

République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'enseignement supérieur et la recherche scientifique

Université 8 Mai 1945

-Guelma-

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers

Département de Biologie



MEMOIRE DE MASTER

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

570.322

13/632

Spécialité : Biochimie Microbiologie Appliquée

Option : Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire

Thème

**CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE ET IDENTIFICATION
FONGIQUE A PARTIR DU LAC OUBEIRA**

Présenté par :

- Abdelkerim Tidjani Yaya
- Heramza Salah Eddine
- Mohamed Abdoulaye Dicko



Membres de jury :

Président : M^R HOUHAMDI Moussa (Pr) (Université 08 MAI 45 de Guelma)

Examinatrice : M^{elle} KHENAKA KARIMA (M A A) (Université 08 MAI 45 de Guelma)

Encadreur : M^{elle} BEDIQUI Soraya (M A A) (Université 08 MAI 45 de Guelma)

Junin 2013

Sommaire

Produced with ScantOPDF

SOMMAIRE

DEDICACES

REMERCIEMENTS

LISTE DES FIGURES –

LISTE DES TABLEAUX –

SIGLES/ABREVIATIONS

INTRODUCTION –

Chapitre I : Description du site

1. Les principaux sites de la Numidie oriental	1
1.1. Le Lac des oiseaux.....	1
1.2. Le lac noir.....	1
1.3. Le Lac Tonga.....	1
1.4 Le Lac Mellah.....	2
1.5 Le Lac Bleu.....	2
2. Présentation du site d'étude.....	2
2.1. Coordination géographique.....	2
2.2. Localisation générale.....	2
2.3. Caractéristiques physiques.....	3
2.4. Caractéristiques écologiques.....	4
3. Valeurs sociale, culturelle et Exploitation de site.....	4
4. Facteurs défavorables.....	5
5. Mesures de Conservation en Vigueurs.....	5

Chapitre II : Propriétés physico-chimiques des eaux des lacs

1. Paramètres physiques	7
1.1. La couleur.....	7
1.2. La température.....	7
1.3. La conductivité.....	7
1.4. Les matières en suspensions (MES).....	7
1.5. La turbidité.....	7
2. Paramètres chimiques.....	8
2.1. Le pH.....	8
2.2. Le taux des sels dissous.....	8

2.3. Le résidu sec.....	8
2.4. Le chlorure cl.....	8
2.5. Le nitrate.....	9
2.6. Le nitrite.....	9
2.7. L'ammonium.....	9
2.8. La demande biochimique en oxygène (DBO).....	9
2.9. La demande chimique en oxygène (DCO).....	10
2.10. La dureté totale.....	10
2.11. Alcalinité (TA, TAC).....	10

Chapitre III : Généralité sur l'identification fongique (Espèces *Aspergillus* *Penicillium*)

1. Généralités sur les Champignons.....	12
1.1. Définition.....	12
2. Identification morphologique.....	12
3. Identification des caractères morphologique et culturaux.....	14
4. Classification des champignons.....	15
4.1. Les Zygomycètes.....	16
4.2. Les Ascomycètes :.....	16
4.3. Les Basidiomycètes.....	16
4.4. Les Deutéromycètes.....	16
5. Principaux genres fongiques.....	16
5.1. Le genre <i>Aspergillus</i>	17
5.1.1. Caractères culturaux généraux.....	17
5.1.2. Morphologie microscopique:.....	18
5.2. Le Genre <i>Penicillium</i>	18
5.2.1. Caractères culturaux généraux.....	18
5.2.2. Morphologie microscopique:.....	19

Chapitre IV : Matériels et méthodes

1. L'échantillonnage.....	22
1.1. Matériel d'échantillonnage.....	22
1.2. Mode de prélèvement.....	22
1.3. Enregistrement et étiquetage des échantillons.....	22
1.4. Le transport d'échantillons.....	22
2. L'identification fongique.....	22
2.1. Le coulage des boîtes.....	22

2.2. Préparation des dilutions.....	23
2.3. Ensemencement.....	23
2.4. L'incubation.....	26
2.5. Préparation du matériel fongique pour l'étude microscopique.....	26
2.6. L'examen à l'état frais.....	26
2.7. L'examen après coloration.....	26
3. Les analyses physico-chimiques.....	27
3.1. Mesure du pH.....	27
3.2. La température.....	28
3.3. Mesure de la conductivité électrique (CE).....	28
3.4. Les matières en suspension (MES).....	29
3.5. La turbidité.....	30
3.6. Le chlorure.....	30
3.7. Les matières organiques.....	30
3.8. Résidu sec.....	31
3.9. Le Magnésium.....	31
3.10. La dureté totale.....	32
3.11. Le calcium.....	32
3.12. Le nitrate.....	33
3.13. Les nitrites.....	33
3.14. L'ammonium.....	34
Chapitre V : Résultats et discussion	
1. Identification fongique.....	36
2. L'analyse physico-chimique.....	45

Conclusion

Référence bibliographiques

Annexe

Résumé

REMERCIEMENTS

Louange à **Allah** Miséricordieux qui nous a éclairé la voix de la science et de la connaissance et par sa grâce on a réussi à achever ce modeste travail.

Nos reconnaissances, nos vives gratitude et nos sincères remerciements vont à Mademoiselle **Khenaka Karima**, enseignante au département de biologie, pour nous avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

Nous adressons également nous sincère remerciement à **Pr Houhamdi Moussa**, qui à bien voulu présidé le jury de se mémoire.

Nos vifs remerciements s'adressent à Madame **Bidiou Soraya**, enseignante au département de Biologie à l'Université de Guelma, qui nous a fait l'honneur de nous dirigé et nous guider avec patience et gentillesse tout au long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements, sa disponibilité constante et surtout ses conseils nous ont été d'une précieuse aide.

On remercie également tous les personnels de l'ADE, surtout les responsables de laboratoire de bactériologie et chimie pour l'aide qu'ils nous ont apporté dans la réalisation du stage pratique,

Nos sincères remerciements vont à tous les enseignants du Département de Biologie de l'Université de Guelma, et les responsables de laboratoire du Département surtout Melle. **Houria**.

Nous remercions aussi profondément tous ceux de près ou de loin qui ont participé à l'élaboration directe ou indirecte de ce modeste travail.

Enfin, nous exprimons tous le bonheur du monde à nos collègues de la promotion sortante 2013 du Master (QPSA) Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire.

Liste des figures

N° de figures	Titre de la figure	N° de page
1	Le complexe de zones humides de la Numidie orientale.	1
2	Localisation du lac Oubeira.	3
3	Classification des champignons.	15
4	Principaux caractères morphologiques des <i>Aspergillus</i> .	17
5	Caractères du thalle de genre <i>Penicillium</i> .	19
6	Caractères morphologiques des <i>Penicillium</i> .	19
7	Préparation des dilutions.	24
8	Protocole de travail.	25
9	Variation du pH en fonction des 6 sites du lac oubeira.	46
10	Variation de la conductivité en fonction des 6 sites du lac oubeira.	46
11	Variation de la turbidité en fonction des 6 sites du lac oubeira.	47
12	variation de la salinité (SAL) en fonction des 6 sites du lac oubeira.	47
13	Variation de la température en fonction des 6 sites du lac oubeira.	48
14	Variation de la matière organique en fonction des 6 sites du lac oubeira.	48
15	Variation de résidu sec(RS) en fonction des 6 sites du lac oubeira.	49
16	Variation du calcium en fonction des 6 sites du lac oubeira.	50
17	Variation de taux de magnésium en fonction des 6 sites du lac oubeira.	51
18	Variation des chlorures en fonction des 6 sites du lac oubeira.	51
19	Variation de nitrates en fonction des 6 sites du lac oubeira.	52
20	Variation de nitrites en fonction des 6 sites du lac oubeira.	52
21	Variation de l'ammonium en fonction des 6 sites du lac oubeira.	53

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre du tableau	N° de page
1	Les Caractéristiques physiques du lac Oubeira.	03
2	La faune et la flore remarquable.	04
3	Critères d'identification macroscopique.	13
4	Critères d'identification microscopique.	14
5	L'aspect macroscopique dans le milieu de culture « Czapek concentré ».	36
6	L'aspect macroscopique dans le milieu de culture « Czapek simple ».	37
7	L'aspect macroscopique dans le milieu de culture « TGEA ».	38
8	L'aspect macroscopique dans le milieu de culture « Sabouraud ».	39
9	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température.	Annexe
10	Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique.	Annexe
11	Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit).	Annexe
12	Qualité des eaux en fonction de la quantité de Magnésium.	Annexe
13	Grille de qualité des eaux en nitrates.	Annexe
14	Grille de la qualité des eaux en nitrite.	Annexe

Sigles/Abréviations

% : Pour cent

± : Plus ou moins

° : Degré

ADE : Algérienne des eaux

Afnor : Norme française

Ann : Annexe

°C : Degré Celsius

Ca⁺ : Calcium

Cl⁻ : Chlorure

cm : Centimètre

Condu : Conductivité

DBO₅ : Demande biochimique en oxygène

DCO : Demande chimique en oxygène

E : Est

°F : Degré français

Fig : Figure.

h : Heure

H₂O : Eau

ha : Hectare

ISO : Organisation internationale de standardisation

Km : Kilomètre

°K : Degré Calvin

m : Mètre

mg/l : Milligramme par litre

Mg⁺ : Magnésium

mm : Millimètre

mn: Minute

m/s : Mètre par seconde

µm : Micromètre

µs : Micro-Siemens

µs/cm : Micro-Siemens par centimètre

mg/l : Milligramme par litre

MES : Matière en suspension

Mg⁺² : Magnésium

N : Nord

Na cl : Chlorure de sodium

nm: Nanomètre

NH₃: Ammoniac

NH₄⁺: Ammonium

NTU: Nephelometric turbidity unit

O₂ : Oxygène

OMS : Organisation mondiale de santé

pH: Potentielle Hydrogène

Sal : Salinité

T : Température

Tab : Tableau

TA : Titre alcalimétrique

TAC : Titre alcalimétrique

TDS : Taux des sels dissous

TH : Dureté totale

TGEA : Tryptone-Glucose-Extrait de levure-Agar

Turb : Turbidité

Produced with ScanTOPDF

SOMMAIRE

DEDICACES

REMERCIEMENTS

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

SIGLES/ABREVIATIONS

INTRODUCTION

Chapitre I : Description du site

1. Les principaux sites de la Numidie oriental.....	1
1.1. Le Lac des oiseaux.....	1
1.2. Le lac noir.....	1
1.3. Le Lac Tonga.....	1
1.4 Le Lac Mellah.....	2
1.5 Le Lac Bleu.....	2
2. Présentation du site d'étude.....	2
2.1. Coordonation géographique.....	2
2.2. Localisation générale.....	2
2.3. Caractéristiques physiques.....	3
2.4. Caractéristiques écologiques.....	4
3. Valeurs sociale, culturelle et Exploitation de site.....	4
4. Facteurs défavorables:.....	5
5. Mesures de Conservation en Vigueurs.....	5

Chapitre II : Propriétés physico-chimiques des eaux des lacs

1. Paramètres physiques.....	7
1.1. La couleur.....	7
1.2. La température.....	7
1.3. La conductivité.....	7
1.4. Les matières en suspensions (MES).....	7
1.5. La turbidité.....	7
2. Paramètres chimiques.....	8
2.1. Le pH.....	8
2.2. Le taux des sels dissous.....	8

2.3. Le résidu sec.....	8
2.4. Le chlorure cl.....	8
2.5. Le nitrate.....	9
2.6. Le nitrite.....	9
2.7. L'ammonium.....	9
2.8. La demande biochimique en oxygène (DBO).....	9
2.9. La demande chimique en oxygène (DCO).....	10
2.10. La dureté totale.....	10
2.11. Alcalinité (TA, TAC).....	10

Chapitre III : Généralité sur l'identification fongique (Espèces *Aspergillus* *Penicillium*)

1. Généralités sur les Champignons.....	12
1.1. Définition.....	12
2. Identification morphologique.....	12
3. Identification des caractères morphologique et culturaux.....	14
4. Classification des champignons.....	15
4.1. Les Zygomycètes.....	16
4.2. Les Ascomycètes.....	16
4.3. Les Basidiomycètes.....	16
4.4. Les Deutéromycètes.....	16
5. Principaux genres fongiques.....	16
5.1. Le genre <i>Aspergillus</i>	17
5.1.1. Caractères culturaux généraux.....	17
5.1.2. Morphologie microscopique:.....	18
5.2. Le Genre <i>Penicillium</i>	18
5.2.1. Caractères culturaux généraux.....	18
5.2.2. Morphologie microscopique:.....	19

Chapitre IV : Matériels et méthodes

1. L'échantillonnage.....	22
1.1. Matériel d'échantillonnage.....	22
1.2. Mode de prélèvement.....	22
1.3. Enregistrement et étiquetage des échantillons.....	22
1.4. Le transport d'échantillons.....	22
2. L'identification fongique.....	22
2.1. Le coulage des boîtes.....	22

2.2. Préparation des dilutions	23
2.3. Ensemencement.....	23
2.4. L'incubation	26
2.5. Préparation du matériel fongique pour l'étude microscopique.....	26
2.6. L'examen à l'état frais.....	26
2.7. L'examen après coloration.....	26
3. Les analyses physico-chimiques	27
3.1. Mesure du pH	27
3.2. La température.....	28
3.3. Mesure de la conductivité électrique (CE).....	28
3.4. Les matières en suspension (MES)	29
3.5. La turbidité.....	30
3.6. Le chlorure	30
3.7. Les matières organiques.....	30
3.8. Résidu sec.....	31
3.9. Le Magnésium.....	31
3.10. La dureté totale.....	32
3.11. Le calcium	32
3.12. Le nitrate.....	33
3.13. Les nitrites.....	33
3.14. L'ammonium.....	34
Chapitre V : Résultats et discussion	
1. Identification fongique.....	36
2. L'analyse physico-chimique.....	45

Conclusion

Référence bibliographiques

Annexe

Résumé

Introduction

Produced with SCANTOPDF

Introduction :

L'eau est l'élément le plus demandé et le plus essentiel dans la vie. Sans eau, il n'y aurait pas de vie sur terre. L'eau est très irrégulièrement répartie à la surface de la planète : 97 % du volume total s'accumule dans les océans, 2 % sur les continents, 0,6 % en phase solide dans les inlandsis polaires et les glaciers, enfin une part très modeste en phase gazeuse dans l'atmosphère. [13].

Elle est utilisée par l'homme depuis le début de leur existence pour différents usages et en ont ainsi modifié la qualité. Aujourd'hui la nature n'est plus en mesure de dépolluer les milieux naturels, les habitudes que nous avons prises de considérer les cours d'eau, les lacs, les rivières, les fleuves comme des décharges susceptibles d'accueillir l'ensemble de nos déchets ont engendré des pollutions irrémédiables. Les déchets créés par l'homme sont trop nombreux et plus polluants qu'autrefois, particulièrement à cause de l'urbanisation et aux pratiques agricoles.

Le lac Oubeira est une eau douce qui contient plusieurs espèces rares tels que la chataigne d'eau *Lepidostoma*.

Le lac étant, par nature, la cuve d'eaux de pluie qui Lessivent leur Bassin versant, est utilisé par les riverains de cette Zone humide soit pour l'irrigation des terres agricoles avoisinantes, soit par son utilisation pour le pâturage de leurs bétails.

L'objectif de notre travail est d'étudier la qualité de l'eau du lac Oubeira, dans le but d'une analyse de qualité physicochimique et d'une identification fongique de l'eau ; consiste essentiellement à la détermination des composés chimiques, physiques et d'une identification fongique contenus dans cette eau.

Notre étude a été repartie en plusieurs chapitres selon le plan suivant:

Chapitre I: la description du site d'étude

Chapitre II: Caractérisation physicochimique des eaux du lac

Chapitre III: Identification fongique

Chapitre IV: Matériels et méthodes pour déterminer la qualité des eaux du lac Oubeira et l'identification fongique

Chapitre V: Résultats et discussion des paramètres physico-chimiques et l'identification fongique, et enfin on terminera par une conclusion.



Chapitre I

Description du site d'étude

Introduction :

La Numidie orientale (fig.1) délimitée dans sa partie occidentale par l'oued Seybouse, a pour limite septentrionale la Méditerranée et pour limite méridionale les collines de l'Atlas tellien, tandis que les frontières Algéro-tunisiennes, la délimitent à l'Est cette région de l'Algérie renferme un grand nombre de sites humides exceptionnels possédant une grande diversité des écosystèmes marins, lacustres et forestières qui renferment une richesse animale et végétale élevée. Ces zones humides s'étendent sur une superficie de 156 000 ha. [28].

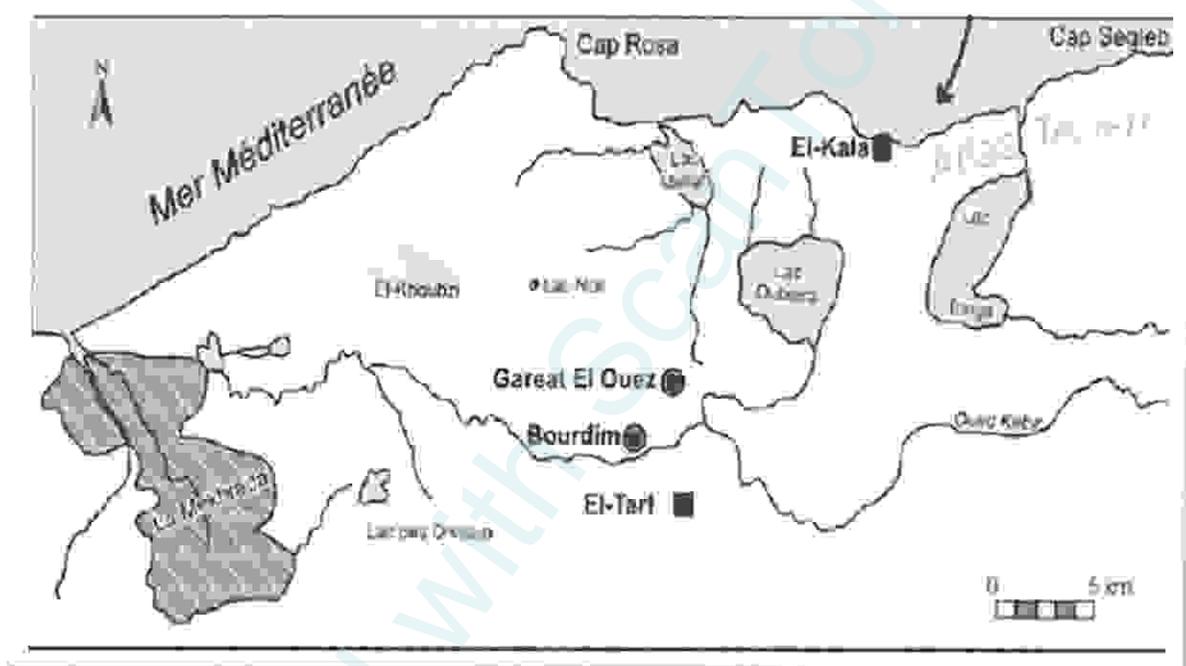


Fig. 1. Le complexe de zones humides de la Numidie orientale. [34]

1. Les principaux sites de la Numidie orientale :

1.1. Le Lac des oiseaux :(36°47' N ,08°7' E) :

Se caractérise par une superficie de 150 ha, avec une profondeur 2,5 m au maximum. [31].

1.2. Le lac noir : (35° 51' N, 8° 12' E) :

Situé dans le complexe des zones humides d'El kala, restant de ce dernier la tourbière sous-jacente, d'une superficie de 5 hectares formés de deux bassins. [22].

1.3. Le Lac Tonga :(36° 53' N, 08° 31' E) :

Le Lac s'étale sur une superficie de 2 400 ha. La côte du lac est située à 2,20 m au dessus de la mer et sa profondeur à voisine 2,80 m. [28].

1.4 Le Lac Mellah :(36° 53' N, 80° 20' E):

Est une lagune de 873 ha alimenté par deux principaux affluents Oued Bouaroug et Oued Mellah. [28].

1.5 Le Lac Bleu :(N 36,909° - E 8.338°) :

C'est un petit lac d'eau douce d'une superficie de 1.5 à 3 ha sa profondeur ne dépasse pas 2 m. Il localise dans une formation dunaire au Nord-est du lac Mellah. [28].

2. Présentation du site d'étude :(le lac Oubeira) :**2.1. Coordination géographique :**

Le Lac Oubeira est situé au Nord-Est Algérien, à une latitude 36° 50' Nord et une longitude de 08°23' Est, et une altitude de 25 mètres. [33].

2.2. Localisation générale :

Le Lac Oubeira est situé à 4 Km à l'ouest de la ville d'El-Kala, entre les lacs mellah et Tonga il est classé réserve intégrale au sein du Parc National d'El kala et site Ramsar d'importance internationale depuis 1982, Ce lac d'eau douce endoréique d'une profondeur maximal de 4 m, avec une moyenne de 1.24 m, dont le fond plus ou moins plat est légèrement incliné vers le nord, de forme subcirculaire, il est au centre d'un bassin versant de 9900 ha, à 4 km de la mer à vol d'oiseau. [3].

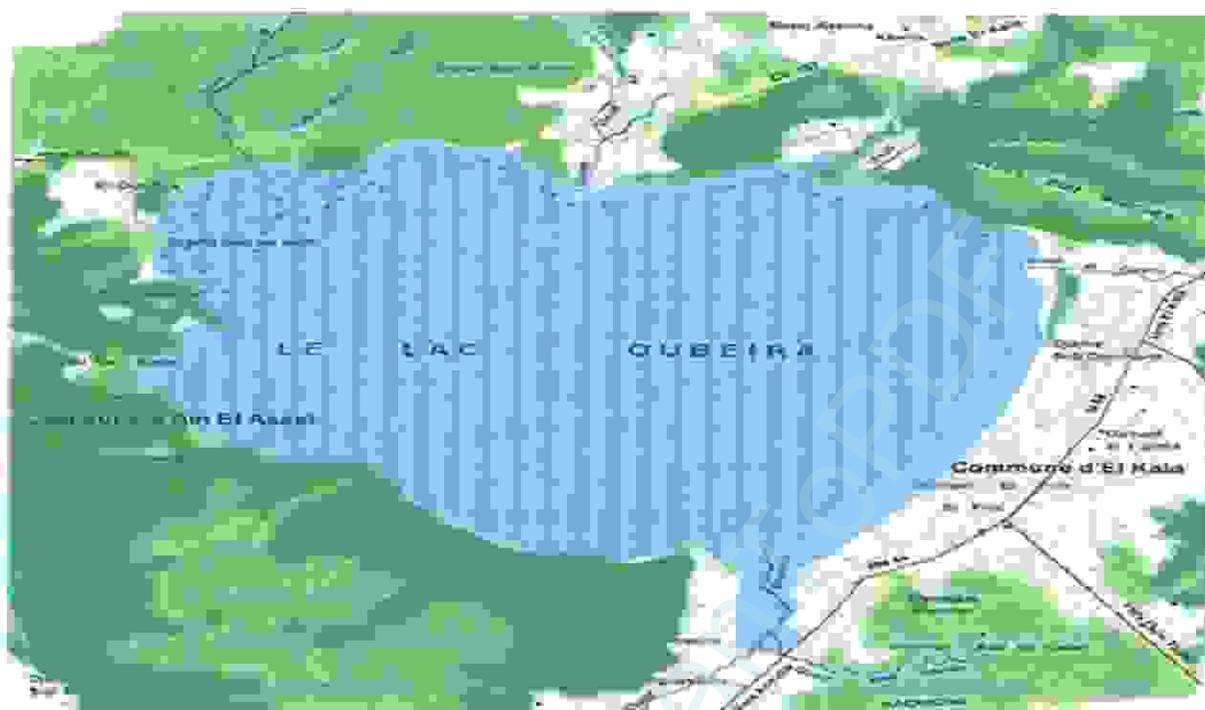


Fig.2: Localisation du lac Oubeira. [44].

2.3. Caractéristiques physiques :

Les différentes caractéristiques physiques du lac Oubeira sont représentées dans le tableau ci-dessous. [3].

Tab.1. Les Caractéristiques physiques du lac Oubeira.

La qualité des eaux	✓ Eaux très turbides surtout en hiver, avec un pH variant entre 8 et 10,65
La température	✓ Elle varie de 8,8 à 15,2 °C au mois de janvier
Le climat	✓ Des vents dominants Nord-Ouest (permanents) avec une pluviométrie annuelle entre 800 mm et 1000 mm
Géologie et géomorphologie	<ul style="list-style-type: none"> ✓ Lac endoréique, d'eau douce ✓ Substrat composé essentiellement d'argile ✓ Profondeur maximale de 4 m ✓ Présence d'alluvions limoneuses au Sud du lac ✓ Lac alimenté essentiellement par l'Oued Messida et d'autres petits affluents avoisinants

2.4. Caractéristiques écologiques:

Le seul grand site du complexe humide de la région qui présente une organisation spatiale typique en ceintures de végétation (Hélophytes) avec une importante superficie colonisée par des herbiers flottants d'Hydrophytes. 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 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. [40].

Tab.2. la faune et la flore remarquable. [3].

La flore remarquable	La faune remarquable
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Ceinture d'hélophyte indispensable à la nidification des oiseaux d'eau <ul style="list-style-type: none"> ➤ Espèces rares : châtaigne d'eau (<i>Trappa natans</i>), le nénuphar blanc (<i>Nymphaea alba</i>) et le nénuphar jaune (<i>Nuphar luteum</i>) 	<p>Les oiseaux d'eau :</p> <ul style="list-style-type: none"> ➤ Sédentaires : la poule sultane, le Butor étoilé, le Busard des roseaux, le Blongios nain, la rousserolle turdoïde ➤ Hivernais : L'Erismature à tête blanche, la grande aigrette, l'oie cendrée, le grand cormoran, la spatule blanche <p>Ibis falcinelle et Flamant rose, espèces observées durant l'année de façon irrégulière.</p>

3. Valeurs sociale, culturelle et Exploitation de site :

Le lac Oubeira est d'un intérêt social et culturel de par la Production halieutique, la présence d'un site archéologique au Sud-est du Lac, l'éducation et la recherche scientifique. [39]

L'exploitation de l'eau de ce lac est soit utilisée pour l'agriculture soit pour le pâturage de leurs bétails. [38]

4. Facteurs défavorables:

- **Introduction d'espèces exotiques :** L'office National de Développement et de Production Aquacole (ONDPA) a procédé à l'introduction de la carpe dans le cadre d'une opération de valorisation du lac, sans étude d'impact.
- **En 1990,** le Lac a connu un assèchement total probablement dû à un effet conjugué de la sécheresse des dernières années et au pompage de l'eau.
- **Extension de l'agriculture spéculative autour du Lac :** Il s'agit de la culture des arachides, pastèque et melon, nécessitant un pompage pendant la saison d'étiage.
- **Déversement des eaux usées :** Ces eaux usées Proviennent de l'agglomération du village El Frine, d'une partie d'El Kala et de la cité Djefal Torki. [41].

5. Mesures de Conservation en Vigueurs :

Le lac est classé en réserve intégrale du Parc National d'El-kala, loi de l'environnement N°83/162 du 05 février 1983. Décret N°83/162 du 23 juillet 1983 portant Statut type des Parc Nationaux. Décret n°82-439 du 11 décembre 1982 portant adhésion de l'Algérie à la convention internationale relative aux zones humides. [42].

Chapitre II

Propriétés physico-chimiques des eaux des lacs

I. Propriétés physico-chimiques des eaux du lac:

1. Paramètres physiques:

1.1. La Couleur:

La couleur permet de donner une idée sur la composition qualitative de l'eau. Elle varie en fonction de la turbidité, de la présence de plancton, des matières en solution (acides humiques, fer, manganèses, rejets industriels...). [20].

1.2. La température:

Il est très important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la dissociation des sels dissous donc la conductivité électrique dans la détermination de pH. [20].

1.3. La conductivité:

La conductivité est la propriété que possède une eau de favoriser le passage d'un courant électrique. Elle est due à la présence dans le milieu d'ions qui sont mobiles dans un champ électrique (elle dépend de la nature de ces ions dissous et de leurs concentrations). [18].

Dans une eau stagnante, il existe toujours des « flux » invisibles. L'eau conduit la chaleur, le courant électrique et le son, ce dernier étant propagé encore plus rapidement que dans l'air. [21].

1.4. Les matières en suspensions (MES):

La matière en suspension représente l'un des paramètres globaux de pollution les plus facilement perceptibles mais l'un des plus difficilement mesurables. En fonction de la taille des particules, on distingue les matières grossières ou décantables (diamètre supérieur à 100 μm) et les matières en suspension. [26].

1.5. La turbidité:

La turbidité mesure la quantité de matière en suspension qui est à l'origine d'un trouble. [5].

A l'aide d'un turbidimètre, il est recommandé d'effectuer la mesure aussi rapidement que possible après prélèvement, de préférence le même jour. Les échantillons doivent être agités avant la mesure. [23].

2. Paramètres chimiques:

2.1. Le pH:

La valeur du pH permet de déterminer le degré de l'acidité, la neutralité ou la basicité de l'eau. [21].

Le pH est mesuré à l'aide d'un pH mètre de terrain « HANNAN », la mesure est réalisée selon les étapes suivantes :

- ✓ Plonger la sonde du pH mètre dans l'eau
- ✓ Attendre quelques secondes la stabilisation de l'affichage sur l'écran, puis lire le résultat de la mesure. [22].

2.2. Le taux des sels dissous:

La quantité des sels minéraux dissous influence la conductivité, la mesure qui permet de déterminer la quantité totale des sels minéraux dissous dans l'eau qu'est appelée le TDS. [19].

2.3. Le résidu sec:

Le résidu sec correspond au poids de la totalité des matières dissoutes par litre d'eau. Une certaine quantité d'eau bien mélangée est évaporisée dans une capsule tarée de résidu desséché et ensuite pesé. [28].

2.4. Le chlorure cl:

Les chlorures existent dans toutes les eaux à des concentrations variables. Une forte fluctuation des chlorures dans le temps peut être considérée comme indice de pollution.

Ils peuvent avoir plusieurs origines :

- Percolation à travers des terrains salés.
- Infiltration d'eaux marines dans les nappes phréatiques.
- Activités humaines et industrielles. [24].

2.5. Le nitrate:

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote et ils se trouvent naturellement dans les eaux de surfaces et aussi dans les eaux souterraines, leurs concentrations dans les eaux naturelles ne dépassent pas 10 mg/l.

La méthode d'analyse est par photomètre 5000(Afnor, Nf on iso 13395) en utilisant une longueur d'onde=570 nm. [18].

2.6. Le nitrite:

Les nitrites constituent une étape importante dans la métabolisation des composés azotés, ils s'insèrent dans le cycle de l'azote entre l'ammonium et les nitrates, leur présence dans l'eau est souvent due, soit à l'oxydation bactérienne de l'ammonium, soit à la réduction des nitrates, ils ne présente ainsi qu'un stade intermédiaire et sont facilement oxydés en nitrates, leur présence dans les eaux potables est faible (norme de l'OMS : $\text{NO}_2 < 0.1 \text{ mg/l}$).

Une eau contenant des nitrates et considéré comme suspecte car cette présence est souvent liée à une détérioration de la qualité microbiologique. La méthode d'analyse utilisée est par photomètre (Afnor, Nf en iso 13395) avec une longueur max=543nm. [31].

2.7. L'ammonium:

L'azote ammoniacal ou (NH_4) provient de la dégradation des protéines animales (cycle d'azote), la principale source d'ammoniaque est anthropique. Les effluents domestiques (urée) représentent la plus importante source de pollution. L'azote peut aussi provenir de ruissellements urbains, de l'agriculture (engrais) ou de l'industriel (pharmaceutique, alimentaire, pâte à papier, textile ...). [30].

2.8. La demande biochimique en oxygène (DBO):

Exprime la quantité d'oxygène nécessaire à la dégradation de la matière organique d'une eau par les micro-organismes du milieu et mesuré au bout de 5 jours à 20 °c.

Permet de mesuré une oxydation biologique des matières organiques qui fait intervenir des réactions enzymatiques complexes intra ou extracellulaire. [20].

2.9. La demande chimique en oxygène (DCO) :

La demande chimique en oxygène qui correspond à la quantité d'oxygène (en milligramme) qui a été consommé par voie chimique pour oxyder l'ensemble des matières oxydables présentes dans l'eau. La DCO est particulièrement indiquée pour mesurer la pollution d'un effluent industriel. [43].

2.10. La dureté totale:

Les alcalino-terreux présents dans l'eau sont anionés à former un complexe du type chélation par le sel di-sodique de l'acide éthylène-diaminetétracétique à pH 10, la disparition des dernières traces d'éléments libres à doser est décelée par le virage d'un indicateur spécifique.

En milieu convenablement tamponné pour empêcher la précipitation du magnésium, la méthode permet de doser la somme des ions calcium et magnésium. [23].

2.11. Alcalinité (TA, TAC):

L'alcalinité d'une eau correspond à la présence d'espèce basiques telle que les ions hydroxydes (OH^-), de carbonates (CO_3^{--}) et de bicarbonates (HCO_3^-), et dans une moindre mesure aux ions phosphates (PO_3^{---}) et silicates (HSiO_3^-), ou encore aux espèces moléculaires des acides faibles. Le Titre Alcalimétrique (TA) et le Titre Alcalimétrique Complet (TAC) traduisent l'alcalinité d'une eau. la connaissance de ces valeurs est essentielle pour l'étude de l'agressivité d'une eau. [43].

- Titre Alcalimétrique (TA) : détermine la teneur en hydroxydes (OH^-) et la moitié de celle en carbonates.
- Titre Alcalimétrique Complet (TAC) : détermine la teneur en carbonates, bicarbonates et hydroxydes.



Chapitre III

Les critères d'identification fongique

1. Généralités sur les Champignons :

1.1. Définition :

Les champignons sont des Eucaryotes à noyau typique avec membrane cellulaire. Ce sont des thallophytes, ne portent ni feuilles, ni racines, ni tiges, ni fleurs et ne comportent pas des vaisseaux ligneux. [2]. Les champignons ne produisent pas de chlorophylle, hétérotrophes, incapables de la photosynthèse : ils se rangent parmi les consommateurs à l'instar des animaux. [7].

✓ 2. Identification morphologique :

L'identification d'une espèce fongique se base sur l'analyse de critères culturaux (température et vitesse de croissance, milieux favorables) et morphologiques. Ces derniers sont constitués des paramètres macroscopiques (aspect des colonies, de leur revers) et microscopique (aspect du mycélium, des spores, des phialides, des conidiophore,). [8].

Tab.3.Critères d'identification macroscopique : [6].

L'aspect des colonies	Représente un critère d'identification. Les champignons filamenteux forment des colonies duveteuses, laineuse, cotonneuses, veloutées poudreuses ou granuleuses, parfois certaines colonies peuvent avoir une apparence glabre (l'absence ou pauvreté du mycélium aérien).
Le relief des colonies	Il peut être plat ou plissé et la consistance des colonies peut être variable (molle, friable, élastique ou dure).
La taille des colonies	Elle peut être variable en fonction des genres fongiques : petites colonies (<i>Cladosporium</i>) ou au contraire, colonies étendues, envahissantes (<i>Mucor</i> , <i>Rhizopus</i>).
La couleur des colonies	Est un élément très important d'identification ; les couleurs les plus fréquentes sont le blanc, le crème, le jaune, l'orange, le rouge, allant jusqu'au violet ou le bleue, le vert, le brun allant jusqu'au noir. Les pigments peuvent être localisés au niveau du mycélium (<i>Aspergillus</i> , <i>Penicillium</i>) ou diffuser dans le milieu de culture (<i>Fusarium</i>).
Les structures de fructification	La présence ou l'absence, au centre de la colonie, des structure de fructification sexuée (cléistothécés) ou asexuée (pycnides) est aussi un élément important de diagnose.

Tab.4. Critères d'identification microscopique: [32].

Le Thalle	Les spores
<p>Le thalle : tous les champignons possèdent un appareil végétatif constitué de filaments (hyphes) qui, ensemble, forment le thalle filamenteux ou le mycélium ; le thalle peut être siphonné ou septé.</p>	<p>Les spores qui sont le produit de la reproduction asexuée peuvent être endogènes ou exogènes :</p>
<p>Le thalle siphonné : constitué d'élément tubulaire peu ou pas ramifié, de diamètre large et irrégulier (5-15µm), non cloisonné est caractéristique des Zygomycètes.</p>	<p>Les spores endogènes : (endospores) sont produites à l'intérieur d'un sac fermé (sporange), porté par un filament spécialisé (sporangiophore). Ces spores, qui l'on observe par exemple chez les Mucorales, sont libérées par le déchirement de la paroi de sporange à maturité.</p>
<p>Le thalle septé : ou cloisonné, constitué de filament de diamètre étroit (2-5µm) et régulier, divisé par des cloisons en articles uni ou pluricellulaire est caractéristique des Ascomycètes, Basidiomycètes et Deutéromycètes.</p>	<p>Les spores exogènes: (conidies), retrouvées chez les Ascomycètes, Basidiomycètes et Deutéromycètes, sont formées par bourgeonnement à partir d'une cellule spécialisée (cellule conidiogène).</p>

3. Identification génétique :

L'identification d'espèces fongiques est traditionnellement fondée sur les caractéristiques Culturelles et morphologiques macroscopiques et microscopiques. Cette identification nécessite, plusieurs jours de culture. La culture sur des milieux spécifiques nécessaire pour obtenir la formation de conidies et, dans certains cas, l'absence d'apparition de conidies rendra impossible l'identification du mycélium. [15].

4. Classification des champignons:

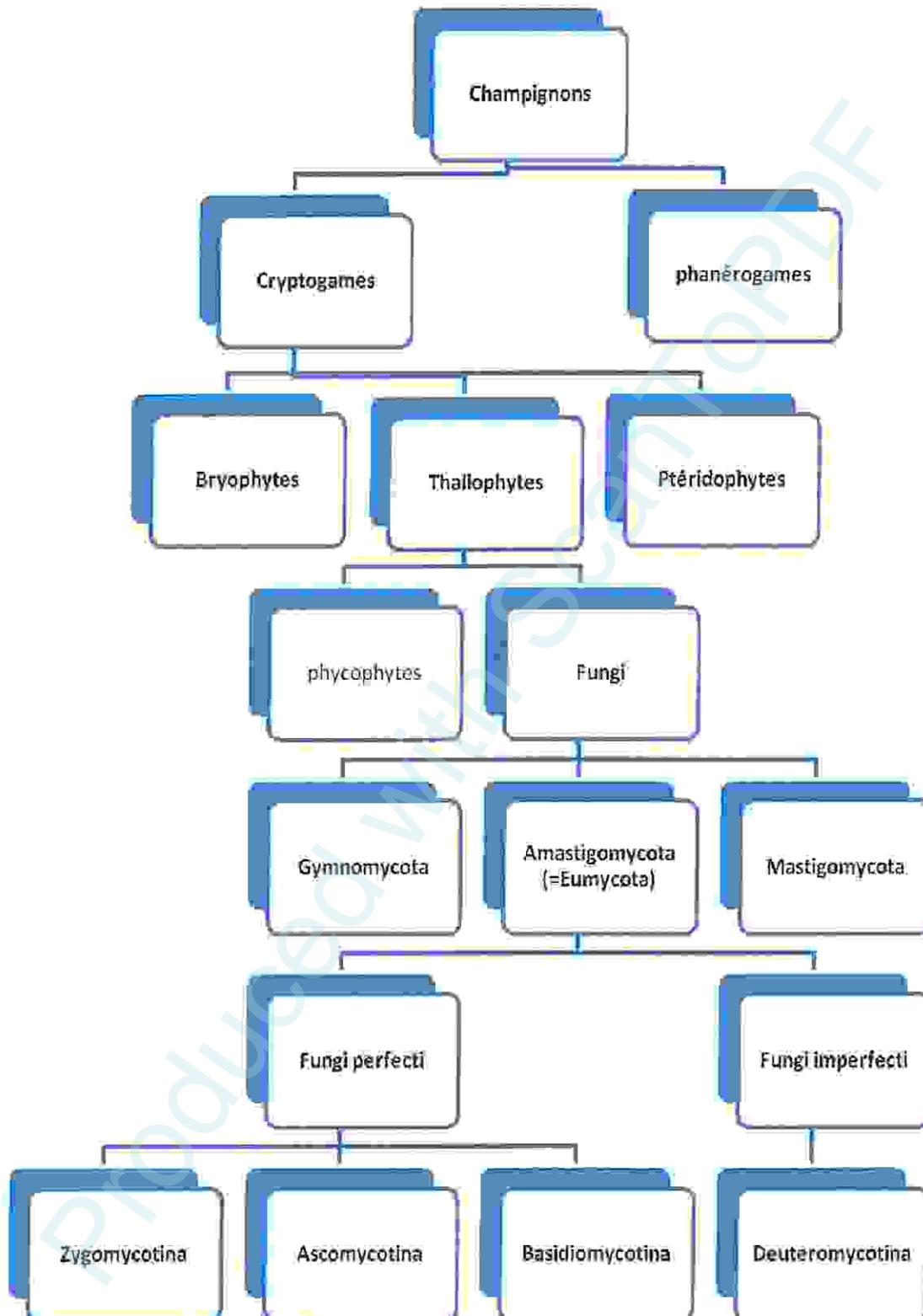


Fig.3. Classification des champignons. [23].

4.1. Les Zygomycètes :

Les Zygomycètes, qui comprennent environ 200 espèces, rassemblent des champignons saprophytes, ainsi que des champignons parasites d'insectes (Entomophthorales), de Nématodes et d'Amibes (Zoopagales), et de plantes. Les Mucorales comprennent un grand nombre de moisissures saprophytes, mais aussi quelques espèces parasites des champignons, des animaux et des hommes (mucormycoses). [4].

4.2. Les Ascomycètes :

Les Ascomycètes comprennent environ 15.000 espèces, auxquelles il faut ajouter un nombre à peu près équivalent d'espèces lichénisantes. De nombreuses espèces sont utilisées pour la fabrication d'antibiotiques, de médicaments, pour des fermentations. Certaines sont très recherchées pour leur valeur gastronomique (Morilles, Truffes). Quelques unes sont de redoutables parasites des végétaux, des animaux et des hommes. [25].

4.3. Les Basidiomycètes :

Les Basidiomycètes, dont il existe environ 20.000 espèces, sont les champignons que l'on peut considérer comme les plus perfectionnés. Ils comprennent de nombreuses espèces à fructification développées ou carpophores (Cèpes, Amanites, etc.). [25].

4.4. Les Deutéromycètes :

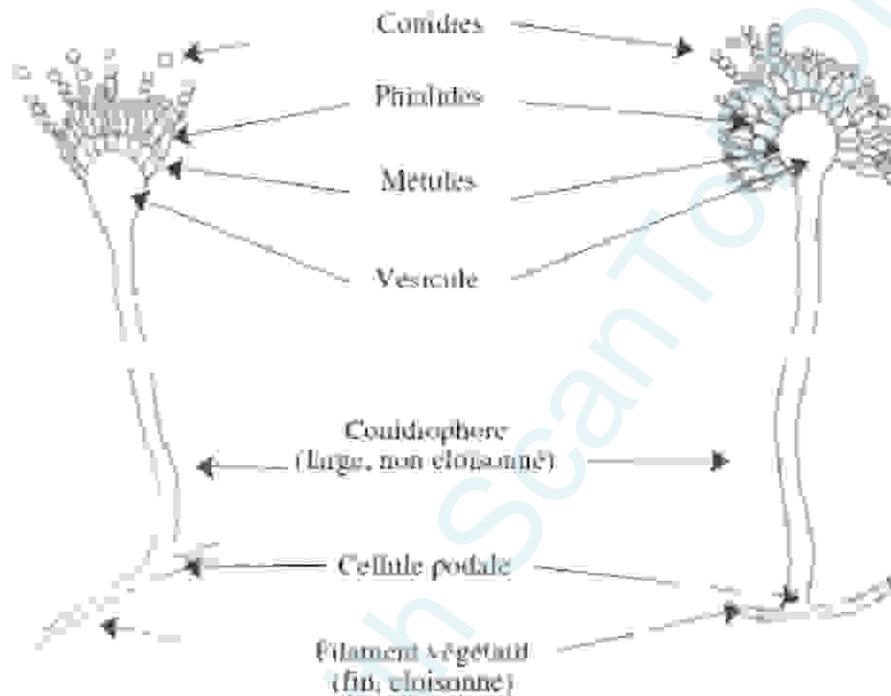
Encore appelés Adélomycètes, Fungi imperfecti (Champignons imparfaits), les Deutéromycètes ne constituent pas un groupe naturel, mais d'un ensemble artificiel regroupant environ 15.000 espèces (plus du quart des champignons actuellement connus) ne présentant jamais, ou très exceptionnellement, de forme de reproduction sexuée. La plupart présentent, néanmoins, des affinités d'Ascomycètes. Ils se reproduisent uniquement par voie végétative au moyen de spores asexuées ou par simple fragmentation du mycélium. Ils sont responsables d'un grand nombre de maladies des végétaux et humaines. [27].

5. Principaux genres fongiques :

Les genres les plus importants de point de vue économique et médical sont les *Aspergillus*, les *Penicillium* et les *Fusarium* qui représentent les contaminants les plus fréquents des aliments. [35].

5.1. Le genre *Aspergillus* :

Appartenant à la classe des Ascomycètes. Le thalle, hyalin ou coloré, présente un mycélium cloisonné portant de nombreux conidiophores dressés, terminés en vésicule. (Fig.4). [17].



⊗ Fig.4.Principaux caractères morphologiques des *Aspergillus*.

5.1.1. Caractères culturaux généraux :

Les *Aspergillus* présentent une croissance rapide sur les milieux de culture classiques (géloseau malt, Sabouraud) additionnés d'antibiotiques. Après 48 heures d'incubation, on observe des colonies plates, formées de courts filaments aériens, blancs ; après 96 heures d'incubation, les colonies vont prendre leur teinte caractéristique, brune, verte, jaune ou noire selon les espèces. La majorité des *Aspergillus* poussent à 22-25°C ; les espèces thermophiles (*A.fumigatus*) se développent à 37-40°C est parfois jusqu'à 57°C. [32], [36].

Les *Aspergillus* forment des colonies souvent poudreuses ou granuleuses. La couleur de colonies permet une orientation rapide dans l'identification d'espèces : gris-vert pour *A.fumigatus*, vert-jaune pour *A.flavus* et les espèces du groupe *A. glaucus*, vert foncé à chamois pour *A. nidulans*, brun cannelle pour *A. terreus*, chamois clair, jaune et rose pour *A. versicolor*, jaune puis noir pour *A.niger* et blanche pour *A. candidus*. [9].

5.1.2. Morphologie microscopique:

Les *Aspergillus* sont caractérisés par un appareil végétatif (thalle) formé de filaments mycéliens hyalins, de diamètre fin et régulier, septés et ramifiés. Sur les filaments végétatifs prennent naissance des filaments dressés, non cloisonnés (conidiophores) qui se terminent par une vésicule de forme variable sur la quelle sont disposées les cellules conidiogènes ou phialides (Fig :4). [32], [17].

5.2. Le Genre *Penicillium* :

Ce genre réunit des champignons filamenteux, appartenant au phylum des *Ascomycètes*. Ce genre comprend environ 227 espèces définies essentiellement d'après les caractères du thalle, des pénicilles et des spores. [37].

5.2.1. Caractères cultureux généraux:

Les *Penicillium* se développent rapidement et facilement sur les milieux de culture utilisés en routine (géluses au malt, Sabouraud). Ils 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 mais aussi, pour certaines espèces, jaune, orange, chamois, rose ou rouge. [9].

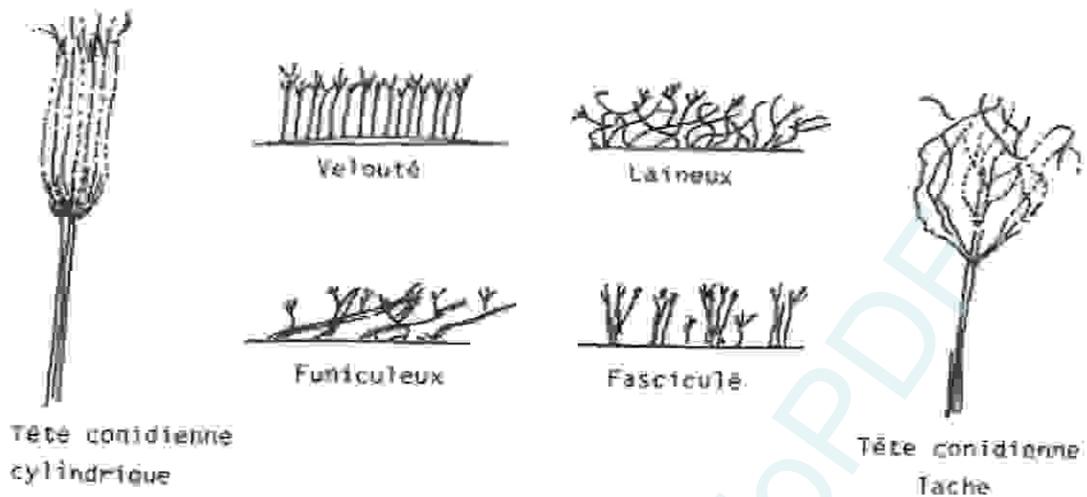


Fig.5. Caractères du thalle de genre *Penicillium*. [6].

5.2.2. Morphologie microscopique:

Au point de vue morphologique les *Penicillium* se distinguent par leur organisation en pinceau. 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.

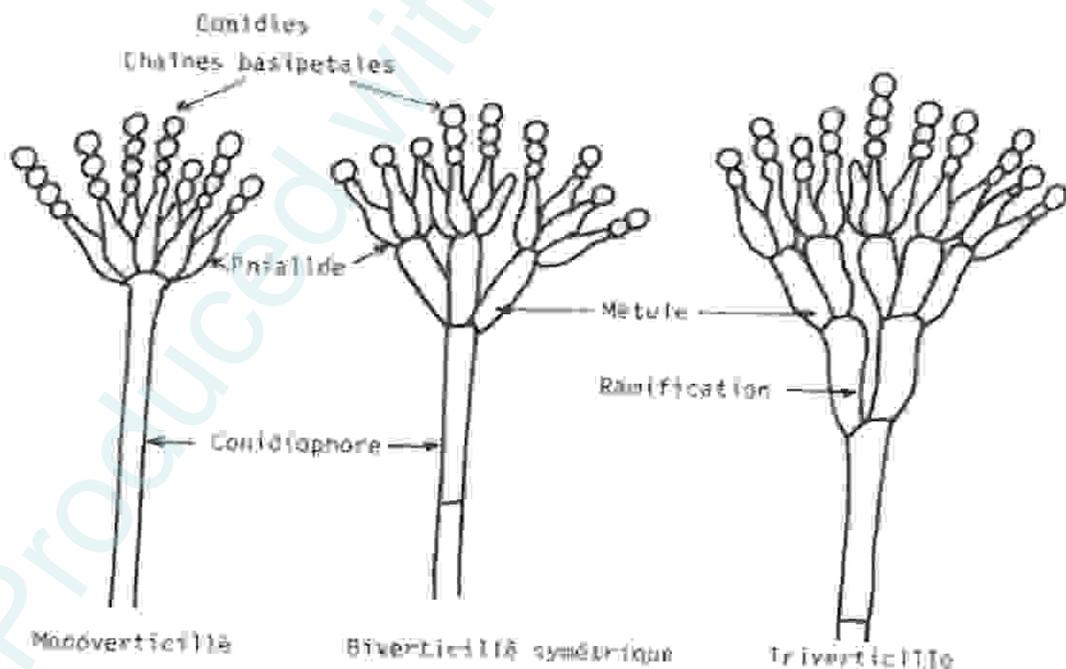
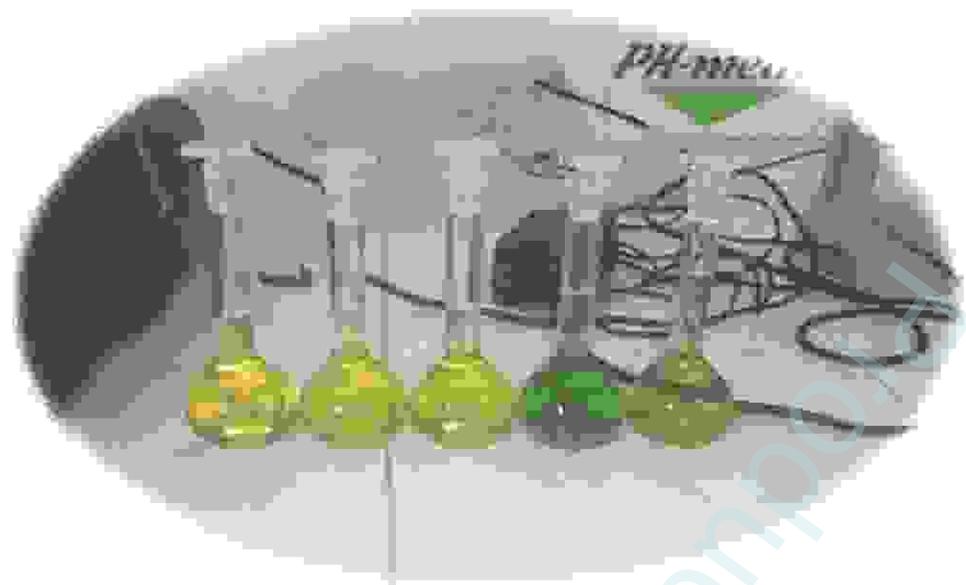


Fig.6. Caractères morphologiques des *Penicillium*

Les phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Les phialides peuvent être insérées directement (*Penicillium* monoverticillé) ou par l'intermédiaire

d'une rangée de métules (*Penicillium* biverticillé) ; de deux rangées successives de métules (*Penicillium* triverticillé) ; parfois de trois rangées de métules (*Penicillium* quadriverticillé) sur les conidiophores. [6].

Produced with ScanTOPDF



Chapitre IV

Matériels et Méthodes

1. L'échantillonnage:

Les prélèvements ont été effectués sur 6 sites du lac dans le but d'une identification fongique et l'analyse physico-chimique.

1.1. Matériel d'échantillonnage :

Les échantillons d'eaux doivent être prélevés dans des flacons en verres munis de bouchons à vis stérilisés à l'autoclave (20 minutes à 120°C) et dans des flacons à usage unique pour l'analyse physico-chimique. L'échantillon doit être homogène, représentatif et obtenu sans modifier les caractéristiques physico-chimiques de l'eau (gaz dissous, matières en suspension, etc.). [12].

1.2. Mode de prélèvement :

L'échantillon destiné à l'identification fongique doit être prélevé dans des conditions d'asepsie rigoureuse et doit être le plus représentatif possible. Le flacon débouché et immergé complètement à une profondeur de 30 cm en position oblique renversée en le tenant par le fond (il est alors retourné jusqu'à ce que l'ouverture soit légèrement plus haute que le fond) et dirigée dans la sans contraire du courant. Après le prélèvement, les flacons doivent être soigneusement rebouchés. [28].

1.3. Enregistrement et étiquetage des échantillons :

Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés immédiatement après les prélèvements et que les étiquettes soient lisibles et non détachables. [14].

1.4. Le transport d'échantillons:

Les échantillons sont transportés dans une glacière (4-6 °C) jusqu'à leur arrivée au laboratoire. [23].

2. L'identification fongique:

2.1. Le coulage des boîtes :

Les différents milieux de culture utilisés : Sabouraud, TGEA, Czapek simple et concentré sont coulé dans des boîtes de pétries, laisser refroidir.

2.2. 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 et ainsi de suite jusqu'à réduire la concentration microbienne de l'échantillon mère au facteur de 10^{-6}

❖ La Technique:

- ✓ Créer une zone stérile de 30cm de diamètre ; par la flamme du bec Bunsen.
- ✓ Homogénéiser l'échantillon mère par agitation du flacon de prélèvement.
- ✓ Prélever à l'aide d'une pipette graduée ; 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^{-1} 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 9ml d'eau distillé, pour obtenir une suspension microbienne diluée à 10^{-2} ; et ainsi de suit, à chaque dilution, pour arrive à diminuer la charge microbienne de l'échantillon mère à l'exponentiel de 10^{-6} .

2.3. 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.
 - ✓ Mettre la goutte sur la surface centré 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 diluée au plus diluée, jusqu'à l'ensemencement à partir de l'échantillon mère.

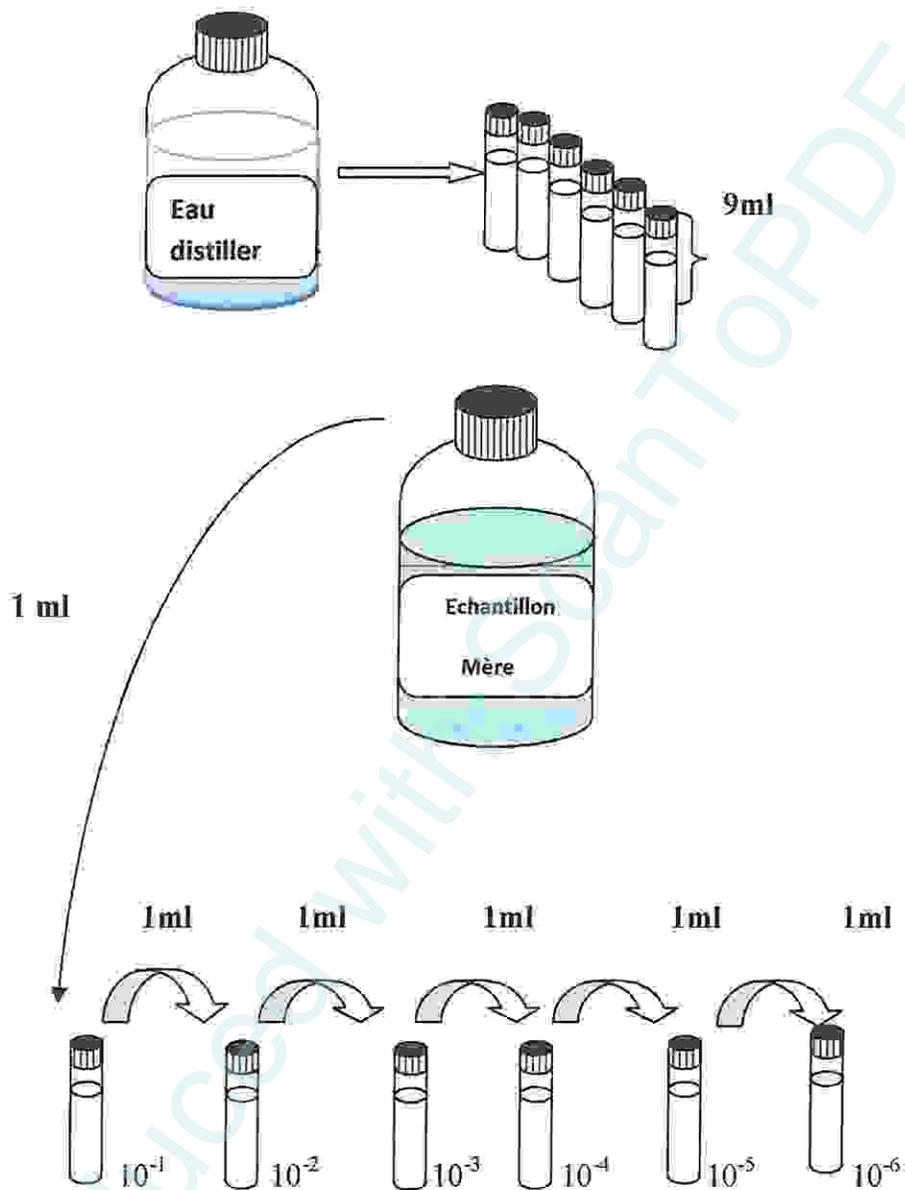


Fig.7.préparation des dilutions

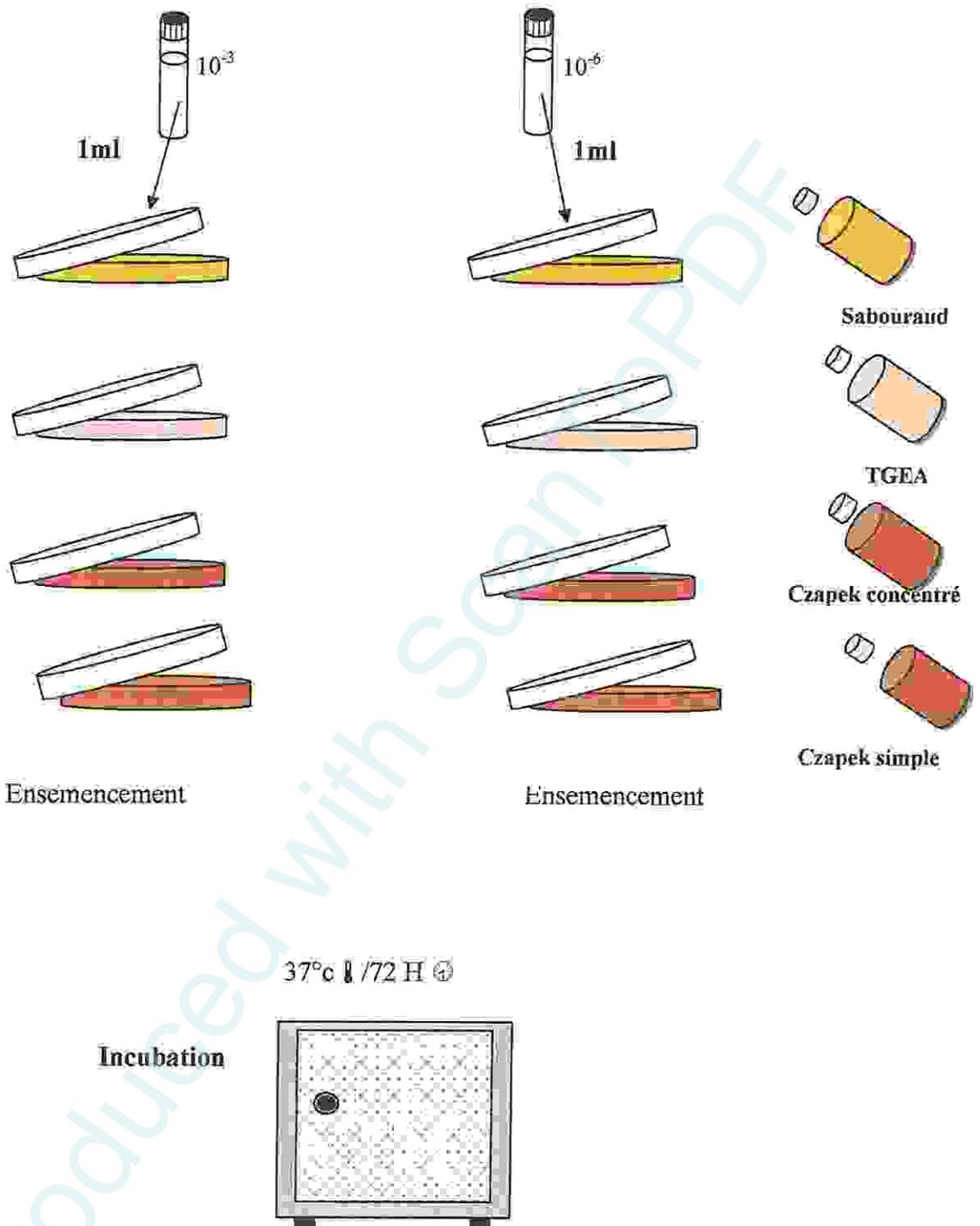


Fig.8.Exemple de protocole de travail

2.4. L'incubation:

Après l'ensemencement, les boîtes de pétri sont incubées à l'étuve à deux températures :

- les boîtes contenant le milieu czapek simple à 37°C
- celles contenant le milieu czapek concentré et le milieu sabouraud à 28°C

2.5. Préparation du matériel fongique pour l'étude microscopique:

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

❖ Principe:

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

2.6. 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 probablement flambée et refroidie ; une goutte de la culture qu'on dépose au milieu d'une lame propre.

Recouvrir avec une lamelle en évitant la formation de bulles d'air

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

2.7. 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. Les colorants les plus utilisés est le bleu de méthylène

❖ 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:**✓ Réactif:**

- Bleu de méthylène.

✓ 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 avec le grossissement (x 100)

3. Les analyses physico-chimiques :**3.1. Mesure du pH :****➤ 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. [11].

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.

➤ Mode opératoire :

*plonger la sonde du pH mètre dans l'eau

*attendre quelques secondes la stabilisation de l'affichage sur l'écran, puis lire le résultat de la mesure

3.2. La température :

La mesure de la température est effectuée sur le terrain. Il est important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et des gaz, dans la dissociation des sels dissous donc de la conductivité électrique, dans la détermination du pH, pour connaître l'origine de l'eau et du mélange éventuel, etc... d'une façon générale, la température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air et ceci d'autant plus que leur origine est moins profonde.

Pour le lac on fait la mesure de la température en différents points, à une distance des bords de la rive à environ 10 m. on peut utiliser un thermomètre à résistance avec enregistrement.

3.3. Mesure de la conductivité électrique (CE) :

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques de 1cm^2 de surface et séparées l'une de l'autre de 1cm. L'unité de conductivité est le siemens par mètre (S/m).

➤ Principe :

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

➤ Appareil :

*conductimètre ou multi paramètre. (NFT 90-031)

➤ Mode opératoire :

-D'une façon généralement, à l'aide d'une verrerie rigoureusement propre et rincée, avant usage avec l'eau distillée.

-Rincer plusieurs fois la cellule à conductivité, d'abord avec l'eau distillée puis en la plongeant dans récipient en prenant soin que les électrodes platine soient complètement émergées.

-Ajouter le liquide afin que la concentration ionique entre les électrodes soit identique à celle du liquide ambiant cette agitation permette aussi d'éliminer les bulles d'air sur l'électrode.

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

3.4. Les matières en suspension (MES) :

La détermination de la matière en suspension dans l'eau s'effectue par filtration ou par centrifugation. La méthode par centrifugation est utilisée pour les eaux contenant trop de matières colloïdales. D'une façon générale, les matières grossières en suspension doivent être préalablement éliminées par passage sur un tamis et les dépôts restant dans le flacon de prélèvement soigneusement repris.

La méthode utilisée est la filtration sur fibre de verre où l'eau est filtrée à l'aide des filtres de *Wattman* et le poids des matières retenues par le filtre est déterminé par pesée différentielle.

➤ Mode opératoire :

- Laver le disque filtrant fibreux à l'eau distillée, le sécher à l'étuve (1 h à 105°C ou 15 min à la micro-onde à puissance moyenne) et le placer en attente dans un dessiccateur ;
- Peser le disque : M_0
- Placer le disque dans l'appareil de filtration et mettre en route le système d'aspiration ;
- Verser progressivement le volume V_e d'eau à analyser sur le disque filtrant jusqu'à ce que l'appareil de filtration se vide ;
- Rincer le récipient qui a contenu l'échantillon avec 10 ml d'eau distillée et filtrer les eaux de lavage
- Mettre le disque filtrant à sécher (1 h à 105°C ou 15 min à la micro-onde à puissance moyenne), Laisser refroidir le filtre au dessiccateur ; peser le filtre :

➤ Expression des résultats :

$$\frac{M_1 - M_0}{V} \times 1000$$

M_0 = masse du disque filtrant avant utilisation

M_1 = masse du disque filtrant après utilisation

V= volume d'eau utilisé

3.5. La turbidité :

La turbidité peut être évaluée par un certain nombre de méthodes qui sont pratiquées suivant les nécessités sur le terrain ou au laboratoire.

A l'aide d'un turbidimètre, il est recommandé d'effectuer la mesure aussi rapidement que possible après le prélèvement, de préférence le même jour. Les échantillons doivent être agités vigoureusement avant la mesure.

3.6. Le chlorure :

➤ Principe :

En milieu neutre, les chlorures sont dosés par une solution titrée de nitrate d'argent en présence de chromate de potassium. La fin de la réaction est indiquée par l'apparition d'une teinte rouge caractéristique du chromate d'argent.

➤ Mode opératoire :

- Introduire 25 ml d'eau à analyser dans un erlenmeyer à col large, ajouter 2 à 3 gouttes de solution de chromate de potassium à 10%
- Verser au moyen d'une burette la solution de nitrate d'argent jusqu'à l'apparition d'une teinte rougeâtre qui doit persister 1 à 3 minutes.

➤ Expression des résultats :

Soit V, le volume de millimètres de nitrate d'argent utilisés :

$$\text{La teneur en Cl}^{-} \text{ (mg/l)} = V \text{ (ml)} \times 142$$

3.7. Les matières organiques :

L'opération consiste à mesurer en milieu acide et en milieu alcalin, la quantité d'oxygène utilisée pour la réduction du permanganate de potassium par les matières organiques d'origine animales ou végétales contenues dans l'eau.

➤ Mode opératoire :

- Introduire dans un erlenmeyer 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 ménager dans une plaque chauffante pendant 10 minutes à partir du moment où il y a formation de bulles au fond du ballon viennent crever à la surface du liquide ;

- Ajouter ensuite 10 ml d'acide oxalique N/80 à titrer à l'aide d'une burette graduée contenant la solution de permanganate de potassium jusqu'à l'apparition d'une faible coloration rose ;
- Faire un essai en opérant dans les mêmes conditions.

➤ **Expression des résultats :**

$$\text{MO (O}_2\text{/l)} = V (\text{échantillon}) - V (\text{blanc})$$

3.8. Résidu sec :

➤ **Principe :**

Le résidu sec correspond au poids de la totalité des matières dissoutes par litre d'eau. Une certaine quantité d'eau bien mélangée et évaporée dans une capsule tarée, le résidu sec est en suite pesé.

➤ **Mode opératoire :**

- Tarer une capsule préalablement lavée, rincer avec de l'eau distillée et dessécher
- Prélever 200 ml d'eau à analyser
- Porter à l'étuve à 105°C pendant 2 heures.
- Laisser refroidir pendant 15 minutes dans un dessiccateur
- Peser immédiatement et rapidement

➤ **Expression des résultats:**

$$\text{R.S (mg/l)} = (P_b - P_a) \times 5 \times 1000$$

P_b : poids plein de la capsule.

P_a : poids vide de la capsule.

3.9. Le Magnésium :

➤ **Mode opératoire:**

- Introduire 50 ml d'eau à analyser dans un erlenmeyer au col large, ajouter 2 ml de NH_4OH à pH 10 et une pincée de noir euriochrome T
- Titrer par l'EDTA N/50 jusqu'au virage de couleur bleu (V2)

➤ **Expression des résultats:**

$$[\text{Mg}^{2+}] \text{ mg/l} = (V_2 - V_1) \times F \times 4,8$$

V_2 : volume titré de calcium et de magnésium

V_1 : volume titré de calcium

Facteur:

- 50 ml de solution mère de CaCl_2
- 2 ml de NaOH (2N)
- Une pincée de murexide
- Titrer par l'EDTA N/50 jusqu'au virage de couleur violet

$$F = 12,5/V \text{ (EDTA)}$$

3.10. La dureté totale:**➤ Principe:**

Les alcalino-terreux présents dans l'eau sont anionés à former un complexe du type chélation par le sel disodique de l'acide ethylene-diaminetétracétique à pH 10, la disparition des dernières traces d'éléments libres à doser est décelée par le virage d'un indicateur spécifique.

En milieu convenablement tamponné pour empêcher la précipitation du magnésium, la méthode permet de doser la somme des ions calcium et magnésium.

➤ Mode opératoire:

- Prélever 100 ml d'eau à analyser, ajouter 2 ml de solution tampon (pH = 9,5-10) et quelques grains d'indicateur coloré.
- Verser la solution d'EDTA jusqu'au virage rouge au bleu.

➤ Expression des résultats:

Soit V le volume de la solution d'EDTA versée.

$$\text{TH (}^\circ\text{F)} = V \text{ (ml)} \times 10$$

3.11. Le calcium:**➤ Principe:**

Le principe est identique à celui de la méthode complexo-métrique décrite pour la dureté totale, comme le dosage se fait à un pH élevé, le magnésium est précipité sous forme d'hydroxyde et n'intervient pas.

Par ailleurs, l'indicateur choisi ne se combine qu'avec le calcium.

➤ Mode opératoire:

- Introduire 50 ml d'eau à analyser dans un Erlenmeyer au col large.
- Ajouter 2 ml de solution d'hydroxyde et quelques graines d'indicateur coloré.
- Verser la solution d'EDTA jusqu'au virage du rose au violet.

➤ Expression du résultat:

Soit V le volume de solution d'EDTA verser

$$[\text{Ca}^{2+}] \text{ mg/l} = V (\text{EDTA}) \times F \times 8$$

3.12. Le nitrate :

➤ Principe:

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosalicylate de sodium coloré en jaune susceptible d'un dosage spectrophotométrique.

➤ Mode opératoire:

- Filtrer l'échantillon d'eau à analyser à l'aide des papiers filtres, puis prélever 10 ml de filtrat dans un bêcher gradué, on ajoute 1 ml de solution de salicylate de sodium+ quelques gouttes de Solution d'hydroxyde de sodium NaOH 0,1 N.
- Mettre le bêcher dans l'étuve à 75-80°C jusqu'à séchage complet.
- Après on ajoute 2 ml de l'acide sulfurique H₂SO₄. On attend 10 minutes et on ajoute 15 ml d'eau distillée et 15 ml de la solution tartrate.
- On mesure en suite l'absorbance à spectrophotomètre à longueur d'onde 420 nm.

➤ Expression des résultats:

$$\text{teneur mg/l} = \frac{\text{Absorbance} \times L}{\mu}$$

μ : constant = 0,26

L : diamètre de cuve = 0,4 cm³

3.13. Les nitrites :

➤ Principe:

La diazotation de l' amino-4-benzenesulfonamide par le nitrate en milieu acide et sa copulation avec le dichlorure de N-(naphtyl-1) diamino-1,2 éthane donne un complexe coloré pourpre susceptible d'un dosage spectrophotométrique.

➤ Mode opératoire:

- Après filtration de l'échantillon de l'eau à analyser, prélever 25 ml de filtrat et ajouter 1 ml de solution Zambelli, agiter et laisser au repos pendant 10 minutes
- Ensuite on ajoute la solution d'ammoniac NH₄OH pour effectuer la lecture au spectrophotomètre à longueur d'onde 435 nm.

➤ **Expression des résultats:**

$$\text{teneur mg/l} = \frac{\text{Absorbance} \times L}{\mu}$$

μ : constant = 0,5

L : diamètre de cuve = 0,4 cm³

3.14. L'ammonium :

En milieu alcalin, l'ammonium est déplacé puis entraîné par la vapeur d'eau. Le dosage est en suite effectuer sur le distillât soit par titrimétrie soit par spectrophotométrie.

➤ **Mode opératoire:**

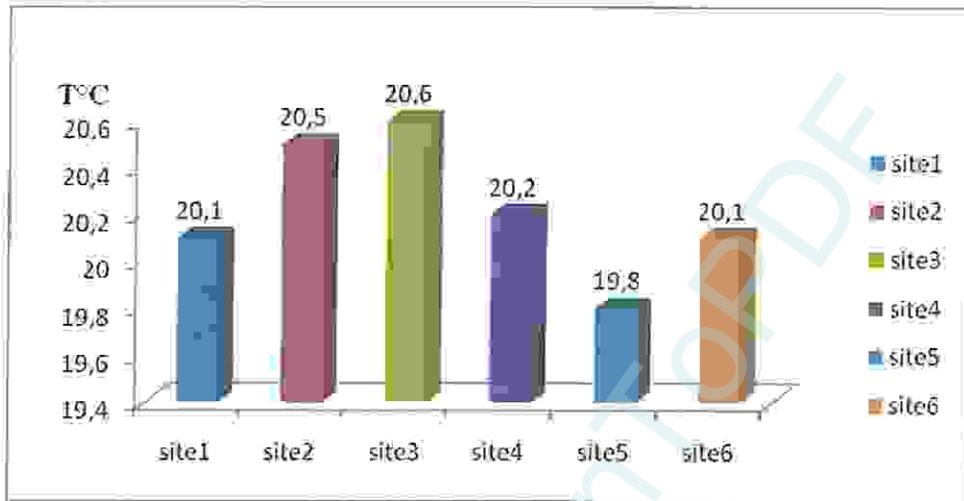
- Dans le ballon de l'appareil à distillé, introduire 200 ml de l'échantillon et un peu d'antimousse (silicone) et peu de pierres.
- Puis ajouter 10 ml NaOH 40%, après chauffage, le distillât est déversé dans une fiole contenant 25 ml d'acide sulfurique H₂SO₄ 0,1 N. Attendez 30 minutes jusqu'à l'obtention de 200 ml
- Prélever 25 ml et ajouter 1 ml de réactif de nessler pour effectuer la lecture au spectrophotomètre à longueur d'onde 420 nm.

➤ **Expression des résultats:**

$$\text{Teneur (mg/l)} = \frac{\text{Absorbance} \times 20}{\mu \times L}$$

μ : constant = 2,6

L : diamètre de cuve = 0,4 cm³



Chapitre V

Résultat et discussion

1. Identification fongique :

L'identification des très nombreuses espèces fongiques susceptibles de coloniser les aliments et d'en altérer les qualités, voire de produire des mycotoxines est une étape indispensable à l'évaluation du risque mycotoxique.

Elle se base sur l'aspect microscopique et macroscopique on utilisant l'aspect des colonies et leur forme ainsi que leur caractère culturaux pour réaliser un arrangement des cellules on commençant par :

1.1. L'aspect macroscopique :

1.1.1. Dans le milieu de culture « Czapek concentré » à 28°C

Tab.5. L'aspect macroscopique des colonies dans le milieu de culture « Czapek concentré »

Les sites	Caractères culturaux après	incubation (1-7 jours)
Site 1	Absence de culture	2colonies de couleur blanchâtres de 1cm de diamètre
Site 2	Absence de culture	2colonies de couleur gris-noirâtres 4cm de diamètre
Site 3	Une colonie blanchâtre de 1 cm de diamètre	Une colonie grisâtre avec extrémité blanc de 4cm de diamètre avec extrémité blanc
Site 4	des colonies de couleur grise avec diamètre de 1,5cm	3colonies verdâtre de 4cm de diamètre avec extrémité blanc et 2colonies brunes de 1cm de diamètre
Site 5	2colonie de couleur grise avec diamètre de 1cm	5 colonies : une colonie de couleur verdâtre de 4cm de diamètre, et 4colonies grises de 2cm de diamètre
Site 6	Absence de culture	2 colonies de couleur blanchâtres de 2,8cm de diamètre

1.1.2. Dans le milieu de culture «Czapek simple»

Tab.6.L'aspect macroscopique des colonies dans le milieu de culture «Czapek simple» à 37°C

Les sites	Caractères culturaux après incubation (1-7 jours)	
Site 1	Absence de culture	Une colonie de couleur blanchâtre Avec un diamètre 4cm
Site 2	Absence de culture	2 colonies jaunâtres de diamètre 1,5cm
Site 3	Absence de culture	Une colonie de couleur blanchâtre de 2,5cm de diamètre
Site 4	Absence de culture	2 colonies de couleur jaune-orangé de 1cm de diamètre
Site 5	Absence de culture	Une colonie de couleur jaune de 1cm de diamètre
Site 6	Une colonie de couleur blanchâtre de 1.5 cm	Une colonie de couleur verdâtre de 2,5cm de diamètre à contour blanc

1.1.3. Dans le milieu de culture « T.G.E.A »

Tab.7.L'aspect macroscopique des colonies dans le milieu de culture « T.G.E.A »

Les sites	Caractères cultureux après incubation (1-7 jours)	
Site 1	Absence de culture	Absence de culture
Site 2	Absence de culture	Absence de culture
Site 3	Absence de culture	Absence de culture
Site 4	Absence de culture	Absence de culture
Site 5	Absence de culture	Absence de culture
Site 6	Absence de culture	2 colonies de couleur jaune au contour blanc de 1.5cm de diamètre

1.1.4. Dans le milieu de culture « Sabouraud »

Tab.8.L'aspect macroscopique des colonies dans le milieu de culture (sur Sabouraud) à 28°C

Les sites	Caractères cultureux après incubation (1-7 jours)	
Site 1	Absence de culture	des colonies de couleur marron de 1cm de diamètre
Site 2	Absence de culture	4 colonies de couleur jaune-orangé orangé de 1cm de diamètre
Site 3	Absence de culture	des colonies de couleur blanchâtres de 1.5cm de diamètre
Site 4	des colonies jaunâtres de 1,5 cm de diamètre	des colonies de couleur noirâtres de 2 cm de diamètre
Site 5	Une colonie blanchâtre de 1,5cm de diamètre	Une colonie de couleur ocre-jaune de 3cm de diamètre
Site 6	Des colonies de couleur jaunâtres de 0,5cm de diamètre	3colonie de couleur vert-jaune de 4 cm de diamètre 2colonies blanchâtre de 1cm de diamètre

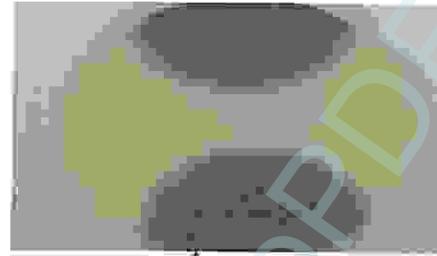
1.2. Identification fongique de l'espèce :

1.2.1. Examen macroscopique :

Aspect culturaux : Sur sabouraud à 28°C



(Verso)



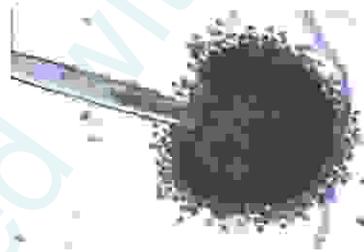
(Recto)

Les filaments se développent rapidement (2-3 jours) sur les milieux (sabouraud), avec la température optimale de croissance 28°C.

Les colonies d'*Aspergillus niger* sont granuleuses. Blanches au début puis jaunes et, à maturité, elles deviennent noires. Le revers des colonies est incolore ou jaune pâle.

1.2.2. Examen microscopique :

Aspect morphologie :



Aspergillus niger

Les têtes conidiennes, bisériées, radiées sont disposées en plusieurs colonnes brunâtres ou noires.

1.2.3. Examen macroscopique :

Aspect culturaux : Sur Czapek concentré à 28°C



(Verso)



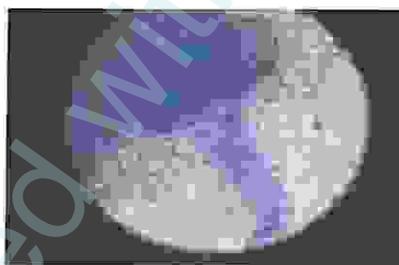
(Recto)

Les filaments se développent rapidement (2-3 jours) sur les milieux (Czapek) avec la température optimale de croissance 28°C. *Aspergillus fumigatus* forme des colonies d'abord blanches, puis bleu-vertes et enfin vert foncé à gris noirâtre. Le revers peut être incolore, jaune, vert ou brun-rouge suivant les souches.

Colonies blanches, puis bleu-vert, virant ensuite au vert-foncé à gris noirâtre incolore, jaune, vert ou brun-rouge suivant les souches.

1.2.4. Examen microscopique :

Aspect morphologie:

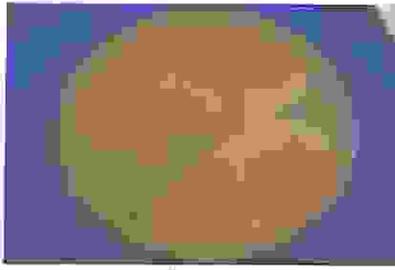


Aspergillus fumigatus

Conidiophore : court, 300 µm, lisse et incolore avec évasement progressif au sommet, les conidies sont globuleuses, vertes, échinulées, petites (2,5 à 3 µm de diamètre).

1.2.5. Examen macroscopique :

Aspect culturaux: Sur Sabouraud à 28°C



(Verso)



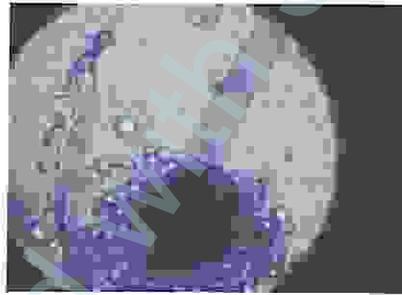
(Récto)

Des filaments longs avec des têtes de forme sphérique. Des filaments sont creux sans cloisons de paroi lisse et mince de couleur marron.

Colonies duveteuses poudreuses, d'abord blanches, puis jaunes, puis vert-jaune incolore, rosé ou brun-rouge foncé, croissance rapide (2-3 jours).

1.2.6. Examen microscopique :

Aspect morphologie :

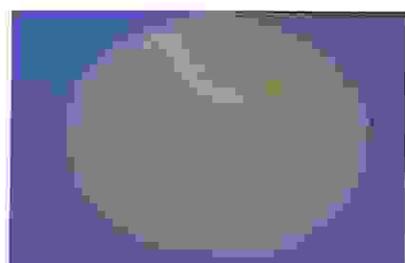


Aspergillus flavus

Tête aspergillaire se scindant en plusieurs colonnes sporaes mal individualisées.

1.2.7. Examen macroscopique :

Aspect culturaux: Sur Sabouraud à 28°C



(Verso) ↑



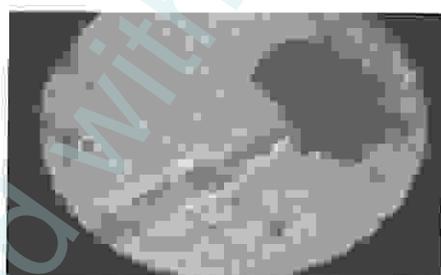
(Recto) ↑

Les filaments se développent rapidement (2-3 jours) sur les milieux (sabouraud) avec la température optimale de croissance 28°C.

Les colonies d'*Aspergillus ochraceus* poudreuses sont granuleuses. Blanches au début puis jaunâtre, ou ocre-jaunes à chamois. Le revers des colonies est incolore ou jaune pâle.

1.2.8. Examen microscopique :

Aspect morphologie :

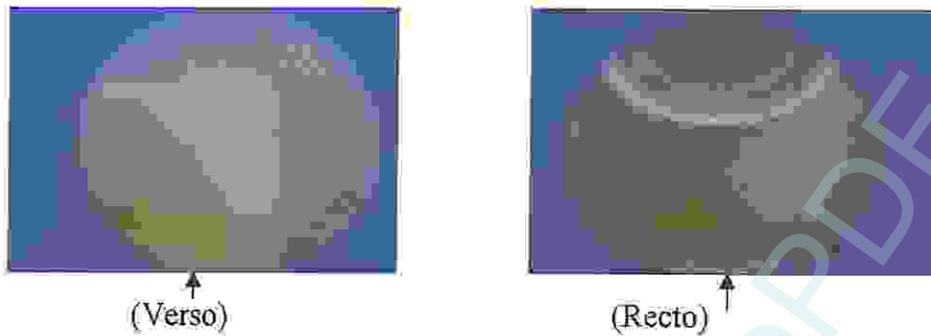


Aspergillus ochraceus

Les têtes *conidiennes* sont bisériées, d'abord globuleuses puis se séparant en 2 ou 3 colonnes divergentes, bien individualisées. Les colonies sont sub-globuleuses.

1.2.9. Examen macroscopique :

Aspect culturaux: Sur Czapek simple à 37°C



Colonies sur Czapek simple atteignent un diamètre d'environ 4-5 cm dans les 10 jours à 37°C. La plupart des colonies ont une croissance plus rapide sur czapek simple, plat, jamais sillonné, veloutée, parfois légère.

1.2.10. Examen microscopique :

Aspect morphologie :

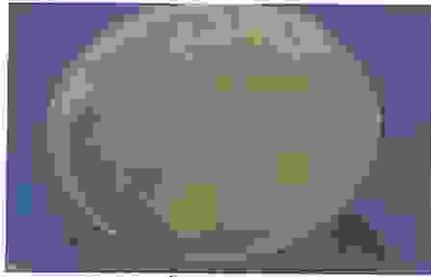


Penicillium chrysogenum

Les conidies ellipsoïdales, se forment en longues chaînes irrégulières.

1.2.11. Examen macroscopique :

Aspect culturaux: Sur Czapek concentré à 28°C



(Verso)

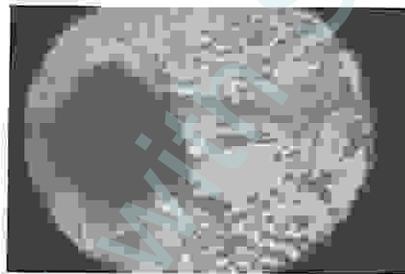


(Recto)

Colonies blanchâtre puis incolore ou jaune pâle, croissance lente (5-7 jours) avec un optimum de 25° à 30°C.

1.2.12. Examen microscopique :

Aspect morphologie :



Aspergillus candidus

Conidies globuleuses et lissés, avec une tête aspergillaire bisériée.

2. Mesure des paramètres physico-chimique :

Les résultats des analyses physico-chimiques de l'eau du lac Oubeira, nous ont montré des taux et des variables. (PH variant entre 6,74 et 6,84 et une conductivité variant entre de 350 $\mu\text{s}/\text{cm}$ et de 353 $\mu\text{s}/\text{cm}$) certains sont cependant largement supérieurs aux normes. (OMS). Turbidité (24,8 à 48 UTN).

2.1. Le potentiel d'hydrogène (pH) :

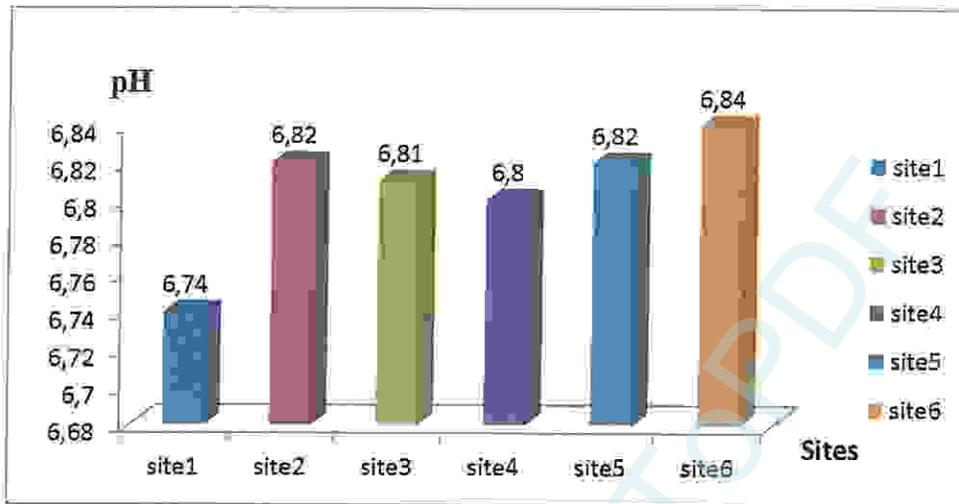


Fig.9. La variation du potentiel d'hydrogène (pH) en fonction des 6 sites du lac oubeira.

Le pH des eaux naturelles est lié à la nature des terrains traversés, il mesure l'acidité ou l'alcalinité d'une eau. Le pH est compris entre 6,74 et 6,84 avec une moyenne de $6,80 \pm 0,031$, il est au dessous de l'intervalle requis par l'OMS.

2.2. La conductivité électrique (CE) :



Fig.10. La variation de la conductivité en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La mesure de la conductivité permet d'apprécier la quantité de sels dissouts dans l'eau. Elle est variée avec une moyenne de $351,33 \pm 1,24$. Alors qu'elle croit exponentiellement avec un maximum de $353 \mu\text{s/cm}$ dans les sites 2 et 3 ce qui traduit une minéralisation importante. [29].

2.3. La turbidité :

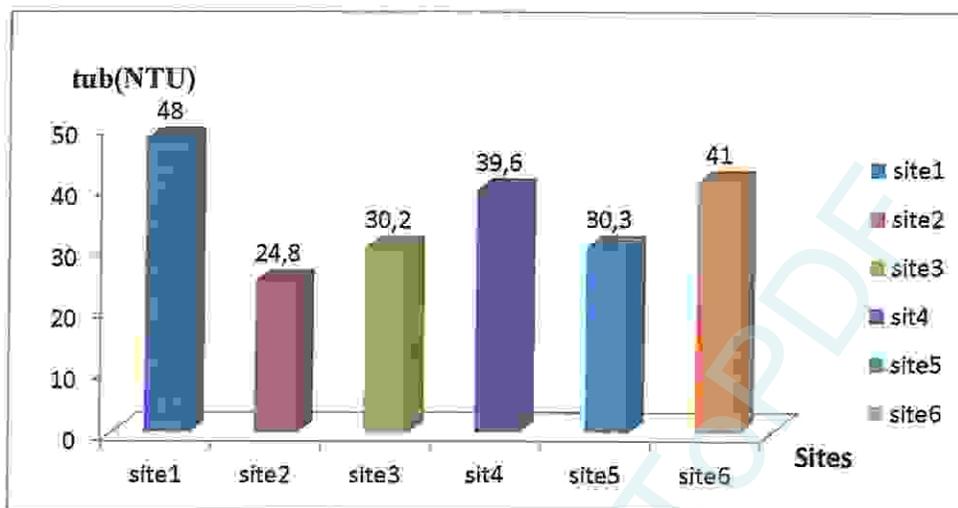


Fig.11. La variation de la turbidité (NTU) en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La turbidité traduit la présence de fines particules en suspension dans l'eau. Elles fluctuent entre (24,8 UTN à 48 UTN) avec une moyenne générale de $35,65 \pm 7,88$. Ce qui signifie que l'eau est trouble. Parce qu'il y a d'importantes précipitations durant le mois. La valeur la plus élevée enregistrée au niveau du site 1 (41 NTU). [29].

2.4. La salinité (SAL) :

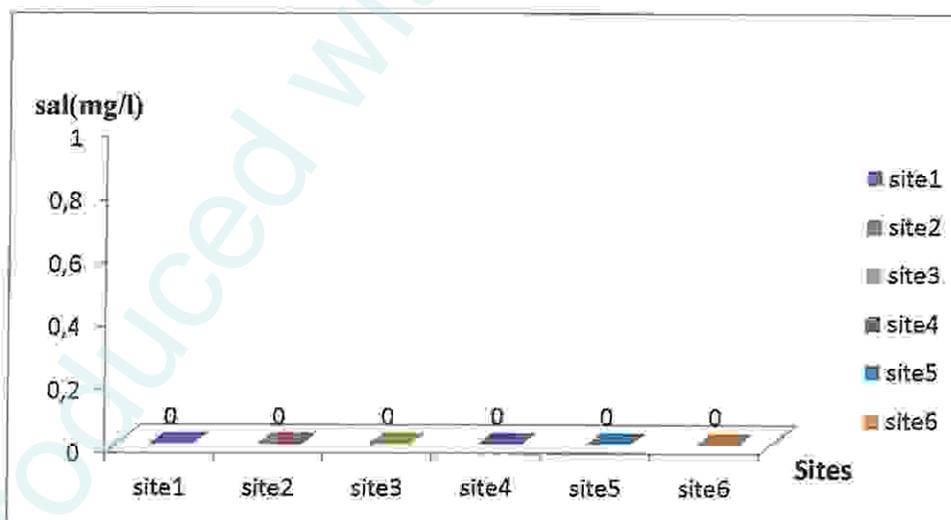


Fig.12. La variation de la salinité (SAL) en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La salinité est nulle pour tous les sites car l'eau du lac oubeira sont des eaux douces d'après les normes. [1].

2.5. La température (T°) :

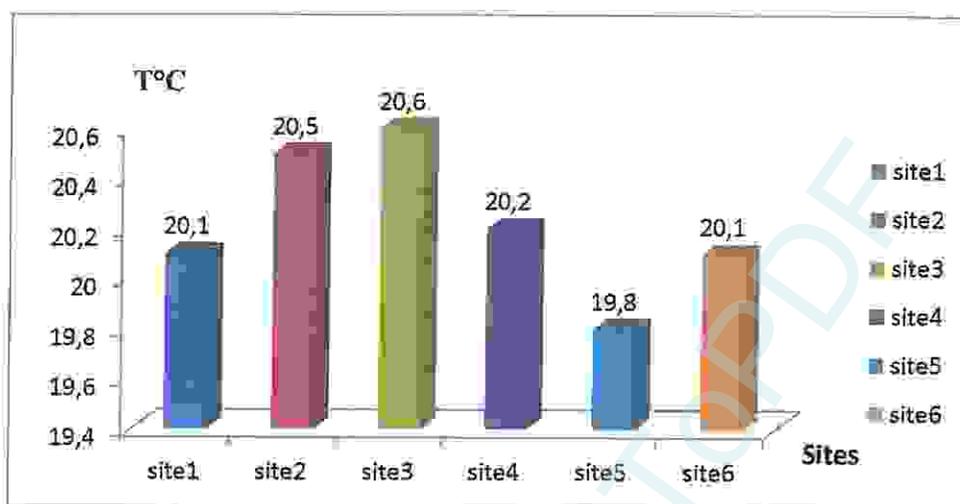


Fig.13. La variation de la température en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La température de l'eau, est un facteur écologique qui entraîne d'importantes répercussions écologiques .La température globalement comprise entre 19,8°C et 20,6 °C avec une moyenne de 20,21±0,26. On observe une augmentation de la température a partir du site 3 avec une valeur 20,6°C après une diminution jusqu'au site 5 avec une valeur de 19, 8°C.

Ces valeurs se rapprochent de la température minimale de l'air ambiant elles sont considérées comme des températures normales pour la saison. [29]

2.7. Matière organique(MO) :

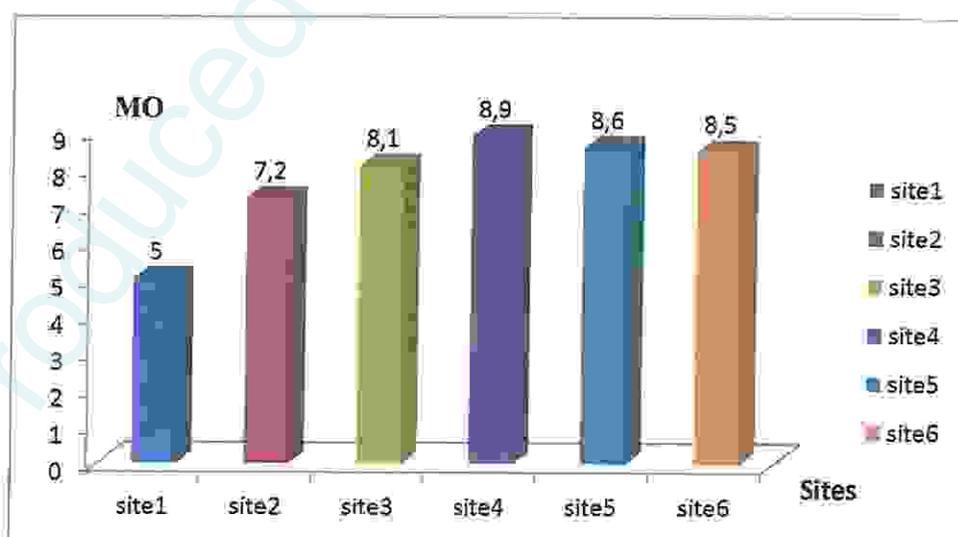


Fig.14.La variation de la Matière organique (MO) en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La variation de la matière organique (MO) comprise entre 5 mg/l et 8.9 mg/l avec une moyenne de $7,71 \pm 1,321$. Ces valeurs dépassent la norme qui est de 5 mg/l (OMS), ce qui traduit une pollution organique. [19].

Les teneurs en matières organiques présentent des variations importantes d'un site à l'autre et suivant les saisons.

Ils sont liés à des produits de décomposition d'origine animale ou végétale élaboré sous l'influence des microorganismes.

2.6. Les Résidus sec(S/R) :

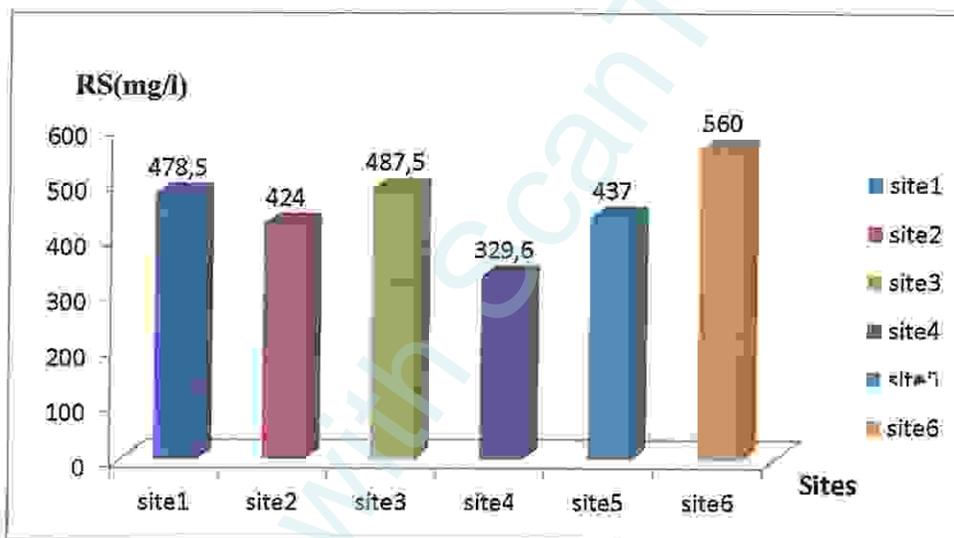


Fig.15 .La variation de Résidus sec (S/R) en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La détermination des résidus secs permet d'évaluer la teneur en matières dissoutes, en suspension non volatile. La présence des matières dissoutes en suspension non volatile indique une pollution organique.

La variation de Résidus sec comprise entre 478,5mg/l et 560 mg/l avec une moyenne de $452,81 \pm 70,16$.ces valeurs sont influence par la température et la dureté de l'eau. [19].

2.7. Calcium :

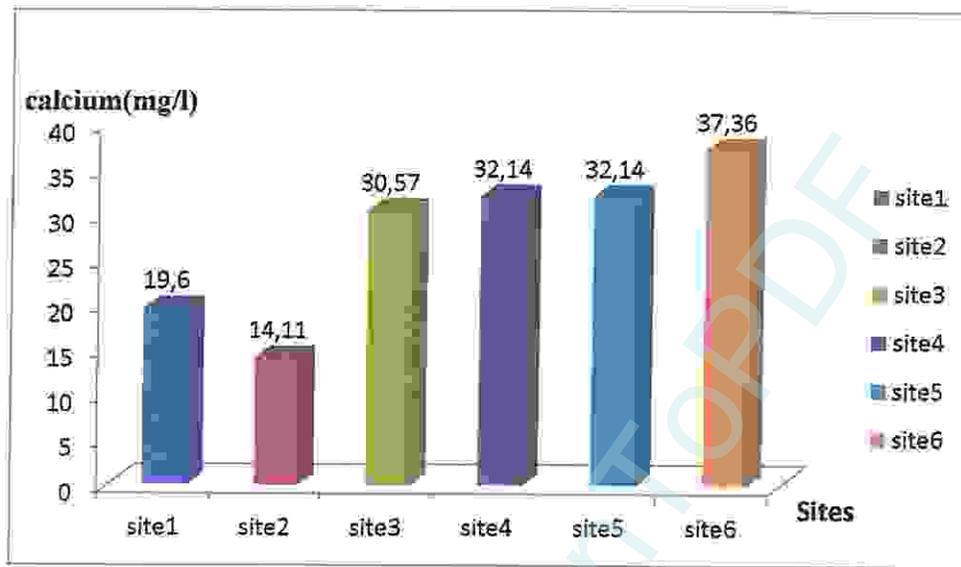


Fig.16.La variation du calcium en fonction des 6 sites du lac oubeira.

Le calcium est un métal alcalinoterreux présent dans les eaux du lac oubeira extrêmement répandu dans la nature dans les roches calcaires sous forme de carbonate; sa teneur dans les eaux superficielles varie essentiellement suivant la nature des terrains traversés. [19].

La moyenne des sites égale $27,65 \pm 8,07$ qui montre de valeurs identiques Ceci peut être liée directement à la nature géologique des terrains traversés par l'eau. (OMS).

2.8. Le magnésium :

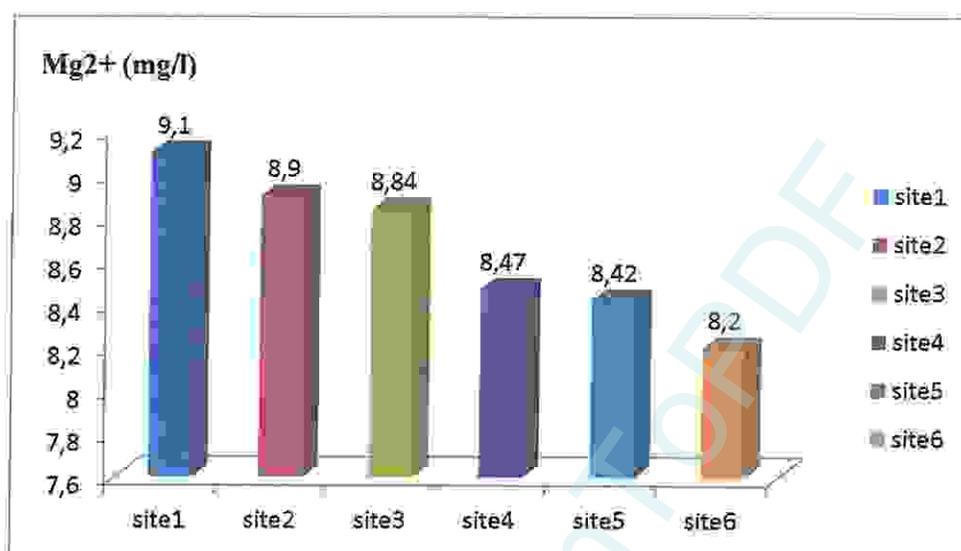


Fig.17. La variation de magnésium en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La variation de magnésium comprise entre 8,2 mg/l et 9,1 mg/l avec une moyenne de $8,65 \pm 0,313$. Les valeurs se diminuent avec une augmentation dans le taux de magnésium à partir d'une valeur de 9,1 mg/l pour le site1. Car ces valeurs dépendent de la décomposition des roches sédimentaire rencontrée. [29].

2.9. Le chlorure :

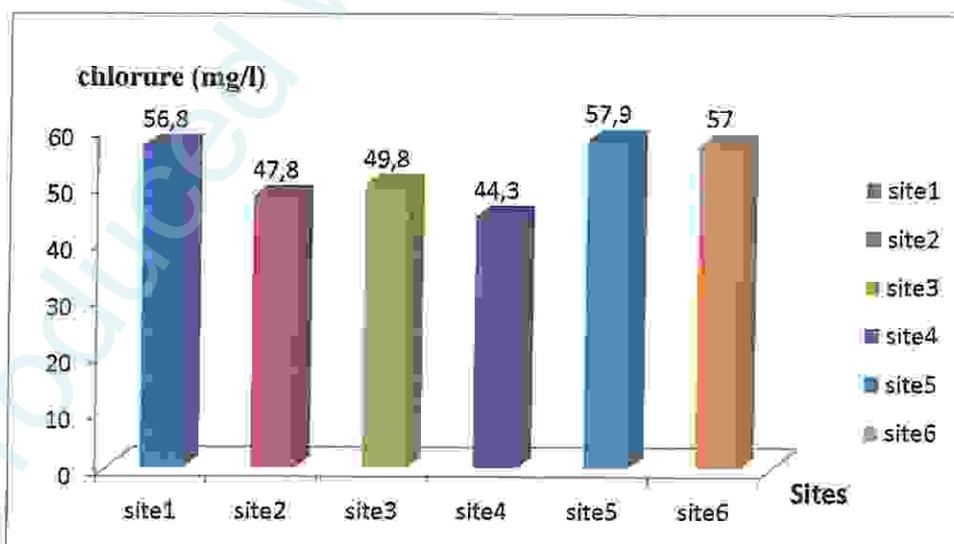


Fig.18. La variation de chlorure en fonction des 6 sites du lac oubeira.

Les eaux courantes exemptes de pollution ont une teneur inférieure à 25 mg/l. Elles sont susceptibles une perturbation dans le taux de chlorure provoquées soit dans les zones

urbaines et industrielles par des pollutions liées à des eaux usées par lessivage superficiel en cas de fortes pluies, la moyenne de $52,26 \pm 5,23$. D'après ces résultats, les eaux du lac Oubeira sont polluées.

2.10. Les Nitrates :

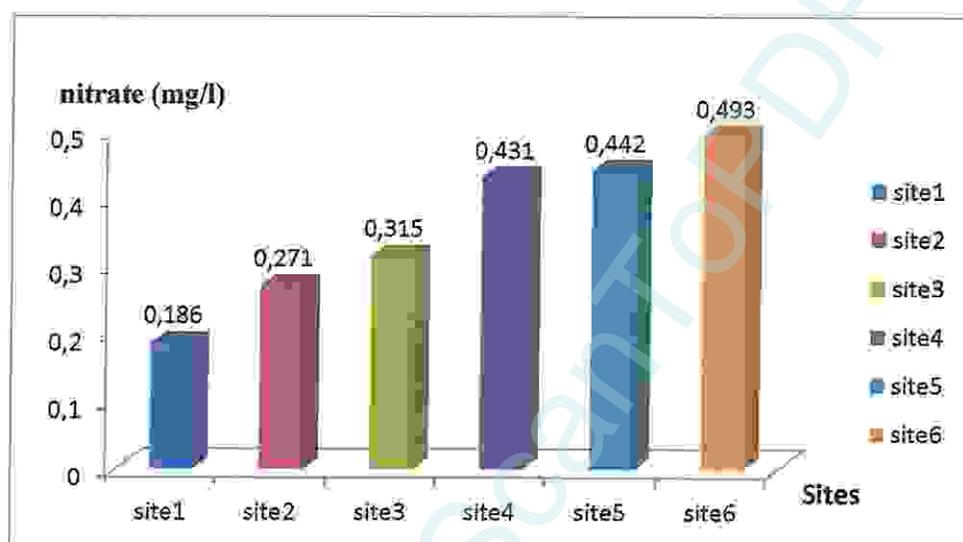


Fig.19. La variation de Nitrates en fonction des 6 sites du lac oubeira.

Les teneurs en nitrates oscillent entre 0,186 mg/l et 0,493 mg/l avec une moyenne de $0,356 \pm 0,10$ avec. Les teneurs enregistrées au niveau de tous les sites sont très inférieures à 50 mg/L considérée comme étant la valeur limite pour l'eau selon les normes de l'OMS.

Augmentation dans le taux des Nitrates à partir du site1, due probablement à l'utilisation des engrais dans l'agriculture. [29].

2.11. Les Nitrites :

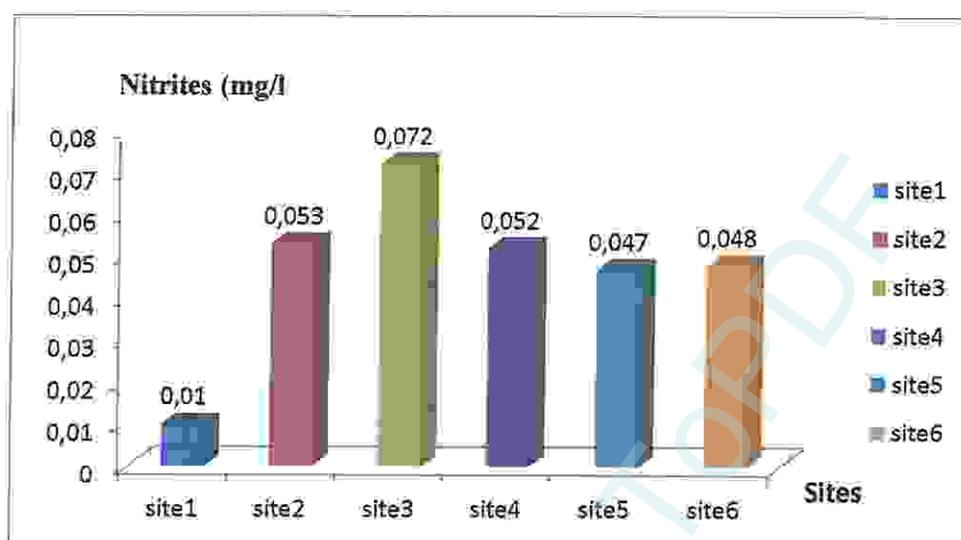


Fig.20. La variation de Nitrites en fonction des 6 sites du lac oubeira.

La variation de Nitrite comprise entre 0,01 mg/l et 0,072 mg/l avec une moyenne de $0,047 \pm 0,0185$; La valeur la plus élevée est enregistré pour le site 6. Ce qui nous explique oxydation complet de l'ammonium en comparant au autre site. [29].

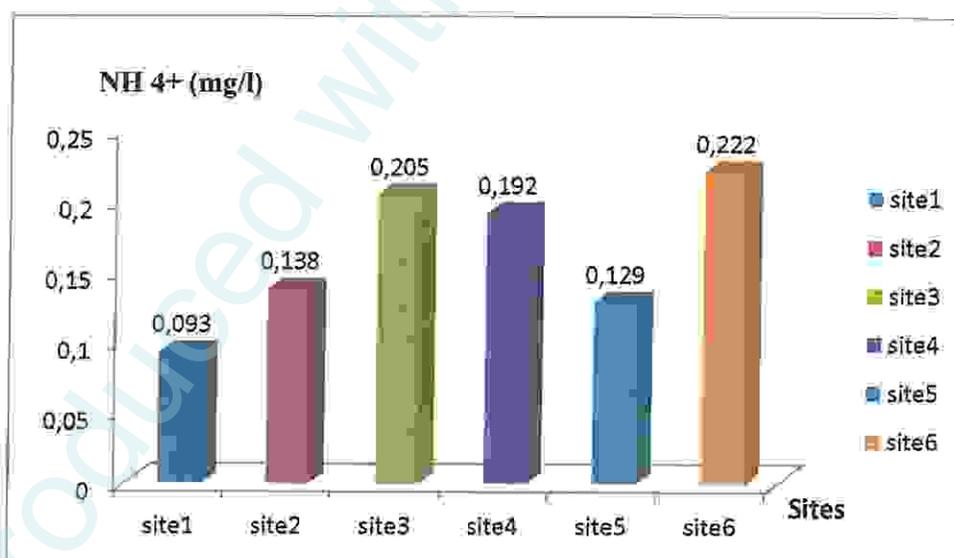
2.12. L'azote ammoniacal (NH_4^+) :

Fig.21. La variation de L'azote ammoniacal (NH_4^+) en fonction des 6 sites du lac oubeira.

L'ammonium étant toxique pour l'organisme humain, la présence en quantité importante dégrade la qualité de l'eau. La variation de L'azote ammoniacal comprise entre

0,093 mg/l et 0,222 mg/l avec une moyenne $118,33 \pm 45,12$. Les valeurs sont identiques montrent une légère variation de L'azote ammoniacal (NH_4^+) en fonction des six sites. Leur présence indique une pollution par des matières organiques azotées (déjections humaines ou animales, eaux usées, végétaux...), (OMS).

Produced with ScanTOPDF

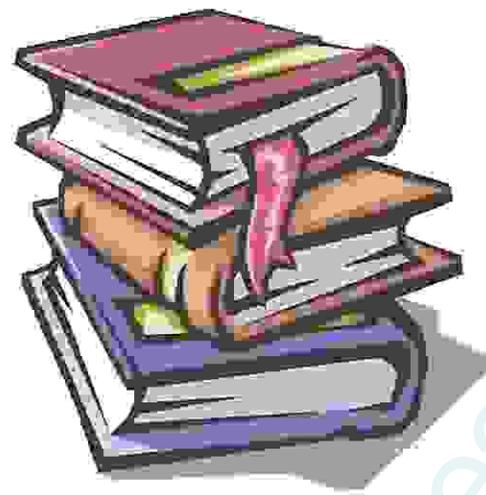
conclusion

Produced with ScantOPDF

Le Lac Oubeira fait partie du parc national d'El kala, il a été enregistré comme une zone humide d'importance internationale de la convention de RAMSAR, présente une richesse écologique à partir de leur faune remarquable abrite plusieurs espèces aviaires flore remarquables la châtaigne d'eau Trapa natans.

Les analyses physico-chimiques ont montré que le lac Oubeira est minéralisée et légèrement acide et aussi en présence de plusieurs types d'éléments minéraux (Nitrate, Nitrite et ammonium), ce qui indique une pollution organique s'exprime par la dégradation de la matière organique d'origine (urbaine et industrielle) qui favorise le déversement et la croissance rapide des champignons filamenteux.

Produced with Scan PDF



Références bibliographiques

Produced with
Scantopdf

Livres et publication:

- [1] **AFNOR, (1997)**, Qualité de l'eau. Recueil des Normes Françaises Environnement. Tomes 1, 2, 3 et 4. 1372p.
- [2] **Anonyme, 2002**, Des Abbes.D.1978 Précis de botanique, les végétaux inférieurs Ed. Mousson.722p.
- [3] **Anonyme., 2003.-** fiche descriptive sur les zones humides Ramsar. 7p.
- [4] **Amirouh N., Bouguedoura N., Hadj-Arab H., 2008**, Botanique «Algues, Champignons, Lichens». HOUMA éditions.45-59p
- [5] **Beaux J-F., (1998)**,L'environnement. Repère pratique. NATHAN.155P.
- [6] **Botton, B. et al. 1990**. Moisissures utiles et nuisibles: importance industrielle, 2ème ed. Masson Ed, Paris. 95-189p.
- [7] **Bouchet .J.1999**.les champignons, mycologies fondamentale et applique. Ed. Mousson.195p.
- [8] **Cahagnier B., Richard-Molard D., (1998)**, Analyse mycologique in Moisissures des aliments peu hydratés, Ed. Tec & Doc.140-158p.
- [9] **Chermette R., Bussieras J., (1993)**, Parasitologie vétérinaire. Mycologie, Edité par le Service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Maisons-Alfort
- [10] **Degremont, 1989**. Mémento technique de l'eau. Tom 1.19-30p.
- [11] **Didier Gaujous, 1995**. La pollution des milieux aquatiques «Aide mémoire». 2^{ème} édition. Technique & documentation.16-182p.
- [12] **Delarras C., (2003)**.Microbiologie de l'environnement avec législation. Travaux pratiques commentés.gaetan morin éditeur.223p.
- [13] **Dercourt J., (2006)**. Les eaux continentales. Edition EDP Sciences. 230p.
- [14] **Lightfoot N.F., (2002)**.Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau. Directive pour l'assurance qualité.387p.
- [15] **Peterson S.W., (2006)**, Multilocus sequence analysis of *Penicillium* and *Europicillium* species, Rev. Iberoam Micol., 23(3), 134-8p.
- [16] **Raper K., Fennell D.J., (1965)**, the genus *Aspergillus*[®], Williams and Wilkins editors, Baltimore

- [17] Rapper, K.B., and Fennell, D.I., 1965. The genus *Aspergillus*, Williams & Wilkins, Baltimore, Maryland.
- [18] Rejeseck F., (2002). Analyse des eaux. Tec et Doc. 358p.
- [19] Rodier J., (2005). L'analyse de l'eau. 8^{ème} édition. DUNOD. 1383p.
- [20] Rodier J., (1996). L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. Edition DUNOD, Paris. 23-1068p.
- [21] Zerluth J., Gienger M., (2004). L'eau et ses secrets. Edition désirés. 223p.
- [22] Amri S., (2008). Inventaire des cyanobactéries potentiellement toxique dans la tourbière du lac Noir « *PARC NATIONAL D'EL-KALA* » (ALGERIE). Mémoire de Magister. Université Badji Mokhttar d'Annaba. 122p.
- [23] Boukertouta S., Sellaoui C., Tahraoui C., (2009). Contribution à l'étude des paramètres physicochimiques et l'identification fongiques à partir des eaux du lac Oubeia. Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 Guelma. 36p.
- [24] Chaouch R., Moumed S., Mebarki F., (2009). Suivi de quelques paramètres physicochimiques et bactériologiques dans les eaux du barrage et de l'oued de Bouhamdane. Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 de Guelma. 56p.
- [25] Cheraiti Nardjess, 2007. Isolement des souches d'actinomycètes productrices de nouvelles molécules antifongiques (cas des eaux du lac Oubeira). Mémoire de Magister. Université Badji Mokhttar Annaba. 6-47p.
- [26] Djebbar S., Zahed N., (2008). Caractérisation de quelques paramètres physicochimiques et l'identification fongiques à partir des eaux du lac *Oubeia*. Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 Guelma. 62p.
- [27] Kachour L., (2005). Identification des moisissures isolées à partir des eaux du lac Oubeira et impact des eaux usées sur leur diversité. Thèse de magister en microbiologie de l'environnement. Université Badji Mokhttar Annaba. 52p.
- [28] Merzoug A., (2008). Comportement diurne du Canard chipeau *Anas strepera* et de la Foulque macroule *Fulica atra* hivernant à Garaet Hadj Taher (wilaya de Skikda). Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 85p.
- [29] Merzoug S., (2009). Étude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher (Benazzouz, wilaya de Skikda). Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 113 p.

- [30] Saliha et al., (2011). Evaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de la tourbière du lac Noir (*Nord-est algérien*). Mémoire de Master. Université 8 mai 1945, Guelma. 63p.
- [31] Sayad L., (2008). Qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de l'écosystème lacustre lac des oiseaux (Wilayya EL Traf). Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar-Annaba. 76p.
- [32] Badillet G., de Briève C., Guého E., (1987), Champignons contaminants de cultures, champignons opportunistes, Atlas clinique et biologique, vol II, Ed VARIA, Paris.
- [33] Boumezbeur A., (2003). Fiche descriptive sur les zones humides Ramsar. Lac Noir, Wilaya d'El Tarf.
- [34] Benslama M., Zanache H. et Djili K., (2007). Morphoanalytical characteristics of lac Noir Peat Bog (North East of Algeria). European Journal of Scientific Research. ISSN 1450-216X Vol.17 No.3, p.416-424.
- [35] Campbell C.K., Johnson E.M., Philpot C.M., Warnock D.W., (1996), Identification of pathogenic fungi, Public Health Laboratory Service.
- [36] Morin O., (1994), Aspergillus et aspergilloses: biologie, Ed. Techniques Encycl. Med. Chir. (Elsevier, Paris), Maladies infectieuses 8-600-A-10
- [37] Pitt, J.L. 1988. Laboratory guide to common *Penicillium* species. Academic Press, London.

Webographie :

- [38] Asal, (page consultée le 05 Avril 2013 à 15:43).Le cirque de Ain Ourka. [en ligne]. <http://www.asal.dz.org/files/atlas/Zones%20humides1.pdf>.
- [39] Nord Nature Environnement, (page consultée le 18 Avril 2013 à 21 :34). La tourbière. [en ligne]. <http://www.nordnature.org>
- [40] Boutroy K., Meimarakis G., Tariel G, (page consultée le 12 Mars 2013 à 00 :58). Le temps de décomposition de la matière organique végétale. <http://www.scribd.com/doc/48945759/Joan-Frigole-delimitacion-objeto-investigacion>

[41] **Bourganeuf Royère de Vassivière**, (page consultée le 18 Avril 2013 à 20 :31). Qu'est ce qu'une tourbière ?[en ligne]. <http://www.cc-bourganeuf-royeredevassiviere.fr/-Qu-est-ce-qu-une-tourbiere->

[42] **Espace des sciences**, (page consultée le 15 Mars 2013 à 14 :00). La tourbière [en ligne]. <http://www.espace-sciences.org/archives/science/17186.html>

[43] http://www.oieau.fr/ReFEA/fiches/AnalysesEau/physico_chimie_PresGen.html (page consultée le 03 Avril 2013 à 19 :56).

[44] http://cfwet.byethost24.com/lac_oubeira/lac_oubeira.html (page consulte le 12 Avril 2013 à 22 :23).

Produced with ScanTorrent

Annexe

Produced with ScantOPDF

L. 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 ₂	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

Gélose de TGEA	
Peptone de caseine	5g
Extrait de viande	3g
Extrait de levure	1g
Glucose	1g
Agar	18g
Le pH doit être 7, l'autoclavage à 120°C pendant 20 min.	

1. Matériels et réactifs

1.1. Matériels

- ✓ Dispositif de filtration (pompe à vide ou sous pression)
- ✓ Disques filtrants en fibre de verre (filtres de *Wattman*)
- ✓ Etuve réglable à 105-110°C et 175-185°C
- ✓ Dessiccateur
- ✓ Flacons en verre à bouchon rodé de 150 ou 250 ml
- ✓ Enceinte thermostatée (étuve) à 20°C, plus ou moins 1°C
- ✓ Matériel nécessaire pour le dosage de l'oxygène (oxymètre)
- ✓ Barboteur
- ✓ Appareil à reflux composé d'un ballon à fond plat de 250 ml à col rodé et d'un réfrigérant adaptable réservé exclusivement à la détermination de la DCO
- ✓ Spectrophotomètre
- ✓ Bêchers
- ✓ Papier filtre
- ✓ Pipetes graduées
- ✓ Fiole jaugée 200 ml
- ✓ Appareil à distiller par entraînement de la vapeur
- ✓ Verrerie
- ✓ Autoclave

1.2. Réactifs

- ✓ Solution de chromate de potassium à 10%
- ✓ Solution de nitrate d'argent N/10
- ✓ Solution d'acide sulfurique à 50%

- ✓ Solution de permanganate de potassium N/80 (1 ml de la solution N/80 correspond à 0,1g d'oxygène)
- ✓ Solution d'acide oxalique N/80 à préparer à partir d'une solution de N/10 récemment titrée
- ✓ Solution d'EDTA N/50
- ✓ Noir euriochrome T
- ✓ Indicateur coloré d'urochrome T
- ✓ Solution tampon : Ammoniacque à 34%
- ✓ Indicateur coloré : murexide
- ✓ Solution d'hydroxyde de sodium à 2N

Solution de phénolphtaléine dans l'alcool à 0,5%

- ✓ Eau permutée exempte d'anhydrique carbonique libre (par ébullition de 15 min)
- ✓ L'eau distillée
- ✓ Eau de dilution
- ✓ Eau d'ensemencement
- ✓ Solution de sulfate d'argent AgSO_4
- ✓ Solution de ferroïne
 - Solution de fer 0,7 g
 - Eau permutée q.s.p 100 ml
 - 1,10-phénanthroline 1,5 g
- ✓ Sel de mohr (sulfate de fer et d'ammonium)
- ✓ Sulfate mercurique cristallisé
- ✓ Solution de salicylate de sodium
- ✓ Solution tartrate
- ✓ Solution Zambelli
- ✓ Anti-mousse (silicone)
- ✓ Réactif nessler
- ✓ Acide ascorbique à 5%
- ✓ Chlorure de potassium
- ✓ Solution de molybdate d'ammonium
- ✓ Réactif de phosphate
- ✓ Solution de minéralisation
- ✓ Persulfate de potassium 3 g

Tab. 09. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température.
(Merzoug, 2009).

Température	Qualité	Classe
<20°C	Normale	1A
20°C-22°C	Bonne	1B
22°C-25°C	Moyenne	2
25°C-30°C	Médiocre	3
>30°C	Mauvaise	4

Tab. 10. Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique. (Merzoug, 2009):

Conductivité électrique ($\mu\text{s}/\text{cm}$)	Qualité des eaux	Classe
$\text{CE} < 400$	Bonne	1A
$400 < \text{CE} < 750$	Bonne	1B
$750 < \text{CE} < 1500$	Passable	2
$1500 < \text{CE} < 3000$	Médiocre	3

Tab.11. Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit).(Merzoug, 2009).

NTU < 5	Eau claire
5 < NTU < 30	Eau légèrement trouble
NTU > 50	Eau trouble

Tab.12. Qualité des eaux en fonction de la quantité de Magnésium. (Merzoug, 2009).

Magnésium mg/l	Qualité
<30	Bonne
50	Acceptable
400	Médiocre
>400	Excessivement polluée

Tab.13. Grille de qualité des eaux en nitrates. (Merzoug, 2009).

Teneurs en nitrate (NO ₃ ⁻) mg/l	Qualité des eaux
<10	Bonne
10<NO ₃ ⁻ <20	Moyenne avec signe de pollution
20<NO ₃ ⁻ <40	Polluée avec une pollution nette
>40	La pollution est importante

Tab.14. Grille de la qualité des eaux en nitrite. (Merzoug, 2009).

Teneurs en nitrites NO ₂ mg /l	Qualité des eaux	Classe
<0.1	Excellente	1A
0.1<NO ₂ < 0.3	Bonne	1B
0.3 <NO ₂ < 1	Passable	2
1<NO ₂ < 2	Médiocre	3
> 2	Excessive	4