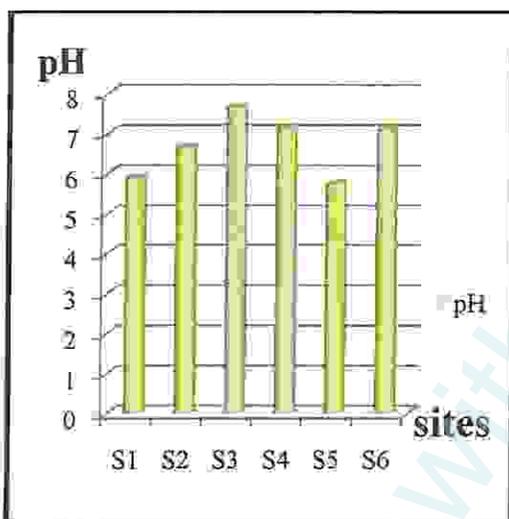


Fig 32: La variation moyenne de potentiel d'hydrogène pH en fonction des six sites

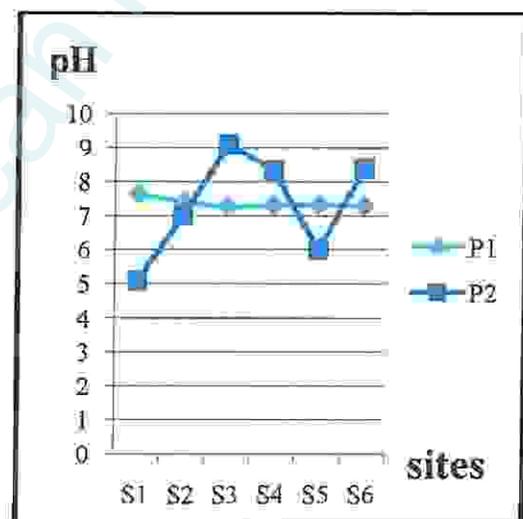


Fig 33: La variation temporelle de potentiel d'hydrogène pH en fonction des six sites

Les valeurs du pH des sites sont proches et varient entre 5.10 et 9.10 et la concentration du pH la plus élevée est obtenu au niveau du site 3. Car notre lac est influencé par la photosynthèse de la végétation et la nature chimique des fonds avec déplacement de l'équilibre carbonique des eaux. [30]

II.2. Salinité :

Tableau 13: La variation de Salinité en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 17-04-2012 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| moyenne | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |

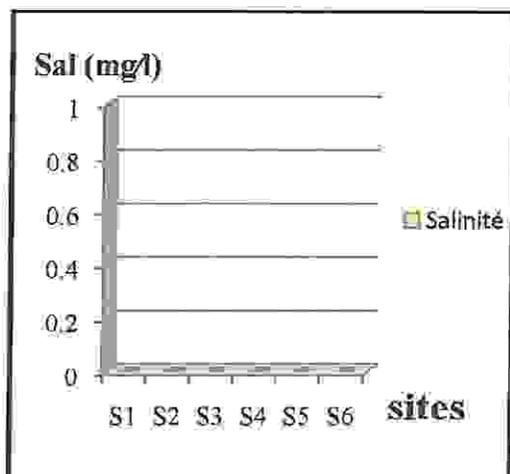


Fig 34: La variation moyenne de la salinité en fonction des six sites

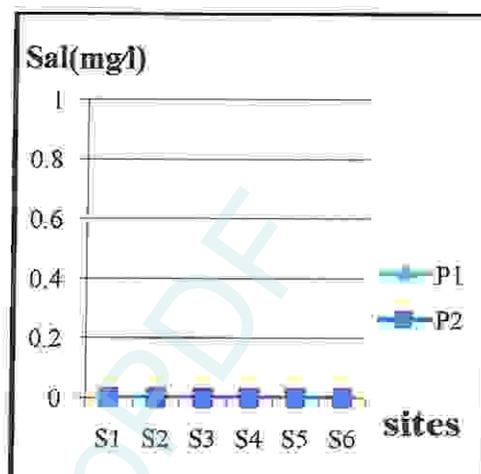


Fig 35: la variation temporelle de la salinité en fonction des six sites

La salinité est nulle pour tous les sites car l'eau du lac Oubeira sont des eaux douces d'après les normes de l'A.FNOR. [30]

II.3. la température (T°) :

Tableau 14: La variation de la température (T°) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 11,5 | 11,5 | 11,7 | 11,6 | 11,7 | 11,5 |
| 17-04-2012 | 5,10 | 7,00 | 9,10 | 8,35 | 6,00 | 8,40 |
| moyenne | 5,80 | 6,65 | 7,65 | 7,125 | 5,75 | 7,10 |

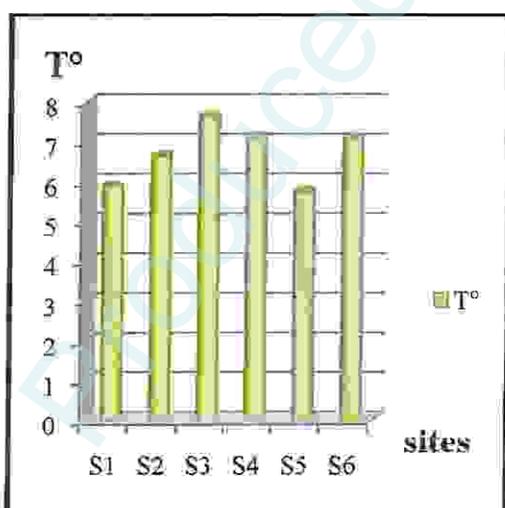


Fig 36: La variation moyenne de la (T°) température en fonction des six sites

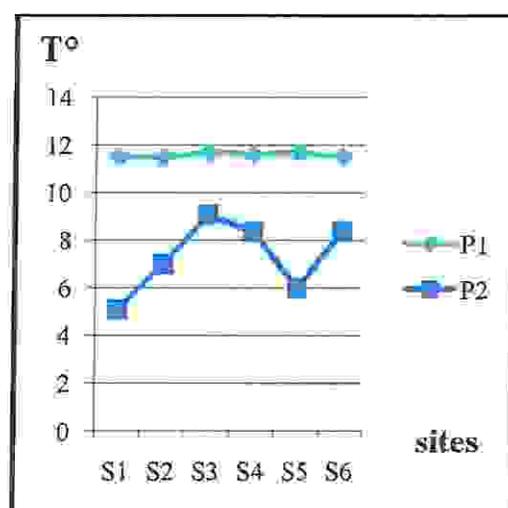


Fig 37: la variation temporelle de la (T°) température en fonction des six sites

Les valeurs de température de lac Oubeira obtenus se diminuent d'un site à l'autre car l'endroit est humide, la température varie entre 5.10 et 11.7; présentent l'avantage d'arriver dans le réseau de distribution à une température plus basse

La température la plus élevée est obtenue au niveau du site 3 et site 5. [30]

II.4. La conductivité électrique (CE) :

Tableau 15: La variation de la conductivité (CE) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 160 | 150 | 0,80 | 0,70 | 0,70 | 0,70 |
| 17-04-2012 | 960 | 710 | 730 | 0,97 | 150 | 180 |
| moyenne | 590 | 430 | 365,4 | 0,835 | 75,35 | 90,35 |

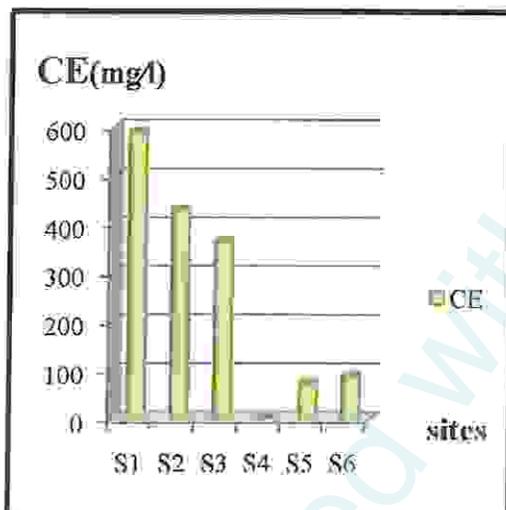


Fig 38: La variation moyenne de la (CE) conductivité électrique en fonction des six sites

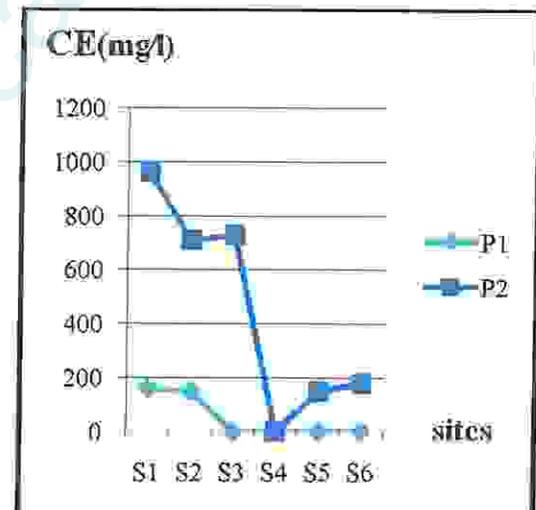


Fig 39: la variation temporelle de la (CE) conductivité électrique en fonction des six sites

La variation de la conductivité permet d'évaluer rapidement nos approximativement la minéralisation globale de l'eau nos valeurs comprise entre 0,70 et 960 $\mu\text{S}/\text{cm}$ la conductivité ce qui traduit une minéralisation importante. [30]

II.5. La turbidité :

Tableau 16: La variation de la turbidité en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 205 | 199 | 201 | 201 | 197 | 200 |
| 17-04-2012 | 194 | 197 | 205 | 200 | 198 | 202 |
| moyenne | 199,5 | 198 | 203 | 200,5 | 197,5 | 201 |

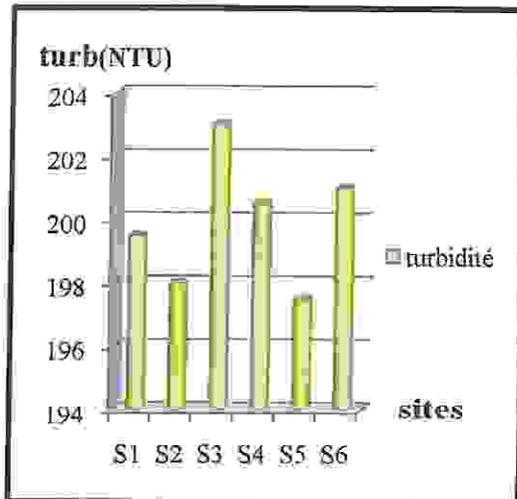


Fig 40: La variation moyenne de la turbidité en fonction des six sites

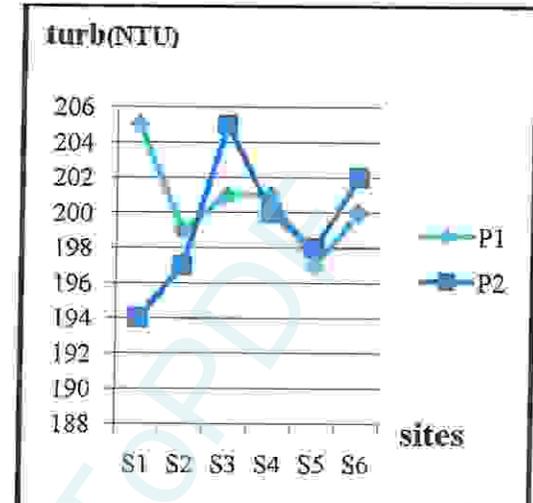


Fig 41: la variation temporelle de la turbidité en fonction des six sites

Les eaux de lac Oubeira ont des valeurs de la turbidité comprises entre 194 et 205 NTU pour les six sites pendant les deux mois de notre stage, et la valeur la plus élevée de la conductivité est obtenue au niveau du site 3, ce qui empêche la propagation de la lumière dont la diminution d'intensité a pour conséquence résiduelle constitue une gêne pour l'efficacité des traitements de décontamination. [30]

II.6. le titre alcalimétrique (TA) et le titre alcalimétrique complet (TAC) :

II.6.1. le titre alcalimétrique (TA) :

Tableau 17: La variation de titre alcalimétrique en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 17-04-2012 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| moyenne | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |

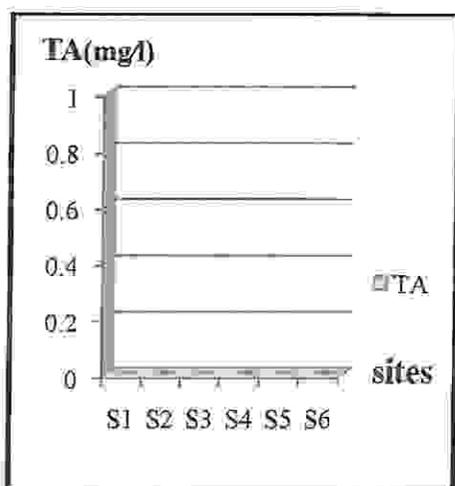


Fig 42: La variation moyenne du (TA) titre alcalimétrique en fonction des six sites

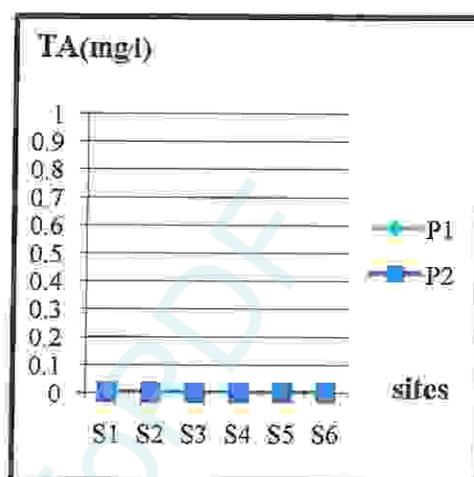


Fig 43: la variation temporelle du(TA) titre alcalimétrique en fonction des six sites

Les valeurs du TA des sites du lac Oubeira sont nulles car et une production importante de boues humides

II.6.2. le titre alcalimétrique complet (TAC) :

Tableau 18: La variation de titre alcalimétrique complet (TAC) en fonction des sites du lac Oubeira.

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 54 | 48 | 53 | 54 | 59 | 55 |
| 17-04-2012 | 72 | 76 | 78 | 76 | 74 | 72 |
| moyenne | 63 | 62 | 65,5 | 65 | 66,5 | 63,5 |

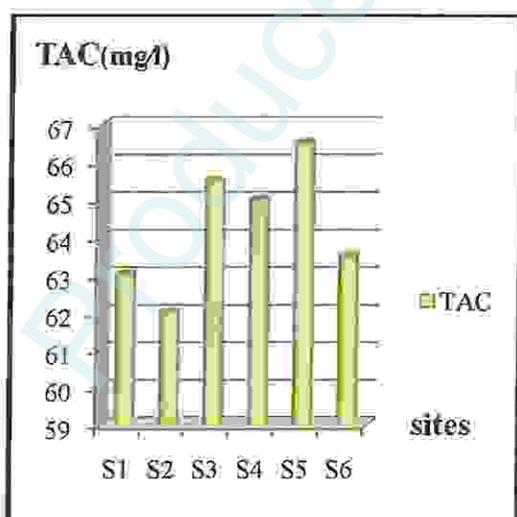


Fig 44:La variation moyenne du TAC titre alcalimétrique complet en fonction des six sites

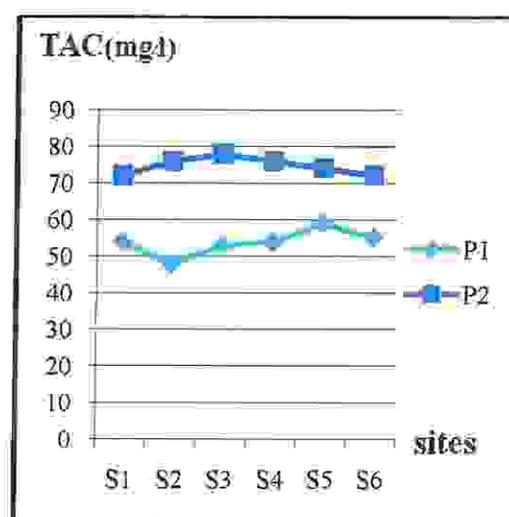


Fig 45:la variation temporelle du TAC titre alcalimétrique complet en fonction des six sites

Les valeurs du TAC des sites augmentent d'un site à l'autre et la variation du TAC compris entre 48 et 78 puis que les valeurs relatives du titre alcalimétrique (TA) et du titre alcali métrique complet (TAC) permettent de connaître les quantités, et la précipitation du carbonate de calcium dépend du potentiel hydrogène (pH), et de la température de l'eau dans les parties humides [30] .

III. Substance et critère chimique (indicateurs de pollution) :

III.1. La demande chimique en oxygène (DCO) :

Tableau 19: La variation de la demande chimique en oxygène (DCO) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 85 | 65 | 70 | 64 | 55 | 54 |
| 17-04-2012 | 50 | 35 | 20 | 20 | 30 | 20 |
| moyenne | 67,5 | 50 | 45 | 42 | 42,5 | 37 |

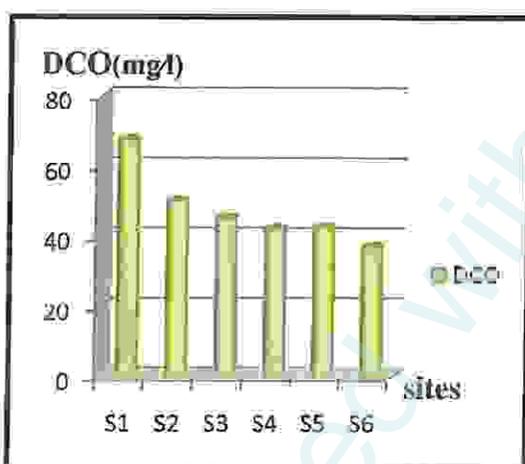


Fig 46: la variation temporelle de DCO demande chimique en oxygène en fonction des six sites

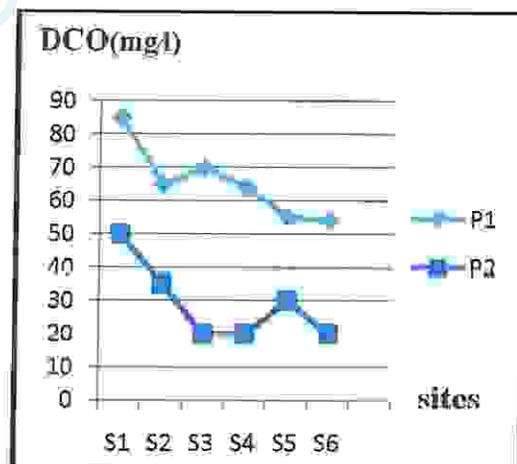


Fig 47: La variation moyenne de DCO demande chimique en oxygène en fonction des six sites.

Les valeurs présentent une variation irrégulières et importantes d'un site à l'autre pour le 1er et 2eme prélèvement ce qui expriment que les composés azotés ainsi que certains noyaux aromatiques et certaines chaînes aliphatiques retrouvées peuvent échapper à l'oxydation. [30]

III. 2. La demande biochimique en oxygène (DBO₅)

Tableau 20: La variation de la demande biochimique en oxygène en fonction des sites

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 58 | 44 | 30 | 37 | 31 | 25 |
| 17-04-2012 | 20 | 26 | 15 | 15 | 17 | 14 |
| moyenne | 39 | 35 | 22,5 | 26 | 24 | 19,5 |

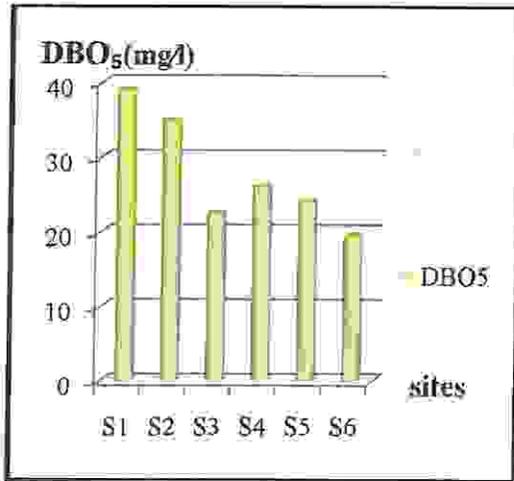


Fig 48: La variation moyenne de la demande biochimique en oxygène DBO₅ en fonction des six sites

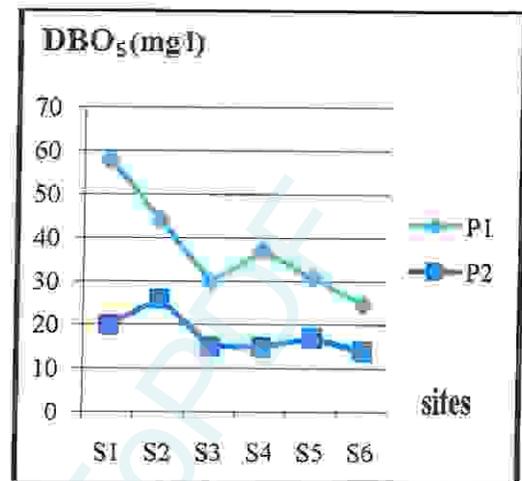


Fig 49: la variation temporelle de la demande biochimique en oxygène DBO₅ en fonction des six sites

Les valeurs de la DBO₅ présentent des variations irrégulières et importantes d'un site à l'autre pour le 1^{er} prélèvement, or dans le 2^{ème} prélèvement on remarque une augmentation de la DBO₅ du site 1 et 2 (1^{er} prélèvement), ce qui permet de noter que La dégradation des composés glucidiques, lipidiques et protidiques des matières organiques existants dans le lac un premier temps, par une décomposition des chaînes carbonée. [30]

III. 3. Matières en suspension (MES)

Tableau 21: La variation de la matière en suspension (MES) du lac Oubeira

| prélèvement | S 1 | S 2 | S 3 | S 4 | S 5 | S 6 |
|-------------|-----|-----|------|-----|-----|-----|
| 06-03-2012 | 95 | 87 | 70 | 95 | 76 | 60 |
| 17-04-2012 | 83 | 99 | 65 | 87 | 100 | 102 |
| moyenne | 89 | 93 | 67,5 | 91 | 88 | 81 |

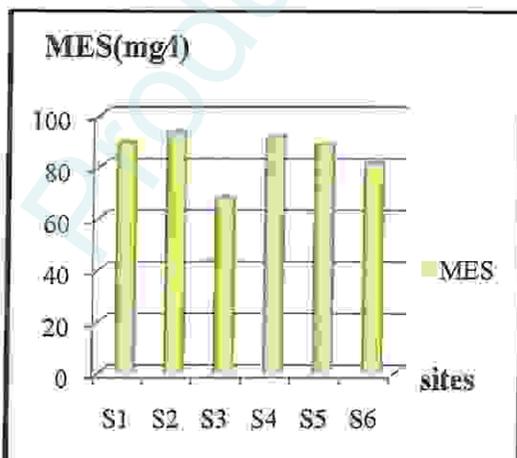


Fig 50: La variation moyenne de MES de la matière en suspension en fonction des six sites

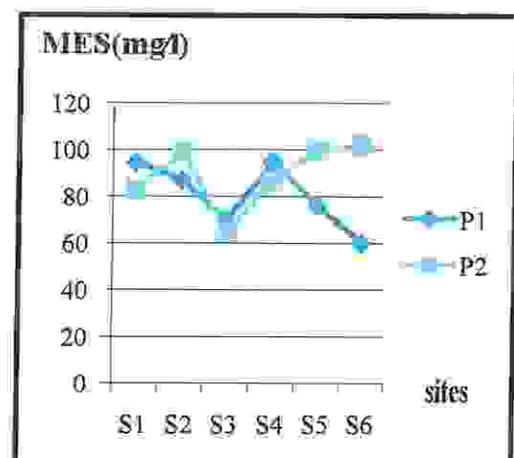


Fig 51: la variation temporelle de MES de la matière en suspension en fonction des six sites

Les concentrations des MES observées au niveau des eaux du lac Oubeira sont importantes d'un site à l'autre durant les deux mois mais la valeur la plus élevée est observée au niveau du site 6 (prélèvement 2). Car ces augmentations interviennent dans la composition de l'eau par leurs effets d'échanges d'ions ou d'adsorption, aussi bien sur les éléments chimiques à l'état de traces que sur les micro-organismes. [30]

III.4. l'azote ammoniacal (NH_4^-) :

Tableau 22: La variation de l'azote ammoniacal (NH_4^-) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 0,154 | 0,151 | 0,180 | 0,183 | 0,165 | 0,166 |
| 17-04-2012 | 0,18 | 0,11 | 0,13 | 0,15 | 0,20 | 0,22 |
| moyenne | 0,167 | 0,1305 | 0,155 | 0,1665 | 0,1825 | 0,193 |

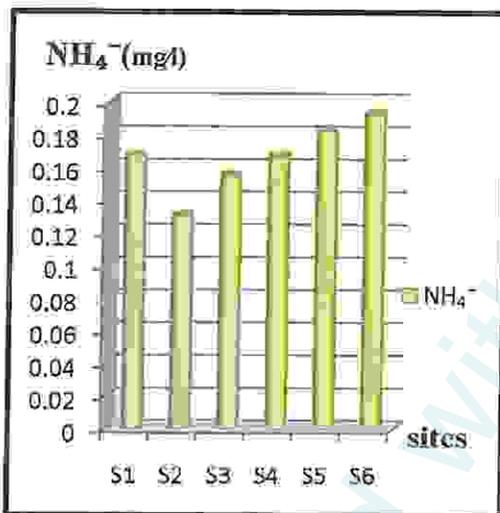


Fig 52: La variation moyenne de l'azote ammoniacal NH_4^- en fonction des six sites

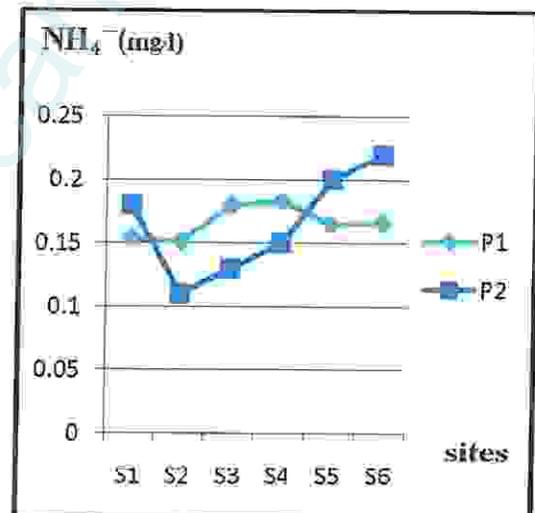


Fig 53: la variation temporelle de l'azote ammoniacal NH_4^- en fonction des six sites

les deux courbes est presque identique, montre une légère variation du l'azote ammoniacal en fonction des six sites pendant les deux mois, cependant nous remarquons que l'azote ammoniacal le plus élevé est obtenu au niveau du site 6. [30]

III.5. Les Nitrites (NO_2^-) :

Tableau 23: La variation de nitrite (NO_2^-) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 0,010 | 0,019 | 0,020 | 0,019 | 0,008 | 0,006 |
| 17-04-2012 | 0,08 | 0,083 | 0,083 | 0,085 | 0,090 | 0,082 |
| moyenne | 0,045 | 0,0465 | 0,0515 | 0,052 | 0,049 | 0,044 |

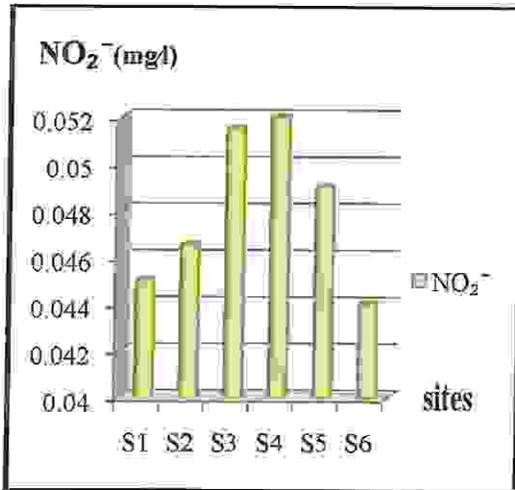


Fig 54: La variation moyenne de nitrite(NO₂⁻) en fonction des six sites

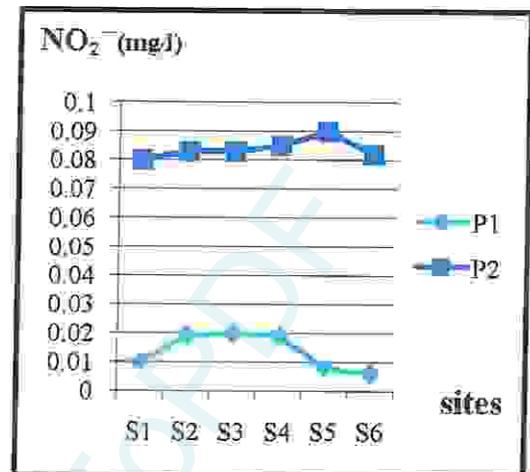


Fig 55: la variation temporelle de nitrite(NO₂⁻) en fonction des six sites

Les valeurs de (NO₂⁻) du eaux de lac Oubeira ont des valeurs du nitrite variées entre 0,006 et 0,090 pour les six sites pendant les deux moi ces concentration proviennent soit d'une oxydation incomplète de l'ammoniaque, la nitrification n'étant pas conduite à son terme, soit d'une réduction des nitrates sous l'influence d'une action dénitrifiant. [30]

III. 6. Nitrate (NO₃⁻) :

Tableau 24: La variation de nitrate (NO₃⁻) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 0,090 | 0,101 | 0,030 | 0,030 | 0,020 | 0,010 |
| 17-04-2012 | 0,126 | 0,202 | 0,275 | 0,301 | 0,105 | 0,212 |
| moyenne | 0,108 | 0,1515 | 0,1525 | 0,1655 | 0,0625 | 0,111 |

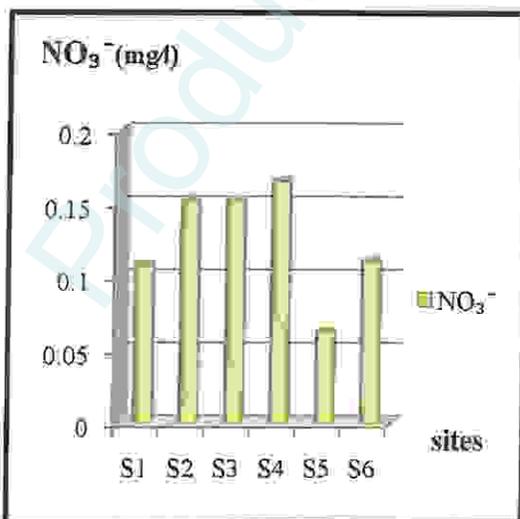


Fig 56 : La variation moyenne de nitrate (NO₃⁻) en fonction des six sites

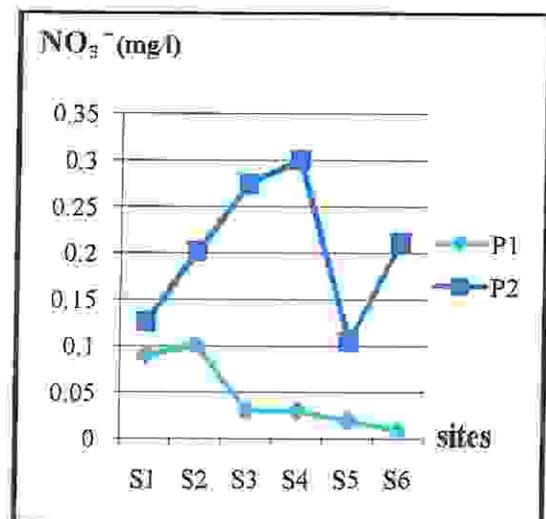


Fig 57: la variation temporelle de nitrate (NO₃⁻) en fonction des six sites

La variation du nitrate en fonction des six sites est variées le taux de nitrates Selon la saison et l'origine des eaux (lac) seulement que de nitrate le plus élevé est obtenu au niveau du site 3 (prélèvement 2).

Le nitrate est varié entre 0,010 et 0,275 mg/l car la migration des nitrates est nettement plus rapide sur les surfaces cultivables laissées nues pendant l'hiver.

III.7. Matière organique (MO) :

Tableau 25: La variation de la matière organique (MO) en fonction des sites du lac Oubeira

| prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|-------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 7,8 | 7,6 | 7,4 | 7,4 | 7,4 | 7,6 |
| 17-04-2012 | 7,4 | 7,7 | 8,2 | 11,3 | 11,1 | 12,1 |
| moyenne | 7,6 | 7,65 | 7,8 | 9,35 | 9,25 | 8,85 |

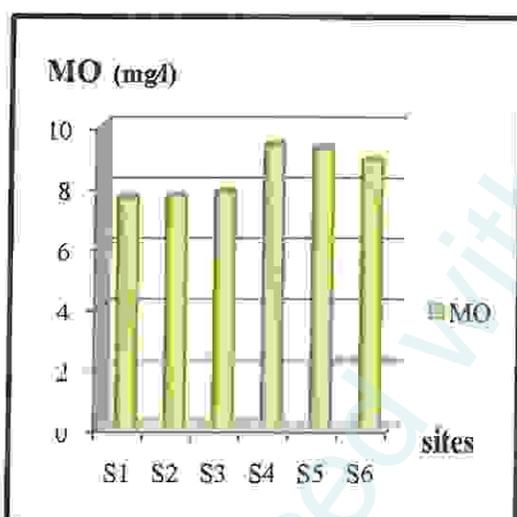


Fig 58: La variation moyenne de la matière organique MO en fonction des six sites.

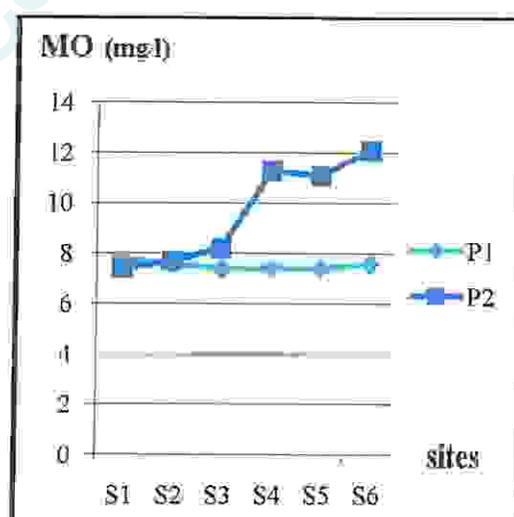


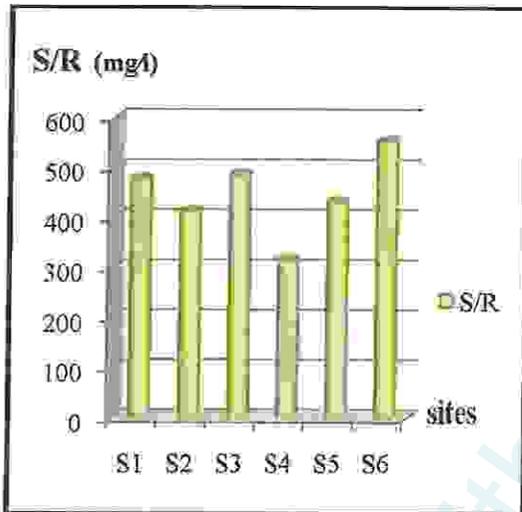
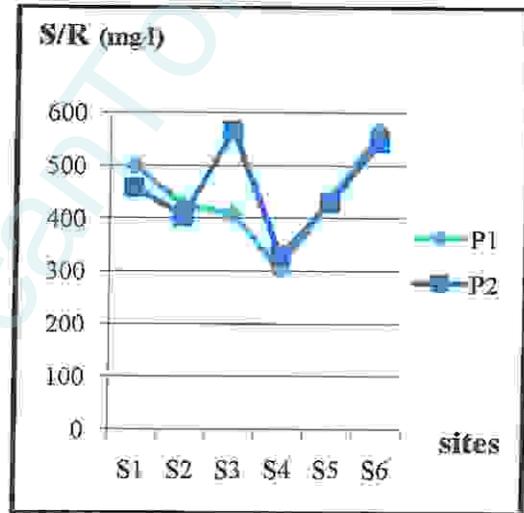
Fig 59: la variation temporelle de la matière organique MO en fonction des six sites

Les teneurs en MO présentent des variations importantes d'un site à l'autre durant les deux mois ces valeurs comprises entre 7,4 et 12,1 mg/l pour les six sites pendant les deux mois en donnant l'apparition de mauvaise odeur ;ces de pollutions résultant des activités humaines,et les matières organiques susceptibles d'être rencontrées dans les eaux sont constituées par des produits de décomposition d'origine animale ou végétale, élaborés sous l'influence des micro-organismes[30]

III-8- les résidus sec (S/R) :

Tableau 26: La variation de résidu sec (S/R) en fonction des sites du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 500 | 424 | 409 | 303 | 437 | 564 |
| 17-04-2012 | 457,5 | 404 | 566 | 329,5 | 429,5 | 544 |
| moyenne | 478,75 | 414 | 487,5 | 316,25 | 433,25 | 554 |

**Fig 60:** La variation moyenne du résidu sec(S/R) en fonction des six sites**Fig 61:** la variation temporelle du résidu sec(S/R) en fonction des six sites

Les teneurs du résidu sec présentent des variations importantes d'un site à l'autre durant les deux mois ces valeurs comprises entre 303 et 566 mg/l pour les six sites pendant les deux mois car ces valeurs peuvent être recoupées à partir de la mesure de la conductivité et les résultats analytiques sont influencés par la température. [30]

IV. Minéralisation globale :

IV. 1. Le calcium (Ca²⁺) :**Tableau 27:** La variation de calcium (Ca²⁺) du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 500 | 424 | 409 | 303 | 437 | 564 |
| 17-04-2012 | 457,5 | 404 | 566 | 329,5 | 429,5 | 544 |
| moyenne | 478,75 | 414 | 487,5 | 316,25 | 433,25 | 554 |

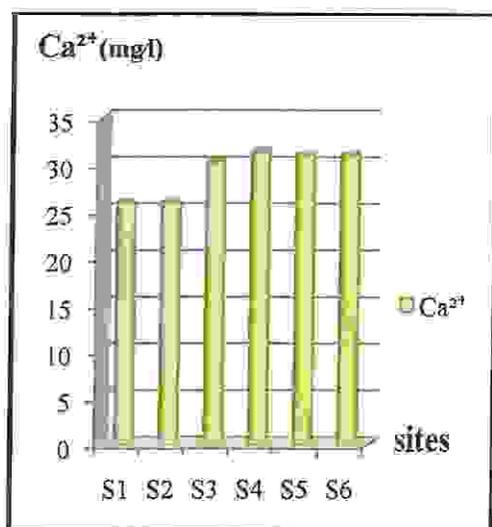


Fig 62: La variation moyenne de calcium (Ca^{2+}) en fonction des six sites

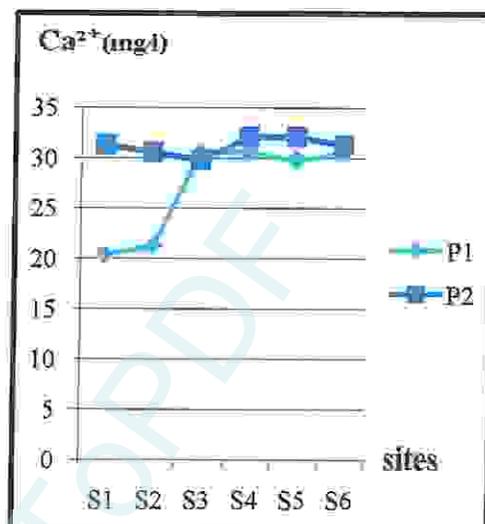


Fig 63: la variation temporelle de calcium (Ca^{2+}) en fonction des six sites

Le calcium est un métal alcalin terreux présent dans les eaux du lac Oubéira avec des valeurs différentes d'un site à l'autre pendant les deux mois (mars et avril), La quantité du calcium la plus élevée obtenue au niveau de site 4 et 6 (prélèvement 2).

Et les plus faible au niveau du site 1 (prélèvement 1) pour les deux mois (mars et avril) car le calcium est un composant majeur de la dureté de l'eau variée en fonction des terrain transverse sous forme de sulfate [30]

IV.2. Le magnésium (Mg^{2+}):

Tableau 28: La variation de magnésium (Mg^{2+}) en fonction des sites du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 500 | 424 | 409 | 303 | 437 | 564 |
| 17-04-2012 | 457,5 | 404 | 566 | 329,5 | 429,5 | 544 |
| moyenne | 478,75 | 414 | 487,5 | 316,25 | 433,25 | 554 |

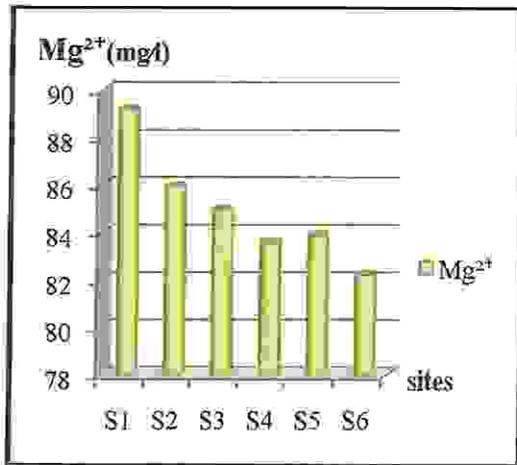


Fig 64: La variation moyenne du magnésium(Mg²⁺) en fonction des six sites

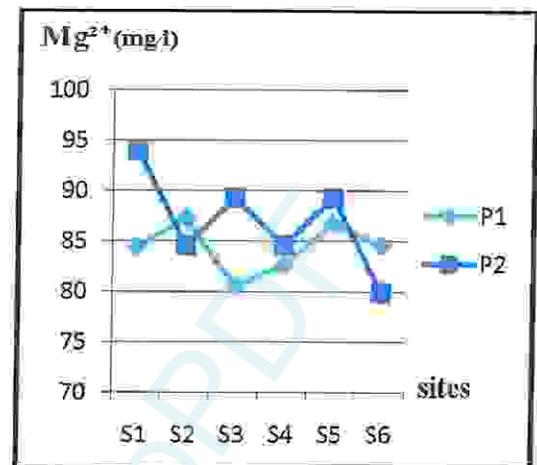


Fig 65: la variation temporelle du magnésium(Mg²⁺) en fonction des six sites.

Les teneurs du magnésium présentent des variations importantes d'un site à l'autre durant les deux mois ces valeurs comprises entre 80,58 et 94 mg/l pour les six sites pendant les deux mois car les valeurs dépendent de la composition des roches sédimentaires rencontrée. [30]

IV.3. Le chlorure (Cl⁻) :

Tableau 29: La variation de chlorure (Cl⁻) en fonction des sites du lac Oubeir

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 500 | 424 | 409 | 303 | 437 | 564 |
| 17-04-2012 | 457,5 | 404 | 566 | 329,5 | 429,5 | 544 |
| moyenne | 478,75 | 414 | 487,5 | 316,25 | 433,25 | 554 |

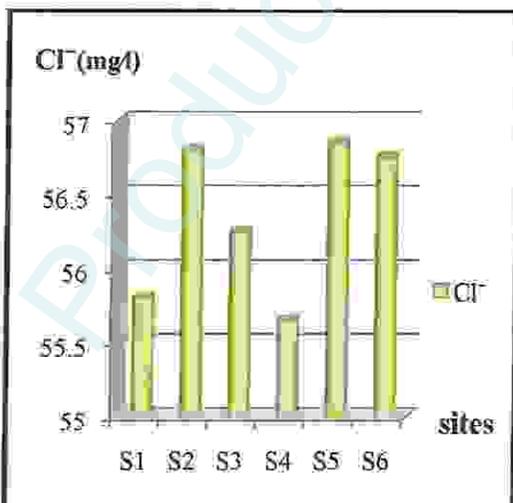


Fig 66: La variation moyenne du chlorure (Cl⁻) en fonction des six sites.

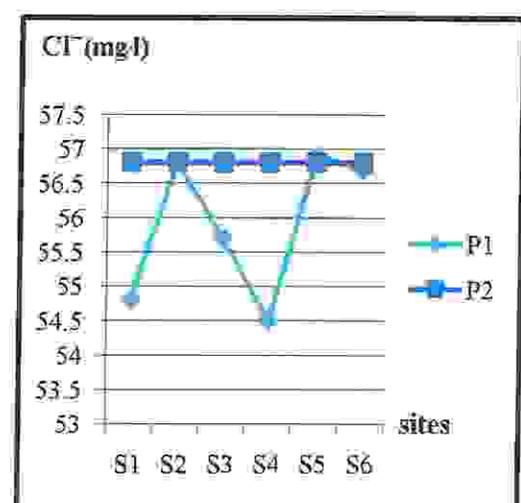


Fig 67: la variation temporelle du chlorure (Cl⁻) en fonction des six sites

Les valeurs de chlorure de l'eau du lac Oubéira sont tous identiques 56.8 mg/l dans les sites 1,2, 3, 4,5 et 6 au cours de mois de Avril, une valeur diminue 54.5 mg/l au niveau du site 1 (mois de Mars) ces teneurs en chlorures sont susceptible des variations provoquer par lessivage superficiel en cas de forte pluies et une pollution a travers les eaux usées. [30]

IV.4. le Fer :

Tableau 30: La variation de fer en fonction des sites du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 500 | 424 | 409 | 303 | 437 | 564 |
| 17-04-2012 | 457,5 | 404 | 566 | 329,5 | 429,5 | 544 |
| moyenne | 478,75 | 414 | 487,5 | 316,25 | 433,25 | 554 |

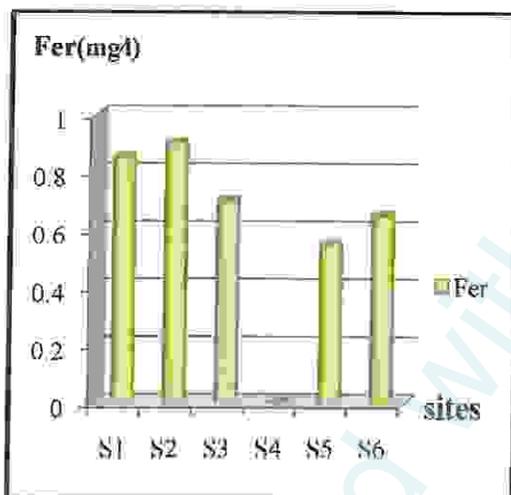


Fig 68: La variation moyenne de fer en fonction des six sites

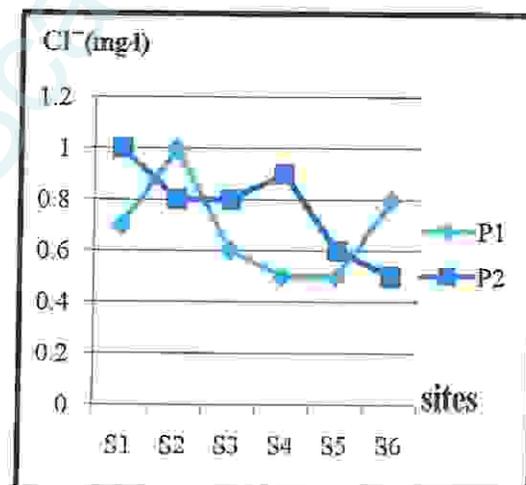


Fig 69: la variation temporelle de fer en fonction des six sites

la variation du concentration du fer est varie se qu' 'expliquer par la concentration d'ions métalliques au niveau des boues tapissant le lit des rivières

IV.5. Le sulfate SO_4^{-2} :

Tableau 31: La variation de Sulfate en fonction des sites du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 84,7 | 54 | 76,6 | 60,5 | 66,5 | 61,8 |
| 17-04-2012 | 69,61 | 77,78 | 85 | 55,10 | 61,86 | 67,10 |
| moyenne | 77,15 | 65,89 | 80,8 | 57,8 | 64,18 | 64,45 |

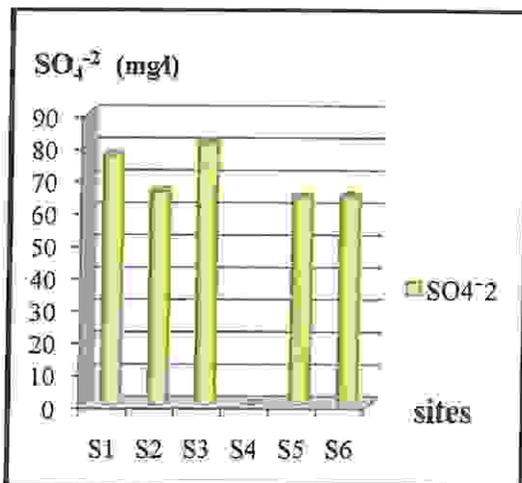


Fig 70: La variation moyenne du Sulfate SO_4^{2-} en fonction des six sites

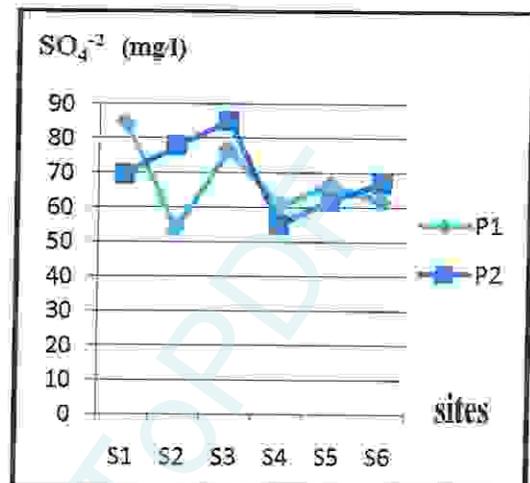


Fig 71: la variation temporelle du Sulfate SO_4^{2-} en fonction des six sites

Les teneurs du sulfate présentent des variations importantes d'un site à l'autre durant les deux mois ces valeurs comprises entre 54 et 85 mg/l pour les six sites pendant les deux mois car ces zones contenant du calcaire ou lorsque le temps de contact avec la roche élevé.

V- Dosage des métaux lourds :

V-1- Plomb :

Tableau 32: La variation de plomb (Pb) en fonction des sites du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 84,7 | 54 | 76,6 | 60,5 | 66,5 | 61,8 |
| 17-04-2012 | 69,61 | 77,78 | 85 | 55,10 | 61,86 | 67,10 |
| moyenne | 77,15 | 65,89 | 80,8 | 57,8 | 64,18 | 64,45 |

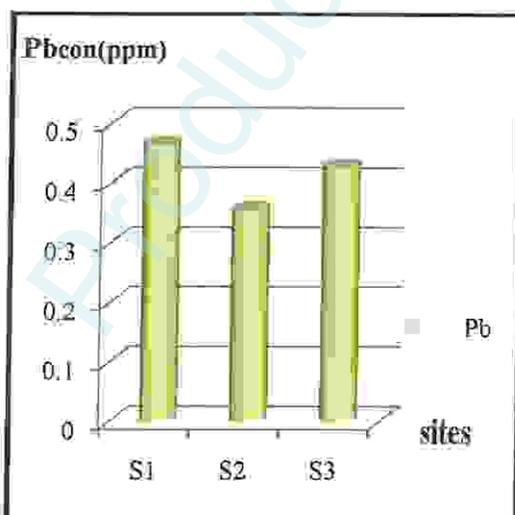


Fig 72: La variation moyenne de plomb(Pb) en fonction des trois sites

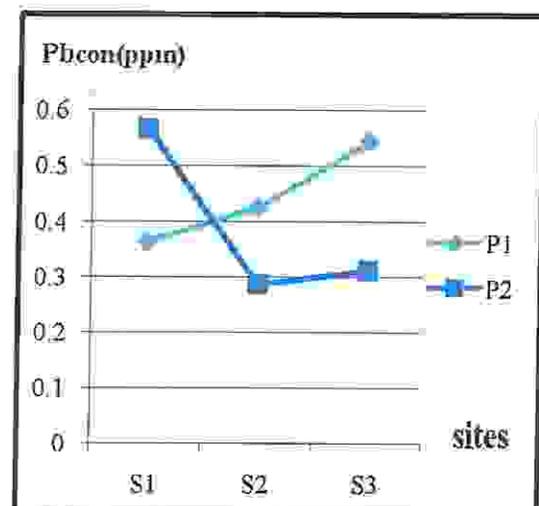


Fig 73: la variation temporelle de plomb(Pb) en fonction des trois sites

Les eaux de lac Oubeira ont des valeurs du plomb comprises entre 0,3562 et 0,4652Ppm pour les trois sites pendant les deux mois car Le plomb est un constituant naturel, largement réparti dans la croûte terrestre la présence de plomb à des teneurs plus élevées, qu'il soit solubilisé ou fixé sur les matières en suspension en indique une pollution en plomb . [31]

V-2-Zinc :

Tableau 33: La variation de zinc (Zn) en fonction des sites du lac Oubeira

| Compagnes de prélèvement | S ₁ | S ₂ | S ₃ | S ₄ | S ₅ | S ₆ |
|--------------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| 06-03-2012 | 84,7 | 54 | 76,6 | 60,5 | 66,5 | 61,8 |
| 17-04-2012 | 69,61 | 77,78 | 85 | 55,10 | 61,86 | 67,10 |
| moyenne | 77,15 | 65,89 | 80,8 | 57,8 | 64,18 | 64,45 |

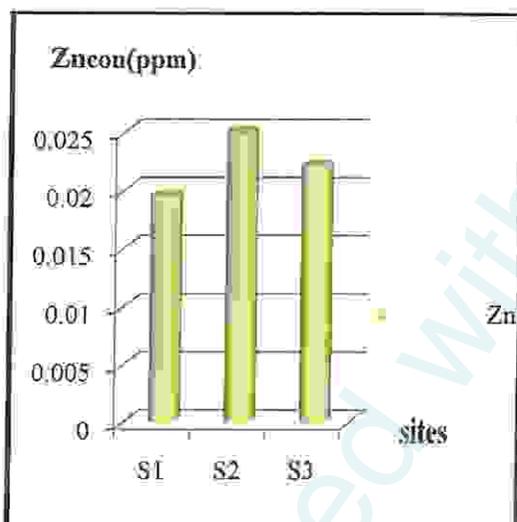


Fig 74: La variation moyenne de zinc (Zn) en fonction des trois sites.

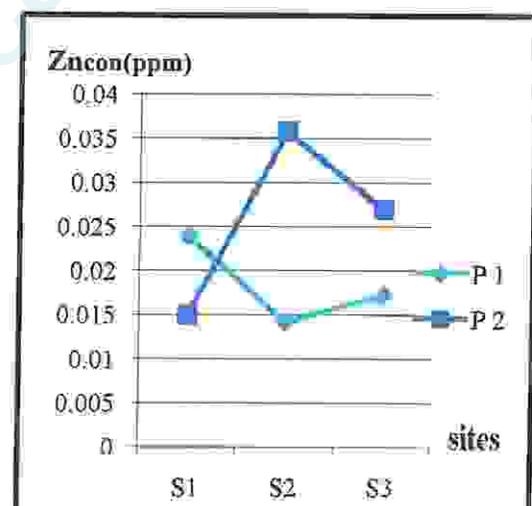


Fig 75: la variation temporelle de zinc (Zn) en fonction des trois sites

Les eaux de lac Oubeira ont des concentrations du zinc comprises entre 0,0195 et 0,0250 mg/l pour les quatre sites pendant les deux mois car les eaux ont un pH faible avec des teneurs en zinc plus importantes. [31]

conclusion

Produced with ScantOPDF

Conclusion

Notre stage a été consacré sur deux prélèvements qui répartissent en six sites dont le but d'une évaluation qualitative à partir des analyses physico-chimiques et dosages des métaux lourds ainsi qu'une identification fongique.

Notre résultat permet d'avoir une quantité importante des paramètres physicochimiques grâce à la production de la matière organique à partir des effluents en provoquant à la fois une pollution oxydant et une croissance fongique

Pour protéger cette zone (lac Oubiéra) il nous faut un contrôle systématique pour ses effluents qui contiennent les rejets industriels.

I. Composition des milieux de culture utilisée

| Czapek simple | |
|---------------------------------------|--------|
| NaOH ₃ | 2g |
| K ₂ HPO ₄ | 1g |
| KCl | 0,5g |
| MgSO ₄ , 7H ₂ O | 0,5g |
| FeSO ₄ , 7H ₂ O | 0,01g |
| ZnSO ₄ , 7H ₂ O | 0 005g |
| CuSO ₄ , 7H ₂ O | 0,01g |
| Saccharose | 30g |
| Agar | 20g |
| Eau distillée | 1000ml |

| Czapek concentré | |
|---------------------------------------|--------|
| NaOH ₃ | 30g |
| KH ₂ PO ₄ | 20g |
| KCl | 10g |
| MgSO ₄ , 7H ₂ O | 10g |
| FeSO ₄ , 7H ₂ O | 0,2g |
| Saccharose | 30g |
| Agar | 20g |
| Eau distillée | 1000ml |

| Sabouraud | |
|---------------|--------|
| Glucose | 20g |
| Peptone | 10g |
| Agar | 15g |
| Eau distillée | 1000ml |

II. Les appareils :

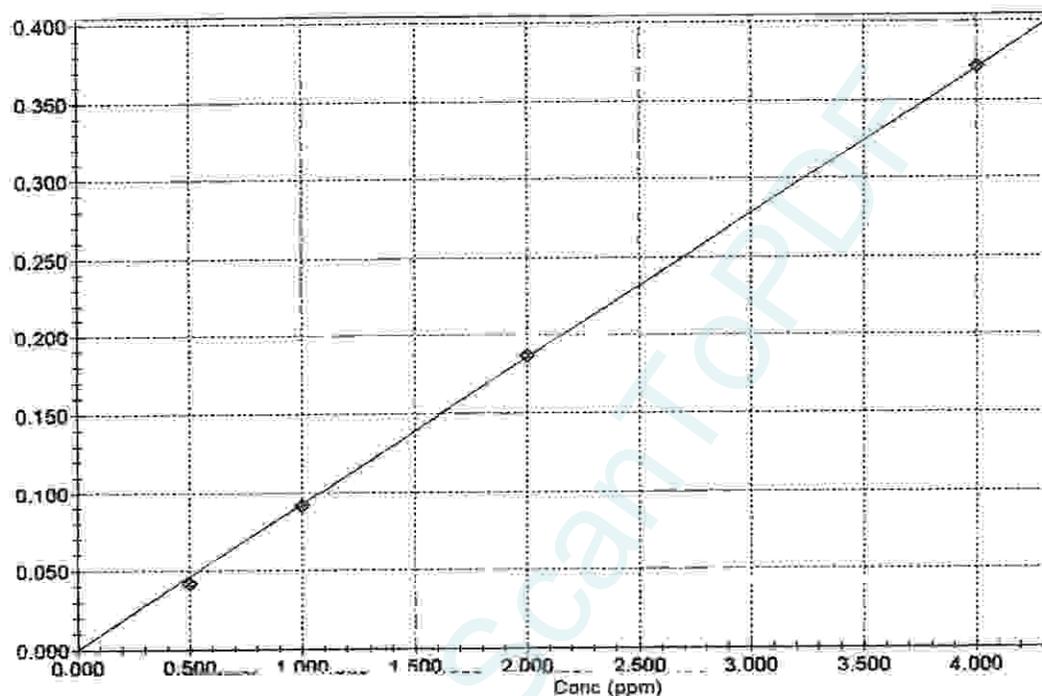
- Agitateur (ISO 9002).
- Balance analytique (BP 2215 SARORIUS).
- Bain marie (FALC M38545).
- Dissecteur (GL).
- Dispositif de filtration sous vide ou sous pression.
- Etuve (INCUCCELL).
- Multi paramètre.
- Microscope optique (MOTIC SFC-18).
- Oxymétrie (YSI550).
- pH mètre (HANNA 209).
- Turbidimètre (TN-100).
- Spectrophotomètre (ODYSSY HACH).
- Spectrophotomètre d'adsorption atomique avec flamme.
- Plaque chauffant (CERAN ISO 9000).
- Chronomètre numérique (NOVO).
- Autoclave (SANO clan K1-7-3).

III. Les matériels :

- Anse de platine.
- Bêchers.
- Boite des pétris.
- Burettes.
- Capsule en porcelaine
- Cuvette de verre incolore de 50nm
- Erlen-Meyer au col large
- Flacons en verre de 250ml
- Glacière
- Lames et lamelles
- Membrane de filtration
- Papier hygiénique
- Pipettes graduées (1 ml, 10 ml, 15 ml)
- Pipette pasteurs

IV. Les courbes des étalonnages des métaux étudiés

Courbe d'étalonnage du Cu utilisée en SAA :



$$\text{Abs} = 0.0920965 \text{Conc} + 0 \quad r = 0.9999$$

CONC

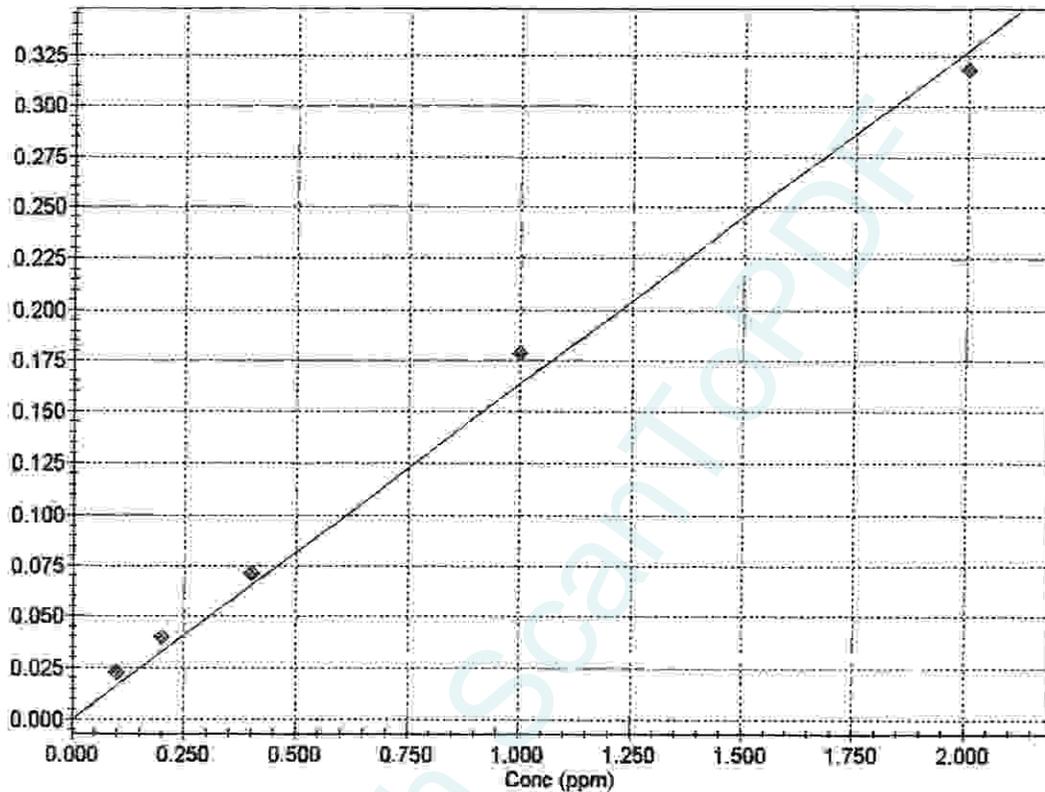
0.5000
1.0000
2.0000
4.0000

ABS

0.0414
0.0915
0.1858
0.3715

| n° | Action | Sampe ID | True | Conc. (ppm) | Abs. |
|----|--------|----------|--------|----------------|--------|
| 2 | STD | STD 1 | 0,5000 | | 0,0414 |
| 3 | STD | STD 2 | 1,0000 | | 0,0915 |
| 4 | STD | STD 3 | 2,0000 | | 0,1858 |
| 5 | STD | STD 4 | 4,0000 | | 0,3715 |
| 9 | UNK1 | Est P1 | | 0,0076 | 0,0007 |
| 12 | UNK4 | Est P2 | | 0,0076 | 0,0007 |
| 16 | UNK8 | Nord P1 | | 0,0065 | 0,0006 |
| 17 | UNK9 | Nord P2 | | 0,0043 | 0,0004 |
| 18 | UNK10 | Ouest P1 | | 0,0076 | 0,0007 |
| 19 | UNK11 | Ouest P2 | | 0,0097 | 0,0009 |
| 21 | UNK13 | Sud P1 | | 0,0162 | 0,0015 |
| 22 | UNK14 | Sud P2 | | 0,0065 | 0,0006 |

Courbe d'étalonnage du Zn utilisée en SAA :



$$\text{Abs} = 0.163729 \text{Conc} + 0 \quad r = 0.9984$$

CONC

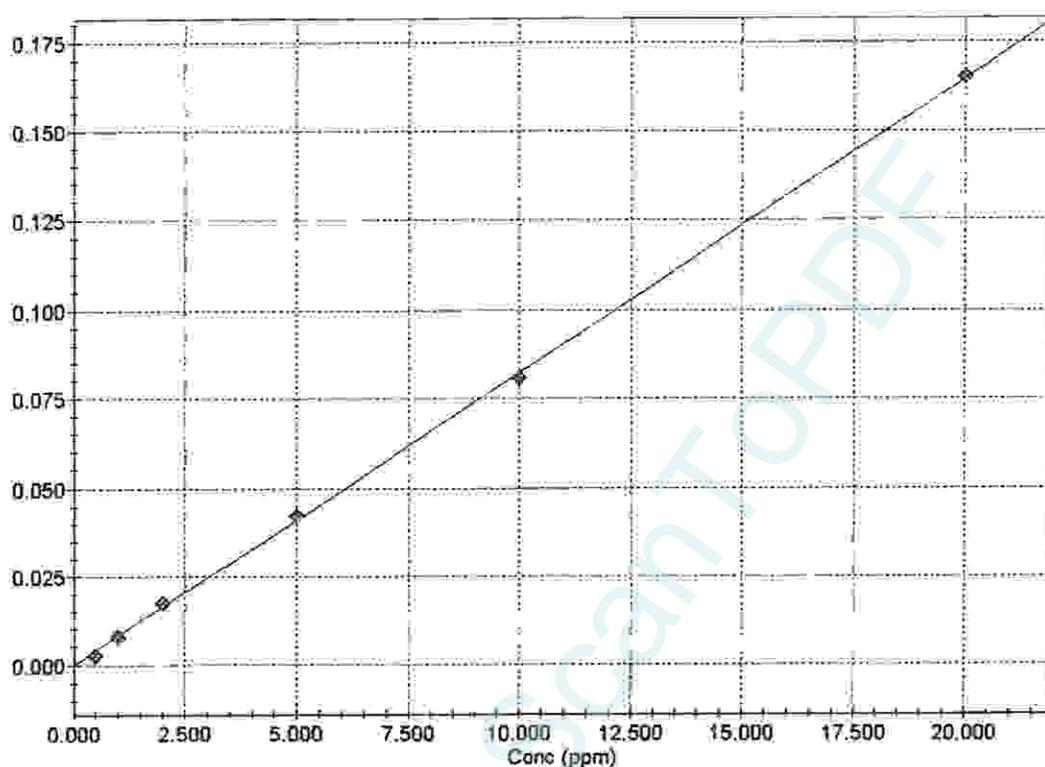
0.1000
0.2000
0.4000
1.0000
2.0000

ABS

0.0229
0.0395
0.0711
0.1788
0.3178

| n° | Action | Sampe ID | True Value | Conc. (ppm) | Abs. |
|----|--------|----------|------------|-------------|--------|
| 2 | STD | STD 1 | 0,1000 | | 0,0229 |
| 3 | STD | STD 2 | 0,2000 | | 0,0395 |
| 4 | STD | STD 3 | 0,4000 | | 0,0711 |
| 5 | STD | STD 4 | 1,0000 | | 0,1788 |
| 6 | STD | STD 5 | 2,0000 | | 0,3178 |
| 9 | UNK1 | Est P1 | | 0,0232 | 0,0038 |
| 12 | UNK4 | Est P2 | | 0,0110 | 0,0018 |
| 13 | UNK5 | Nord P1 | | 0,0128 | 0,0021 |
| 14 | UNK6 | Nord P2 | | 0,0311 | 0,0051 |
| 15 | UNK7 | Ouest P1 | | 0,0067 | 0,0011 |
| 16 | UNK8 | Ouest P2 | | 0,0348 | 0,0057 |
| 17 | UNK9 | Sud P1 | | 0,0134 | 0,0022 |
| 19 | UNK11 | Sud P2 | | 0,0140 | 0,0023 |

Courbe d'étalonnage du Pb utilisée en SAA



$$Abs = 0.00823555 \times Conc + 0 \quad r = 0.9998$$

| CONC |
|---------|
| 0.5000 |
| 1.0000 |
| 2.0000 |
| 5.0000 |
| 10.0000 |
| 20.0000 |

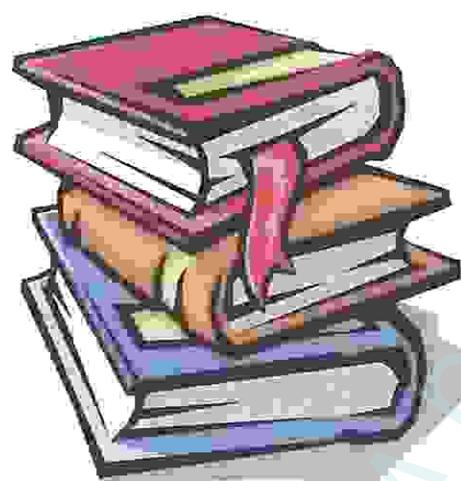
| ABS |
|--------|
| 0.0026 |
| 0.0078 |
| 0.0174 |
| 0.0422 |
| 0.0808 |
| 0.1652 |

| n° | Action | Sampe ID | True Value | Conc. (ppm) | Abs. |
|----|--------|----------|------------|-------------|--------|
| 14 | STD | STD 1 | 0,5000 | | 0,0026 |
| 15 | STD | STD 2 | 1,0000 | | 0,0078 |
| 16 | STD | STD 3 | 2,0000 | | 0,0174 |
| 17 | STD | STD 4 | 5,0000 | | 0,0422 |
| 18 | STD | STD 5 | 10,0000 | | 0,0808 |
| 19 | STD | STD 6 | 20,0000 | | 0,1652 |
| 38 | UNK9 | Est P1 | | 0,2671 | 0,0022 |
| 39 | UNK10 | Est P2 | | 0,6436 | 0,0053 |
| 40 | UNK11 | Nord P1 | | 0,3643 | 0,0030 |
| 41 | UNK12 | Nord P2 | | 0,3400 | 0,0028 |
| 42 | UNK13 | Ouest P1 | | 0,3886 | 0,0032 |
| 43 | UNK14 | Ouest P2 | | 0,2671 | 0,0022 |
| 44 | UNK15 | Sud P1 | | 0,4250 | 0,0035 |
| 45 | UNK16 | Sud P2 | | 0,4128 | 0,0034 |

Tableau :Classifications des eaux d'après leur pH.

| | |
|-----------------------|--|
| pH<5 | Acidité forte: présence d'acides minéraux ou organiques dans les eaux naturelles |
| pH=7 | pH neutre |
| 7<pH<8 | Neutralité approchée: majorité des eaux de surface. |
| 5.5<pH<8 | Majorité des eaux souterraines |
| pH>8 | Alcalinité forte, évaporation intense |

Produced with ScanTOPDF



Références bibliographiques

Produced with
Scantopdf
PDF

1- Livres et publication :

- [1]-Atlas (IV) des zones humides Algériennes d'importances internationale (Edition 2004).-Disponible a la Direction Générale des Forêts Atlas de 105 pages
- [2]- Bendjama ,A., niveaux de contamination par les métaux lourds de complexe lacustre<tonga, oubeira, elmellah>du parc national d'el –kala. memoire magistere. Université de badji mokhtar Annaba ,p :104 .
- [3]-Caracterisation ecologique d'un site Ramsar : le lac bleu wilaya d'El Tarf proposition d'un plan directeur de gestion par Fouad Omar Sabri Université Badji Mokhtar Annaba Algerie - Master 2 2011
- [4]- Djebbari N, Boudjadi Z & Bensouilah M, (2009), L'infestation de l'anguille *Anguilla anguilla* par le parasite *Anguillicola crassus* Kuwahara, Niimi & Itagaki, 1974 dans le complexe de zones humides d'El Kala (Nord-Est algérien). Université Badji Mokhtar Annaba, Faculté des Sciences, Laboratoire d'écobiologie des milieux marins et littoraux B.P. 12,Annaba. Algérie n°31 (1), 45-50 .
- [5]-Journal de la Société Algérienne de Chimie; CARACTERISATION DES MATERIAUX BIOLOGIQUES ISSUS D'UN ECOSYSTEME NATUREL PNEK - SITUE AU NORD-EST DE L'ALGERIE-Université Badji Mokhtar Annaba, Département Hydrogéologie(Reçu le 26/10/10, accepté le 10/07/11)
- [6]- Rapport sur les effets des métaux lourds sur l'environnement et la santé ,par M. Gérard MICHOTTE (22 mai 2012)
- [7]-Thèse présentée pour obtenir le titre de docteur de l'Institut National Polytechnique et de l'Université de Bucarest . Spécialité : Pathologie, Mycologie, Génétique et Nutrition. Titre : FLORE FONGIQUE DE DIFFERENTS SUBSTRATS
- [8]-Zerguine, K., 2009-2010. contribution a l'étude des chironomidae<Diptera,Insecta>des mares temporaires de la Numidie orientale.Aspect de Biologie,Ecologie et Systématique,pour l'obtention du diplôme de Doctora,option :biologie animale et environnement ,université Badji Mokhtar annaba,p :289.
- [30]- L. R. P. BUTLER, D. BRINK. The determination of magnesium, calcium, potassium, sodium, copper and iron in water samples by atomic absorption spectrophotometr., 17,p.152

[31] - E. RALPH, ALLAN, J. O. PIERCE, D. YEAGER. Determination of zinc in food, urine, air and

2-Site Internet :

- [9]- Anonyme, Caractères macroscopiques et microscopiques des *Aspergillus*
- [10]- Anonyme, Identification des champignons filamenteux
- [11]-Anonyme, Les Caractères des *Aspergillus*
- [12]- Centre de Coordination de lutte contre les Infections Nosocomiales du Sud-Est
[http:// www.analyrics.com/lyrics](http://www.analyrics.com/lyrics)
- [13]-Fiche descriptive sur les zones humides Ramsar 1. Date à laquelle la Fiche descriptive a été mise à jour : 01-06-2002 2. Pays : Algérie 3. Nom de la zone humide : Réserve Intégrale du Lac Oubeïra, Wilaya d'ElTarf)
- [15]- Fiche PDF :Fermentation en milieu solide-Croissance des champignons filamenteux sur substrat amylogène.
- [14]- Fiche PDF de Production de Protéines d'Organismes Unicellulaires Cultivés
- [16]- Fiche PDF Risques sanitaires des métaux lourds (28 avril 2010)
- [17]-Fiche PDF La pollution des eaux par les métaux lourds (31/03/2010)
- [18]-Fiche PDF Méthodes spectrométriques d'analyses et de caractérisation.
- [19] -Guraud, J. Rosec, J, 2004.Les pratiques des normes en microbiologie alimentaire.Fluor, France, p :300
- [20]- <http://www.medecine-anti-age.com/site/definition-54.html?idGlossaire=53>
- [21] -<http://fr.wikipedia.org/wiki/M%C3%A9tal>
- [22] - http://fr.wikipedia.org/wiki/Zone_humide/ Dernière modification de cette page le 1 mars 2012 à 16:38
- [23] -http://ispb.univlyon1.fr/mycologie/Site_labourmyco/Enseignement/3/Biotechnologie02.htm
- [24] -<http://mycota-crcc.mnhn.fr/site/espece.php?idE=92#ancree7>
- [25] -<http://mycota-crcc.mnhn.fr/site/espece.php?idE=108#ancree>
- [26] -<http://www.elkala.com/?q=node/31>
- [27] -<http://fr.wikipedia.org/wiki/Aspergillus>, (16.05.2012).
- [28] - Prescott,Harly, Klein. Microbiologie. 2eme Edition française (traduction de la 5^{ème} édition américaine-calberg M.;et jean dusart) .de boeck ,p :1137.

[29]-[www.blog.saeed.com/.../zone-humide-définition-problèmes-convention de Ramsar/](http://www.blog.saeed.com/.../zone-humide-définition-problèmes-convention-de-Ramsar/) -(05/4/2011).

Produced with ScanTOPDF

ملخص :

بحيرة اوبيرة هي جزء من مركب القالة و هي عبارة عن مياه رطبة و عذبة ; تتميز بثروة حيوانية و نباتية ادمجت في اتفاقية رامسار استنادا لوجود عدة نماذج للأنواع النادرة. نتائج التحليل الفيزيوكيميائية سمحت بتحديد درجة التلوث اعتمادا على وجود المواد العضوية التي تعد المصدر الاساسي لنمو الفطري ; كما كشفت عن التلوث السام من خلال وجود عناصر ممرضة تهدد صحة السكان ، مثل الرصاص و الزنك.

الكلمات المفتاحية : بحيرة اوبيرة ، عنصر سام ، نوع فطري .

Résumé :

Lac Oubeira fait partie du composé et d'El Kala est une eau douce et humide, caractérisé par une richesse et des animaux des végétaux incorporés dans la Convention de Ramsar sur la base de la présence de plusieurs modèles d'espèces rares.

Les résultats de l'analyse physico-chimique a permis d'identifier le degré de contamination en fonction de la présence de matière organique qui est Almusdralasasa pour la croissance de la moisissure; a également révélé une pollution toxique par les éléments d'une infirmière de menacer la santé de la population, tels que le plomb et le zinc.

Mots Clés : lac Oubeira, élément toxique, espèce fongique.

Abstract :

Oubeira lake is part of a complex of El Kala is water wet and soft that characterized by a diverse fauna and flora are normally conventioned Ramsar fat has the presence of several types of rare species. The physicochemical results to determine the degree of pollution by the presence of organic matter that is an indispensable source for fungal growth areas and toxic pollution by the presence of pathogens of public health such as lead and zinc.

Key words : Lake Oubeira, toxic element, fungal species.