

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département d'Agronomie



Mémoire de fin d'études

En vue d'obtention du Diplôme de Master en Agronomie
Spécialité : Traitement et Valorisation des Ressources Hydriques

Thème

*Etude de la qualité physicochimique,
bactériologique et évaluation de la flore
planctonique des eaux du barrage de Taksebt.*

Présenté par : M^{elle} BOUROUBI Sihem & M^{elle} BOUZEGANE Nora

Devant le jury

Président	: M ^r MAKHLOUF M.	MCA	U.M.M.T.O
Promotrice	: M ^{elle} ABDELLAOUI K	MAA	U.M.M.T.O
Co Promotrice	: Mme CHIKHI A	Responsable de Laboratoire	SEAAL
Examineurs	: M ^{me} DAHOUMANE-LARBAOUI A	MAA	U.M.M.T.O
	M ^r MERIDJA S	MCB	U.M.M.T.O

Année universitaire : 2015/2016

❧ REMERCIEMENTS ❧

Le grand merci pour Allah, Grand et Miséricordieux pour le courage, la patience et la force qui m'a donné pour mener à bien ce travail.

*Tout d'abord nous tenons à remercier vivement notre promotrice **M^{elle} ABDELLAOUI K**, Maitre Assistante Classe A à la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques à l'U.M.M.T.O et notre Co-promotrice **M^{me} CHIKHI A.** responsable du laboratoire SEAAL de Taksebt, pour la confiance qu'elles nous ont accordée et nous avoir constamment et aimablement orientés. Cela a été un privilège pour nous, de travailler sous leurs direction.*

Nous remercions les membres du jury qui nous feront l'honneur de juger ce modeste travail.

*- **M^R MAKHLOUF M.** Maitre de conférence A, à la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques à l'U.M.M.T.O en présidant le jury.*

*- **M^{me} DAHOUMANE LARBAOUI A.** Maitre Assistante Classe A à la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques à l'U.M.M.T.O.*

*- **M^R MERIDJA S.** Maitre de conférence B, à la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques à l'U.M.M.T.O*

Votre venue en tant qu'examineurs m'honore, je vous suis très reconnaissante et je vous adresse mes vifs remerciements.

Nos vifs remerciements vont pour, les membres du laboratoire de nous avoir aider à effectuer les analyses.

*Qui nous soit permis d'exprimer notre gratitude à **M^r HADDADI N.**, Cadre ingénieur au laboratoire de la station de traitement des eaux du barrage de TAKSEBT qui nous a fait part de ses connaissances, son expérience et son soutien afin de mener à bien ce travail.*

*Nous tenons à exprimer nos profonds remerciements à **M^r GADDA K.**, Cadre H.S.E pour l'effort et le temps qu'il nous a accordé pour pouvoir effectuer les prélèvements au niveau du barrage TAKSEBT en toute sécurité.*

Un grand merci à nos familles qui nous ont soutenus tout au long de nos études

∞ DÉDICACES ∞

À mes très chers parents

Aucune dédicace aussi parfaite et douce soit-elle, ne saurait exprimer mon affection, ma reconnaissance, ma gratitude, mon respect les plus profonds et tout l'amour que je vous porte.

Ce travail représente le fruit de votre soutien, vos sacrifices et vos encouragements.

À mes frères et à ma sœur

Je vous dis merci pour votre soutien et votre amour fraternel.

À tous mes amis (es)

À tous ceux qui me sont chers

Sihem

∞ DÉDICACES ∞

Je dédie ce modeste travail à mes chers parents qui ont fait de moi ce que je suis aujourd'hui

A mes très chers frères, je leur dis merci pour votre soutien

A ma très chère sœur Cherifa

A mes tentes (Sadia, Ouiza, Razika, Lynda et Kakina)

A mes cousins et cousine

A ma meilleur amie Djamila

A ma binome Sihem et toute la Promo TVRH 2016.

Nora

Ag : Argent

Al: Aluminium

ARN: Acide ribonucléique

As: Arsenic

ASR: Spore de bactérie aérobie sulfito-réductrice

B: Bore

Ba: Baryum

Be: Béryllium

B. E.A: Bile Esculine Agar

B.H.I.B: brain heart infusion broth (bouillon Coeur cervelle)

°C: degree Celsius

CAG: Charbon actif en grains

CAP : Charbon actif en poudre

Cd: Cadmium

CF: Coliforme Fécaux

Cl : chlorur

Cl₂: Chlore gazeux

CLO₂: Dioxyde de chlore

CN: Cyanure

CO₂ : Gaz carbonique

CO₃⁻ : Carbonates

Cr: Chrome

CT : Coliformes Totaux

Cu₂₊ : cuivre

DO : Densité optique

d : densité

DBO5: Demande biochimique en oxygène à 5 jours

DCO: Demande chimique en oxygène

DPD : N.N _ Diethylphenylène 1,4 Diamine

E. Coli: Escherichia coli

ES : Eau de surface

ET : Eau traitée

F⁻: fluorure

Fe: fer

H⁺: Ion hydrogène

HCO₃⁻ : Hydrogénocarbonates

Hg: Mercure

HOCL : Acide hypochloreux

H₂S: Sulfure d'hydrogène

H₂SO₄ : Acide sulfurique

H : heure

IP : Indice permanganate

IPO : Indice de pollution organique

IQm : Indice de qualité microbiologique

K⁺: Ions Potassium

KCl : chlorure de potassium

Km: kilomètre

Km² : kilomètre carrée

km³ : kilomètre cube

KMnO₄ : Permanganate de potassium

SO₄⁻: Sulfate

MES : Matières en suspension

Mn : Manganèse

Mb : Molybdène

MC : Micocystines

M : masse

MgCO₃ : magnésium carbonate

Mn : Manganèse

Min : Minimum

N1 : Niveau de prélèvement 1

N2 : Niveau prélèvement 2

N3 : Niveau prélèvement 3

Na⁺ : Ions sodium

NaCl: Chlorure de sodium

NaClO: Hypochlorite de sodium

NH₄⁺: Ammonium

Ni : Nickel

NO₃⁻ : Nitrates

NO₂⁻ : Nitrites

NTU : Unité Néphrélométrique de Turbidité

NH₄ : Azote Ammoniacal

N : Normalité

O₂ : Oxygène

O₃: Ozone

OH⁻ : Ions hydroxyles

O.M.S : Organisation Mondiale de Santé

ORL: oto-rhino-laryngologie

Pb: plomb

P.C.A: Plate Count Agar

pH: Potentiel d'Hydrogène

PO₄³⁻ : Phosphate

PtCo : Platine-Cobalt1

RS : résidu sec

Se : Sélénium

Sn : Etain inorganique

SO₄⁻ : Ions Sulfates

T° : Température

TA : titre alcalimétrique

TAC : titre alcalimétrique complet

TH : Titre Hydrométrique (dureté)

U: Uranium

UFC : Unité formant colonies

UV: Ultra violet

µg chla/L: micro chlorophylle par litre

µm: micromètre

Zn : Zinc

□ : longueur d'onde unique

Liste des figures

Figure 1. Cycle de vie annuel du phytoplancton.	18
Figure 2. Cycle et effets de l'eutrophisation.	25
Figure 3. Localisation du barrage de Taksebt (Tizi-Ouzou).	37
Figure 4. Carte du transfert Taksebt-Alger	37
Figure 5. Station de traitement de Taksebt.	37
Figure 6. Répartition des sites d'échantillonnage au niveau du barrage de Taksebt.....	40
Figure 7. Dispositif de filtration.	52
Figure 8. Méthode de prélèvement des eaux en profondeur	62
Figure 9. Méthode de prélèvement des eaux en surface.....	63
Figure 10. Chambre de sédimentation.....	64
Figure 11. Grille de comptage.	65
Figure 12. Microscope inversée.	66
Figure 13. Microscope optique.	67
Figure 14. Variation de l'oxygène dissous des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.	71
Figure 15. Variation de la concentration de l'ammonium au niveau des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.	74
Figure 16. Variation de la Concentration des nitrates au niveau des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.....	74
Figure 17. Variation de la Concentration des nitrites au niveau des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.....	75
Figure 18. Variation de la Concentration de l'indice KMnO_4 au niveau des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.	75
Figure 19. Variation de la Concentration des ortho-phosphate au niveau des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.	76
Figure 20. Variation spatio-temporelle de bactéries "germes totaux" à 22°C.....	80
Figure 21. Germe à 22°C (eau de surface).	80
Figure 22. Germe à 22°C (eau traitée).	80
Figure 23. Variation spatio-temporelle de bactéries "germes totaux" à 37°C.....	81
Figure 24. Germe à 37°C (eau de surface).	81
Figure 25. Germe à 37°C (eau traitée).	81
Figure 26. Variation spatio-temporelle de bactéries "Coliformes totaux"	82

Figure 27. Coliformes totaux (Eau de surface)	83
Figure 28. Coliformes totaux (Eau profonde)	83
Figure 29. Coliformes totaux (Eau traitée).....	83
Figure 30. Test de confirmation de présence	83
Figure 31. Variation spatio-temporelle de bactéries "Escherichia Coli"	84
Figure 32. Escherichia coli à 44°C/24h (Eau de surface).....	84
Figure 33. Escherichia coli à 44°C/24h (Eau profonde)	84
Figure 34. Escherichia coli à 44°C/24h (Eau traitée).....	84
Figure 35. Confirmation des Escherichia coli des eaux de surface.....	84
Figure 36. Confirmation des Escherichia coli des eaux des trois niveaux et eau profonde.	85
Figure 37. Variation spatio-temporelle de bactéries "Entérocoques".	85
Figure 38. Entérocoque d'eau de surface.	86
Figure 39. Entérocoque d'eau profonde.	86
Figure 40. Entérocoque d'eau traitée.	86
Figure 41. Confirmation des entérocoques d'eau de surface	86
Figure 42. Variation spatio-temporelle de bactéries " Clostridium sulfito-réducteurs ".....	87
Figure 43. Spore des bactéries sulfito-réductrice (eau traitée).....	87
Figure 44. Variation spatio-temporelle de bactéries " Staphylocoques ".....	88
Figure 45. Staphylocoque (eau de surface).	88
Figure 46. Staphylocoque (eau profonde).	88
Figure 47. Staphylocoque (eau de traitée).....	88
Figure 48. Première confirmation des staphylocoques (coagulase positif).....	89
Figure 49. Deuxième confirmation des staphylocoques (testcatalase).....	89
Figure 50. Répartition des espèces selon les sites d'échantillonnage.	93
Figure 51. Répartition des espèces selon leurs classes.....	97
Figure 52. Classe des chlorophycées.....	98
Figure 53. Classe Ulotricophycées.....	98
Figure 54. Classe Dinophycées.	99
Figure 55. Classe Diatomophycées.	99
Figure 56. Classe Cyanophycées.....	100
Figure 57. Classe Cryptophycées.	100

Liste des tableaux

Tableau 1. Principaux groupes de virus des systèmes hydriques, caractéristiques et maladies qu'ils provoquent.....	12
Tableau 2. Principales maladies bactériennes d'origine hydrique et leurs agents responsables.	13
Tableau 3. Principaux parasites des réseaux hydriques.	14
Tableau 4. Paramètres de qualité de l'eau de consommation humaine.....	34
Tableau 5. Capacité de la station.....	34
Tableau 6. Caractéristiques des sites d'étude.....	41
Tableau 7. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 01.	68
Tableau8. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 02.	69
Tableau9. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 03.	69
Tableau10. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 04.	69
Tableau11. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 05.	70
Tableau12. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 01.....	72
Tableau13. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 02.....	72
Tableau14. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 03.....	73
Tableau15. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 04.....	73
Tableau16. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 05.....	73
Tableau17. Evaluation de l'indice de pollution dans les eaux brutes du barrage de Taksebt...	77
Tableau18. Résultats d'analyse bactériologiques de l'échantillon 01.	78
Tableau19. Résultats d'analyse bactériologiques de l'échantillon 02.	78
Tableau20. Résultats d'analyse bactériologiques de l'échantillon 03.	79
Tableau21. Résultats d'analyse bactériologiques de l'échantillon 04.	79
Tableau22. Résultats d'analyse bactériologiques de l'échantillon 05.	79
Tableau23. Évaluation de l'indice de qualité microbiologique des eaux brutes de barrage de Taksebt	89
Tableau24. Résultats du dosage de la chlorophylle pour les cinq échantillons.	90
Tableau25. Résultats du dénombrement du phytoplancton de l'échantillon 03.	91
Tableau26. Résultats d'identification du phytoplancton pour les cinq échantillons.....	92
Tableau 27. Classification taxonomique de l'échantillon 01	94
Tableau 28. Classification taxonomique de l'échantillon 02.....	94

Tableau 29. Classification taxonomique de l'échantillon 03	95
Tableau 30. Classification taxonomique de l'échantillon 04	95
Tableau 31. Classification taxonomique de l'échantillon 05	96

Introduction	1
Chapitre I : Généralités sur les ressources hydriques naturelles	
I.1. Répartition de l'eau sur la terre.....	3
I.2. Origine de l'eau.....	3
I.3. Eaux de surface	3
I.3.1. Propriétés des eaux de surfaces.....	4
I.3.1.1. Propriétés physico chimiques	4
I.3.1.1.1. Température	4
I.3.1.1.2. Matières en suspensions (MES).....	5
I.3.1.1.3. Turbidité.....	5
I.3.1.1.4. Potentiel hydrogène (pH)	5
I.3.1.1.5. Conductivité électrique	5
I.3.1.1.6. Oxygène dissous	5
I.3.1.1.7. Dureté ou (titre hydrométrique)	6
I.3.1.1.8. Alcalinité.....	6
I.3.1.1.9. Paramètres organoleptiques	7
I.3.1.2. Propriétés biologiques	7
I.3.2. Pollution des eaux de surface	7
I.3.3. Paramètres indésirables.....	7
I.3.4. Paramètres de toxicité	8
I.3.5. Paramètres de pollution organique.....	8
Chapitre II : Contaminants des eaux de surfaces	
II.1. Maladies à transmission hydrique	11
II.2. Virus	11
II.3. Bactéries	11
II.3.1. Coliformes	13
II.3.1.1. Coliformes Totaux	13
II.3.1.2. Coliformes Fécaux (Coliformes thermo-tolérants)	13
II.3.2. <i>Escherichia-Coli</i>	13
II.3.3. Entérocoques intestinaux	14
II.3.4. Germes Totaux	14

II.3.5. Bactérie Anaérobies sulfito-réductrices, <i>Clostridium</i>	14
II.3.6. Staphylocoques	15
II.3.7. <i>Salmonelles</i>	15
II.6.3 Parasites	15

Chapitre III : Le plancton végétal ou phytoplancton

III.1. Caractéristiques générales du phytoplancton	17
III.2. Composantes du phytoplancton	18
III.2.1. Eucaryotes	18
III.2.1.1. Chlorophycées (ou algues vertes)	18
III.2.1.2. Xanthophycées	19
III.2.1.3. Bacillariophycées (Diatomées)	19
III.2.1.4. Crysophycées	19
III.2.1.5. Dinoflagellés	20
III.2.1.6. Cryptophycées	20
III.2.1.7. Englénophycées	20
III.2.2. Conséquences de la prolifération des algues.....	21
III.2.2.1. Conséquences sur les paramètres physico-chimiques de l'eau	21
III.2.2.2. Conséquences pour les bactéries	21
III.2.3. Procaryotes	22
III.2.3.1. Cyanophycées (Cyanobactéries)	22
III.2.3.2. Effets indésirables des proliférations des cyanobactéries : Sur l'environnement et le cadre de vie	23
III.3. Problèmes associés aux algues	24
III.4. Chlorophylle a	24
III.5. Eutrophisation des eaux douces	25
III.6. Conséquences de l'eutrophisation	25

Chapitre IV : Qualité de l'eau potable

IV.1. Définition et objectif du traitement des eaux de surfaces	27
IV.2. Etapes de traitement de potabilisation	27
IV.2.1. Emplacement et aménagement de la prise d'eau	27
IV.2.2. Prétraitement	28
IV.2.2.1. Séparation mécanique préalable (dégrossissage)	28

IV.2.2.2. Dégrillage	28
IV.2.2.3. Macro-tamissage	28
IV.2.2.4. Dessablage	28
IV.2.2.5. Débourage	29
IV.2.2.6. Micro-tamissage	29
IV.2.2.7. Dégraissage-Déshuilage	29
IV.2.2.8. Pré-oxydation	29
IV.2.2.8.1. Pré-oxydation par le Chlore (Pré-Chloration)	29
IV.2.2.8.2. Oxydation par l’ozone	29
IV.2.3. Clarification	30
IV.2.3.1. Coagulation-floculation	30
IV.2.3.1.1. Coagulation	30
IV.2.3.1.2. Floculation	30
IV.2.3.2. Décantation	30
IV.2.3.3. Filtration	31
IV.2.4. Traitement d’affinage	31
IV.2.4.1. Adsorption sur charbon actif.....	31
IV.2.4.2. Désinfection	31
IV.3. Normes de qualités des eaux potables	33

Matériels et méthodes

. Objectifs de l’expérimentation	35
I. Description de la zone d’étude.....	35
I.1. Présentation et localisation du barrage de Taksebt	35
I.1.1. Situation géographique	35
I.1.2. Objectif de l’aménagement	35
I.1.3. Caractéristiques du barrage	36
I.2. Présentation de la station de traitement des eaux de Taksebt.....	36
I.3. Echantillonnage et calendrier des prélèvements	40
II. Analyses des paramètres physico-chimiques et des paramètres de pollution.....	42
II.1. Matériels utilisés	42
II.1.1. Appareillage.....	42
II.1.2. Verrerie et autres matériels	42
II.2. Méthodes.....	42

II.2.1. Echantillonnage	42
II.2.2. Analyse des paramètres physicochimiques.....	42
II.2.2.1. Mesure électro-métrique du pH	42
II.2.2.2. Détermination de la conductivité électrique	43
II.2.2.3. Mesure de la température.....	43
II.2.2.4. Détermination de la couleur par Spectrophotométrie d'absorption moléculaire	43
II.2.2.5. Détermination de la turbidité	44
II.2.2.6. Dosage de l'oxygène dissous	44
II.2.2.7. Mesure de l'UV à 254nm par Spectrophotométrie d'absorption moléculaire	45
II.2.2.8. Dosage du chlore libre	45
II.2.3. Mesure des paramètres de pollution	46
II.2.3.1. Dosage de l'Azote ammoniacal	46
II.2.3.2. Dosage des Nitrites	46
II.2.3.3. Dosage des Nitrates	47
II.2.3.4. Dosage des Ortho-phosphates	48
II.2.3.5. Dosage du Fer	48
II.2.3.6. Dosage de l'Aluminium	49
II.2.3.7. Dosage du Manganèse	50
II.2.3.8. Dosage de la matière organique.....	50
III. Analyses bactériologiques	52
III. 1. Matériel	52
III. 1. 1. Milieux de cultures et réactifs	52
III. 1. 2. Matériels utilisés	53
III. 1. 3. Consommables et autres matériels	53
III. 2. Méthodes	53
III. 2. 1. Echantillonnage et conservation	53
III. 2. 2. Recherche des germes dans l'eau	54
III. 2. 2. 1. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 22°C et à 37°C	54
III. 2. 2. 2. Recherche et dénombrement des bactéries coliformes et d' <i>Escherichia-coli</i>	55
III. 2. 2. 3. Recherche et dénombrement des Entérocoques intestinaux	56
III. 2. 2. 4. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies Sulfito-Réductrices « <i>Clostridia</i> ».....	57
III. 2. 2. 5. Recherche et dénombrement des Staphylocoques à Coagulase positive.....	58
IV. Dosage de la chlorophylle « a » et d'un indice phéopigments	60
IV. 1. Echantillonnage.....	60
IV.1. 2 Matériel utilisée	60

IV.1.3. Méthode de dosage de la chlorophylle « a » par Spectrométrie d'Absorption Moléculaire	60
V. Dénombrement et Identification du phytoplancton	62
V.1 Matériels utilisés.....	62
V.2 Méthodes	62
V.2.1 Echantillonnage et conservation	62
V.2.2 Dénombrement et Identification du phytoplancton par microscopie inversée (La méthode Utermöhl).	63
V.2.3 Identification du phytoplancton par méthode classique (lame et lamelle)	67

Resultats et discussion

I. Résultats des analyses des paramètres physico-chimique et de pollution	68
I.1. Résultats et discussion des analyses physico-chimiques	68
I.1.1. Résultats des analyses physico-chimiques.....	70
I.1.2. Discussion des analyses physico-chimiques	70
I.2. Résultats et discussion des analyses des paramètres de pollution	72
I.2.1. Résultats des analyses des paramètres de pollution	72
I.2.2. Discussion des analyses des paramètres de pollution	74
I.3. Evaluation de l'indice de pollution des eaux brutes	76
II. Résultats et interprétations des paramètres bactériologiques	78
II.1. Résultats du dénombrement bactériologique.....	78
II.2. Interprétation des résultats des analyses bactériologique	80
II.2.1. Germes à 22°C	80
II.2.2. Germes à 37°C.....	81
II.2.3. Coliformes totaux	82
II.2.4. Coliformes fécaux (<i>Escherichia coli</i>).....	83
II.2.5. Entérocoques	85
II.2.6. Spores de bactéries anaérobise sulfito-réductrices	86
II.2.7. Staphylocoques.....	87
II.3. Evaluation de l'indice de qualité microbiologique des eaux brutes (IQm)	89
III. Résultats du dosage de la chlorophylle a.....	90

IV. Résultats du dénombrement du phytoplancton	91
V. Résultats de l'identification du phytoplancton	92
Conclusion	102

Introduction générale

L'eau, la forme principale de la fusion aérienne, constitue l'objet préoccupant de la civilisation humaine contemporaine, elle représente un pourcentage très important dans la composition de tous les êtres vivants. Sans cette matière simple et complexe en même temps la vie sur terre n'aurait jamais existé, c'est un élément noble, mérite une attention toute particulière, vu qu'elle est très altérée et sérieusement menacée.

L'eau est une ressource vitale renouvelable, elle participe aux cycles de vie des êtres vivants, par l'évaporation et l'évapotranspiration induite par l'énergie solaire, les précipitations, les écoulements de surface et souterrains constituent les étapes de ce cycle. La problématique de l'eau est une question de qualité et de quantité, c'est-à-dire de ressource et de pollution (Lounnas, 2009). Une eau de bonne qualité physico chimique et biologique est nécessaire pour son acceptation par la population, pour la protection sanitaire du consommateur et du réseau de distribution (OMS, 2000).

Par ailleurs l'interaction de l'eau avec les différents aspects de la matière engendre des nouveaux composants avec des nouvelles caractéristiques mettant l'accent sur la diversité spécifique au sein des écosystèmes, ainsi la flore planctonique est le meilleur exemple de la réaction du côté biologique de l'eau avec la phase solide, la phase gazeuse et les surfaces molles offrant l'exemple naturel parfait de la vie sociale microscopique et pour cela la technologie moderne nous a permis la conception des stations de traitement des eaux de surface pour palier aux problèmes de pollution causé par les activités agricoles et par l'urbanisation.

Ce constat nous a conduits à faire une étude analytique sur la qualité des eaux du barrage de Taksebt qui constitue une part essentielle du patrimoine naturel en ressource hydrique superficielles. Notons que les eaux de ce barrage contribuent à l'alimentation en eaux potable des villes situées sur le couloir Tizi Ouzou Boumerdes Alger.

A travers notre étude, nous tenterons de déterminer la qualité de l'eau brute du barrage de Taksebt wilaya de Tizi ousou à travers des analyses physico-chimiques bactériologique et évaluation spatiotemporel de la flore planctonique.

L'ensemble du présent travail se compose de trois parties suivies d'une conclusion générale.

La première partie représente la revue bibliographique devisée en quatre chapitres :

Le premier chapitre est un rappelle sur l'eau d'une façon générale, avec ses caractéristiques organoleptiques et physico-chimiques, ainsi leur disponibilité et les problèmes de la pollution qui menace leur qualité.

Le *deuxième chapitre* présente les divers contaminants biologiques qui affectent l'eau et les principaux agents responsables.

Le *troisième chapitre* s'intéresse à la différenciation qualitative et quantitative du phytoplancton qui peuple les eaux douces, ainsi que leurs caractéristiques et classification taxonomique.

Le *quatrième chapitre* est consacré aux différents procédés de traitement des eaux de surface ainsi que leur valeur guide.

La deuxième partie de ce manuscrit concerne la partie expérimentale, qui résume les caractéristiques du site d'étude et les démarches suivies avec précision pour analyser la qualité de différents échantillons prélevés de ce site.

La troisième et dernière partie de ce manuscrit, la plus importante, est consacrée aux résultats obtenus et leur interprétation après analyses.

Et enfin une conclusion qui a fait l'objet de la fin de cette étude.

Ce travail s'inscrit dans le cadre de l'objectif de :

-Déterminer la qualité physico-chimique de l'eau du barrage Taksebt et de caractériser les paramètres de pollution.

-Recherche et dénombrement bactériologiques.

-Etude de la concentration en chlorophylle a.

-Etude algologique : identification, classification taxonomique et dénombrement des eaux du barrage.

Revue bibliographique

Chapitre I

I. Généralités sur les ressources hydriques naturelles**I.1. Répartition de l'eau sur la terre**

Près de 70 % de la surface de la Terre est recouverte d'eau (97 % d'eau salée et 3 % d'eau douce dans les différents réservoirs), essentiellement sous forme d'océans.

L'eau peut être présente sous forme gazeuse, liquide et solide. Selon Dittman (2009), le volume approximatif de l'eau de la Terre (toutes les réserves d'eau) est de 1,360 milliard km³.

Ce volume est reparti comme suit :

- 1,320 milliard km³ (97,2 %) se trouve dans les océans,
- 25 millions km³ (1,8 %) se trouve dans les glaciers et les calottes glaciaires.
- 13 millions km³ (0,9 %) sont des eaux souterraines,
- 250 000 km³ (0,02 %) sous forme d'eau douce dans les lacs, les mers, et les fleuves,
- 13 000 km³ (0,001 %) sous forme de vapeur d'eau atmosphérique à un moment donné.

I.2. Origine de l'eau

L'eau a pour origine, soit des nappes profondes dont l'émergence constitue une source de ruisseau, de rivière, soit les eaux de ruissellement. Ces eaux se rassemblent en cours d'eau, caractérisés par une surface de contact eau-atmosphère toujours en mouvement et une vitesse de circulation appréciable.

Elles peuvent se trouver stockées en réserves naturelles (lacs) ou artificielles (retenues, barrages) caractérisés par une surface d'échange eau-atmosphère quasiment immobile, une profondeur qui peut être importante et un temps de séjour appréciable (Rodier, 2009).

I.3. Eaux de surface

Les réserves disponibles d'eaux naturelles sont constituées des eaux souterraines (infiltration, nappe), des eaux de surface retenues ou en écoulement (barrages, lacs, rivières) et des eaux de mer (Degremont, 2005).

Ainsi, on peut distinguer les ressources en non conventionnelles (eaux de mers et océans, eaux saumâtres et les eaux usées) et conventionnelles (eaux souterraines et eaux de surface).

Les eaux de surface englobent tous les eaux qui circulent ou qui sont stockées à la surface des continents (cours d'eaux, rivières, lacs, étangs, barrages,...) (Degremont, 1990).

Parmi les réservoirs d'eaux, on retrouve :

- **Etangs et lacs** : les étangs et les lacs sont considérés comme des réservoirs naturels, alimentés par les eaux de pluie, les eaux de surface (fleuves, rivières, ruissellements de surface) et les eaux souterraines dont la période de rétention est longue (Kemmer, 1984)
- **Barrages** : un barrage est un ouvrage d'art construit à travers des cours d'eau et destiné à réguler le débit du cours d'eau, dont la rétention est due à l'existence d'une contre pente qui peut se remplir par ruissèlement et/ou à en stocker l'eau pour différents usages tels que : le contrôle des crues, l'irrigation, l'industrie, l'hydroélectricité, la pisciculture et la réserve d'eau potable,....etc.

Il ne subit pas d'influence des mers et des océans du globe. La composition des eaux tient à la nature géologique des terrains du bassin versant et à celle du fond de la retenue (Alloui, 2008)

I.3.1. Propriétés des eaux de surfaces

I.3.1.1. Propriétés physico chimiques : le caractère polaire de la molécule d'eau est à l'origine d'associations possibles entre les molécules d'eau, il donnera lieu à des anomalies physiques telles que la température d'ébullition, la masse volumique, viscosité, la tension superficielle et la conductivité électrique (Boeglin, 1991).

L'énergie de formation de la molécule d'eau, 242kJ/mol, est élevée. Il s'ensuit que l'eau possède une grande stabilité. Cette stabilité, associée aux propriétés chimiques et à la constitution moléculaire de l'eau, la rend particulièrement apte à la mise en solution de nombreux corps gazeux, liquides polaires, et surtout solides. La plupart des substances minérales peuvent se dissoudre dans l'eau, ainsi qu'un grand nombre de gaz et de produits organiques (Degremont, 1989).

I.3.1.1.1. Température : la température de l'eau, est un facteur qui agit sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous, de même que sur les réactions chimiques et biochimiques, le développement et la croissance des organismes vivant dans l'eau et particulièrement les microorganismes ainsi elle influence les propriétés physiques et chimiques. Ainsi, toute variation de la température de l'eau entraîne une modification du comportement des traitements qui lui sont appliqués (coagulation, floculation, désinfection et oxydation). Il est donc important de connaître la température de l'eau et ses variations saisonnières, afin de pouvoir optimiser les traitements (W.H.O, 1987).

I.3.1.1.2. Matières en suspensions (MES) : les matières en suspension représentent l'ensemble des particules minérales et organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau. Elles incluent les argiles, les sables, les limons, les matières organiques et minérales de faible dimension, le plancton et autres micro-organismes de l'eau. Elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, de régime d'écoulement des eaux, et de la nature des rejets.

Les teneurs élevées en matières en suspension peuvent être considérées comme une forme de pollution (Devillers et *al.*, 2005).

I.3.1.1.3. Turbidité : la turbidité d'une eau est due à la présence des particules en suspension. la pluviométrie joue un rôle important vis-à-vis de ce paramètre dans les eaux superficielles selon leur origine.

La turbidité est la mesure de l'aspect trouble de l'eau. C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matières non dissoutes (Douaidi et Yahiaoui, 2012).

La turbidité est une propriété optique de la diffusion de la lumière par les particules dans son degré de transparence qui est ainsi déviée dans toutes les directions (Savary, 2010).

I.3.1.1.4. Potentiel hydrogène (pH) : le pH est une mesure de l'acidité de l'eau c'est-à-dire de la concentration en ions H^+ . Le pH d'une eau naturelle peut varier de 4 à 10 en fonction de la nature acide ou basique des terrains traversés. Des pH faibles (eaux acides) augmentent notamment le risque de présence de métaux sous une forme ionique plus toxique. Un pH inférieur à 5 ou supérieur à 9, réduit considérablement le nombre d'espèces végétales et animales (Meghzili, 2002).

I.3.1.1.5. Conductivité électrique : la mesure de la conductivité de l'eau permet d'apprécier la quantité des sels dissous dans l'eau (chlorures, sulfates, calcium, sodium, magnésium....). Les mesures de conductivité et de solides dissous totaux sont importantes pour leurs effets sur la corrosion de l'eau. En générale, plus ces facteurs sont élevés, plus l'eau est corrosive (Himmi et *al.*, 2003).

I.3.1.1.6. Oxygène dissous : les concentrations en oxygène dissous constituent, l'un des plus importants paramètres de qualité des eaux pour la vie aquatique. L'oxygène dissous des eaux de surface provient essentiellement de l'atmosphère et de l'activité photosynthétique des

algues et des plantes aquatiques. La concentration en oxygène dissous varie de manière journalière et saisonnière car elle dépend de nombreux facteurs tels que la pression partielle en oxygène de l'atmosphère, la température, la pénétration de la lumière l'agitation de l'eau et la disponibilité en nutriments (Douaidi et Yahiaoui, 2012).

I.3.1.1.7. Dureté ou (titre hydrométrique) : la dureté d'une eau correspond à la somme des concentrations des cations métalliques à l'exception de ceux des métaux alcalins et de l'ion hydrogène. Dans la plupart des cas la dureté est surtout due aux ions calcium et magnésium auxquels s'ajoutent quelques fois les ions Fer, Aluminium, Manganèse, Strontium (Rodier, 2005).

- **Ions chlorures (Cl⁻) :** les chlorures sont des anions inorganiques importants contenus en concentrations variables dans les eaux de surface, généralement sous forme de sels de sodium (NaCl) et de potassium (KCl). Ils sont souvent utilisés comme un indice de pollution. Ils ont une influence sur la faune et la flore aquatique ainsi que sur la croissance des végétaux. Les teneurs en chlorures des eaux extrêmement variées sont liées principalement à la nature des terrains traversés. L'inconvénient majeur des chlorures est la saveur désagréable qu'ils confèrent à l'eau à partir de 250 mg/l surtout lorsqu'il s'agit du Chlorure de Sodium (Rodier, 2005).
- **Ions Potassium (K⁺) :** le Potassium est un métal alcalin, étroitement rattaché au Sodium à tel point, qu'il est rarement analysé comme un constituant à part dans les analyses de l'eau. Sa présence est moins répandue dans la nature (Kemmer, 1984 ; Mercier, 2000).
- **Ions Sulfates (SO₄⁻) :** les sulfates participent au métabolisme des bactéries contenues dans l'eau, les bactéries sulfato-réductrices transforment les sulfates en sulfures avec dégagement de gaz sulfureux (odeur d'œufs pourris) créant des désagréments environnementaux (Lounnas, 2008).
- **Ions sodium (Na⁺) :** les eaux très riches en sodium deviennent saumâtres, prennent un goût désagréable et ne peuvent pas être consommées (Rodier, 2005).

I.3.1.1.8. Alcalinité : l'alcalinité d'une eau correspond à la présence de bases et de sels d'acides faibles. Dans les eaux naturelles, l'alcalinité résulte le plus généralement de la présence d'hydrogénocarbonates, carbonates et hydroxydes. D'autres sels d'acides faibles peuvent aussi être dosés et interfèrent dans la mesure : acides humiques, phosphates, citrates, tartrate (Rodier, 2005).

I.3.1.1.9. Paramètres organoleptiques : les facteurs organoleptiques (couleur, saveur, goût et odeur) constituent souvent les facteurs d'alerte pour une pollution sans présenter de manière sûre un risque pour la santé, peuvent indiquer une pollution ou un mauvais fonctionnement des installations de traitement ou de distribution (Genoudet, 2001).

- **Couleur :** la coloration d'une eau est dite vraie ou réelle lorsqu'elle est due aux seules substances en solution. Elle est apparente quand les substances en suspension y ajoutent leurs propres colorations. Les couleurs réelles et apparentes sont approximativement identiques dans l'eau claire et les eaux de faible turbidité (Rodier, 2005).
- **Odeur :** toute odeur est signe de pollution ou de présence de matières organiques en décomposition (Rodier, 2005).
- **Goût et saveur :** le goût peut être défini comme l'ensemble des sensations gustatives, olfactives et de sensibilité chimique commune perçue lorsque la boisson est dans la bouche.

La saveur peut être définie comme l'ensemble des sensations perçues à la suite de la stimulation des bourgeons gustatifs par certaines substances solubles (Rodier, 2005).

I.3.1.2. Propriétés biologiques : l'eau, l'oxygène et le dioxyde de carbone contribuent à créer des conditions favorables au développement des êtres vivants. Il existe un cycle biologique, cycle au cours duquel s'effectue une série d'échanges ; l'eau entre pour une grande part dans la constitution des êtres vivants (Dajoz, 1982).

I.3.2. Pollution des eaux de surface

La pollution des eaux de surface peut être définie comme une dégradation de celle-ci par les éléments qu'elle a accumulés de son utilisation. Ces éléments indésirables proviennent des excréments chimiques, des rejets provenant d'industries divers, du lessivage des terrains traversés.

Le problème de la pollution des eaux représente sans aucun doute l'un des aspects les plus inquiétants de la dégradation du milieu naturel (Douaidi et Yahiaoui, 2012).

I.3.3. Paramètres indésirables

Ce sont des substances qui peuvent créer soit un désagrément pour le consommateur : goût et odeur (matières organiques, phénols, fer...), couleur (fer, manganèse, cuivre, zinc...), soit causer des effets gênants pour la santé (nitrates, nitrites, fluor...) (Devillers et *al.*, 2005).

- **Fer** : le fer contenu dans l'eau peut être entropique. Dans l'eau potable, la teneur maximale acceptable est de 0,3mg/l (Rodier, 2005).
- **Manganèse** : la teneur en Mn est limitée à 0,05mg/l (La teneur souhaitable est inférieure ou égale à 0,01mg/l) dans les eaux potables pour le goût qu'il peut donner, pour les taches et les dépôts qu'il peut occasionner et aussi parce qu'il favorise la croissance de certains micro-organismes (Degremont, 2005).
- **Aluminium** : les rejets industriels, l'érosion, le lessivage des minéraux et des sols et les précipitations constituent pour l'aluminium les principales voies d'accès au milieu aquatique. Une des causes les plus courantes de la présence d'aluminium est le traitement de l'eau par des sels d'aluminium comme agent de coagulant (Ronald, 2003).
- **Cuivre** : la concentration du cuivre pour laquelle est détectée une mauvaise saveur est située entre 1 et 2 mg/l, et la concentration supérieure à 5 mg/l rendent l'eau imbuvable (Degremont, 1997).

I.3.4. Paramètres de toxicité

La présence d'éléments toxiques dans l'eau est dangereuse pour la santé en cas de consommation régulière. Les matières toxiques sont constituées de micropolluants minéraux (métaux lourds) on distingue :

- **Arsenic (As)** : tous les composés de l'arsenic présentent des risques de toxiques pour l'homme, mais ceux-ci varient en fonction de leur solubilité dans l'eau (Potelon, 1998).
- **Cadmium (Cd)** : le cadmium est un élément toxique pour l'homme même à faible dose. Son principal danger réside dans son effet cumulatif (Potelon, 1998).
- **Plomb (Pb)** : les eaux de surfaces peuvent atteindre des concentrations de l'ordre de 600 ug/l. il est facilement éliminé par certains traitements classiques (Potelon, 1998).
- **Chrome (Cr)** : à l'état naturel, il est hautement insoluble mais il peut dans certaines conditions devenir plus soluble par l'érosion, l'oxydation et l'action des bactéries. En pratique, sa présence dans l'eau est plus souvent liée à des rejets d'eaux usées (Potelon, 1998).

I.3.5. Paramètres de pollution organique

La teneur d'une eau en matière organique est généralement au moyen de paramètres globaux suivants :

- **Demande biochimique en oxygène à 5 jours (DBO5) :** elle correspond à la quantité d'oxygène qu'il faut fournir à un échantillon d'eau pour minéraliser la matière organique par voie biologique. La durée d'incubation de l'échantillon est de 5 jours à une température de 20°C. Sa mesure permet d'évaluer le contenu d'une eau en matières organiques biodégradables (Codex et Coin, 1981).
- **Demande chimique en oxygène (DCO) :** la DCO est une mesure de toutes les matières organiques (ou presque) contenues dans les eaux de surfaces, qu'elles soient ou non biodégradables. Elle correspond à la quantité d'oxygène nécessaire pour dégrader la totalité de la matière organique par voie chimique. Elle se fait sous l'action d'un oxydant puissant (Bichromate de potassium) en milieu acide fort (H_2SO_4) et au reflux pendant 2 heures (Rodier, 2005).
- **Matières organiques dissoutes :** dans les eaux naturelles, elles représentent plusieurs familles de composés (les acides humiques, les acides carboxyliques et les acides hydratés de carbone). Elles sont caractérisables globalement par l'oxydabilité au permanganate ou le carbone organique total.

On distingue deux origines de ces matières : les matières organiques acides d'origine animale et les matières organiques basiques d'origine végétale elles constituent une source nutritive essentielle pour la prolifération bactérienne (Codex et Coin, 1981).
- **Azote ammoniacale :** L'azote ammoniacale est présent sous de multiples formes dans les eaux naturelles. Il est utile pour évaluer les niveaux de pollution de ces milieux en mesurant la quantité globale d'azote non oxydé dans les eaux (Gaujour, 1995).
- **Nitrates (NO_3^-) :** les nitrates constituent le stade final d'oxydation de l'azote organique. Ils sont abondamment ré pondus dans le sol, dans les plantes et dans la plus part des eaux, ou ils sont solubles. Ils se retrouvent naturellement dans les eaux souterraines et superficielles. Sans apport artificielles, les eaux de surfaces ne contiennent pas plus de 10 $\mu g/l$ de nitrates (Lepeltie, 2005).
- **Nitrites (NO_2^-) :** les nitrites sont ré pondus dans les eaux, ils proviennent soit d'une oxydation incomplète de l'ammoniaque, soit d'une réduction des nitrites sous l'influence d'une action dénitrifiante. Toutefois, une eau qui renferme des nitrites est à considérer comme suspecte car cette présence est liée à une détérioration de la qualité microbiologique (Lepeltie, 2005).

- **Phosphate (PO_4^{3-})** : les phosphates, abondants dans les eaux de surface, proviennent des engrais et des pesticides utilisés en agriculture et introduits par lessivage, et des rejets domestiques et industriels.

Une eau riche en phosphore favorise le développement du phytoplancton (l'eutrophisation) entraînant des dépôts de matières organiques dans les réseaux de distribution et conférant à l'eau un goût et une odeur désagréables (Degremont, 2005).

Chapitre II

II. Contaminants des eaux de surfaces

II.1. Maladies à transmission hydrique

La transmission d'une maladie infectieuse fait intervenir un agent infectieux, un sujet réceptif et une voie d'introduction. Dans le cas des infections d'origine hydrique, les agents responsables qui ont contaminé l'eau proviennent des individus malades, des porteurs sains ou des animaux (ce sont des réservoirs de germes). Si ces micro-organismes, potentiellement pathogènes, conservent dans l'eau leur viabilité en même temps que toutes leurs propriétés intrinsèques et si leur nombre est suffisant, alors l'individu réceptif pourra engendrer la maladie en absorbant de l'eau contaminée (Haslay et Leclerc, 2006).

Les principales maladies à transmission hydrique sont d'origine virale, bactérienne ou parasitaire (Haslay et Leclerc, 2006).

II.2. Virus

Les virus constituent l'entité biologique la plus abondante dans les écosystèmes aquatiques (tableau 1).

Ce sont, des parasites capables d'infecter potentiellement toutes les cellules vivantes et l'on reconnaît aujourd'hui que les conséquences de leurs activités sur la structure et le fonctionnement des écosystèmes aquatiques sont considérables. Ils interviennent dans de nombreux processus écologiques et biogéochimiques, tels que la mortalité bactérienne et algale, et affectent également la diversité de l'ensemble du compartiment microbien de manière directe ou indirecte (Auckenthaler et Huggenberger, 2003).

II.3. Bactéries

Les caractéristiques types physiologiques de bactéries des milieux aquatiques sont les suivantes (Haslay et Leclerc, 2006) :

- **Source d'énergie** : Aérobie ou Anaérobie ;
- **Besoin nutritionnel** : Autotrophe ou Hétérotrophe (Rodier, 1984).

On distingue à cet égard : les coliformes, les *Escherichia coli*, les Entérocoques intestinaux, les Germes Totaux, les Bactéries Anaérobies sulfite-réductrices, *Clostridium*, les Staphylocoques et les Salmonelles (tableau 2).

Tableau 1. Principaux groupes de virus des systèmes hydriques, caractéristiques et maladies qu'ils provoquent (Office fédérale de la santé publique, 2010).

Groupes de virus	Caractéristiques	Pathologies
Adénovirus	<ul style="list-style-type: none"> - grande stabilité face aux influences physiques et chimiques de l'environnement - capacité de survie longue hors de leur hôte. - mode de transmission : Contact direct, voie féco-orale, via l'eau souillée. 	<ul style="list-style-type: none"> - Diarrhées, - Infections respiratoires (bronchite et à la pneumonie). - Infections de la sphère ORL, les yeux et les voies digestives.
Entérovirus	<ul style="list-style-type: none"> - résistance à l'acidité dans l'environnement, - conservation du potentiel infectieux hors de leur hôte pour une longue durée. - souvent détectés dans les cours d'eau et les lacs. -leur concentration augmente en été et en automne. -l'infection se produit généralement par contact direct, par voie féco-orale ou par des aliments souillés. 	<ul style="list-style-type: none"> - Méningite, - Paralysie, - Fièvres, - Myocardie, -Problèmes respiratoires, - Diarrhées.
Norovirus (virus de Norwalk)	<ul style="list-style-type: none"> - bonne résistance face aux influences environnementales. - leur transmission se fait généralement par voie féco-orale. - leur infectiosité est élevée (10 à 100 particules virales suffisent à provoquer l'infection). - souvent détectés dans les eaux épurées, les eaux de surfaces et dans les sources Karstiques. - fréquence élevée en hiver. 	<ul style="list-style-type: none"> - Gastroentérites, - Diarrhées.
Rotavirus	<ul style="list-style-type: none"> - résistants aux UV et au chlore. - gardent leur infectiosité dans l'eau pendant plusieurs semaines - transmission par voie féco-orale, <i>via</i> l'eau et les aliments. 	<ul style="list-style-type: none"> - Vomissements, - Fièvre - Diarrhées.
Virus hépatite A et E	<ul style="list-style-type: none"> - l'homme est le réservoir principal - incubation de 30 à 40 jours 	<ul style="list-style-type: none"> - Hépatite A et E
Astrovirus	<ul style="list-style-type: none"> - l'homme est le réservoir principal - incubation de 1 à 2 jours 	<ul style="list-style-type: none"> - Diarrhées.
Calicivirus	<ul style="list-style-type: none"> - l'homme est le réservoir principal - incubation de 1 à 3 jours 	<ul style="list-style-type: none"> - Diarrhées.

Tableau 2. Principales maladies bactériennes d'origine hydrique et leurs agents responsables (Haslay et Leclerc, 2006).

Maladies bactériennes	Agents responsables
Fièvre typhoïdes et paratyphoïdes	<i>Salmonella typhi</i> <i>Salmonella paratyphi</i> A et B
Dysenterie bacillaire	<i>Shigella</i>
Choléra	<i>Vibrio cholerae</i>
Gastro-entérites aiguës et diarrhées	<i>Escherichia coli</i>
Diarrhée par ingestion des toxines produites par ces organismes, la toxine microcystine est impliquées dans des lésions hépatique	<i>entérotoxinogène</i> <i>Campylobacter jejuni/coli</i> <i>Yersinia enterocolitica</i> <i>microcystis</i>

II.3.1. Coliformes

On distingue les coliformes totaux et les coliformes fécaux (thermo tolérant).

II.3.1.1. Coliformes Totaux : les coliformes totaux regroupent l'ensemble des bactéries aérobies facultatives gram négatif, non sporulantes, en forme de bâtonnet, capable de se multiplier en présence de sels biliaires ou d'autre agents de surface ayant des propriétés équivalentes et de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz en 48h à 35-37°C, certaines espèces sont capables de se développer dans l'environnement aquatique (Servais, 2009).

II.3.1.2. Coliformes Fécaux (Coliformes thermo-tolérants) : les Coliformes fécaux constituent un sous groupe des coliformes totaux, ce sont des bâtonnets Gram négatif, aérobies et facultativement anaérobies, non sporulant, capables de fermenter le lactose avec production de l'acide et de gaz à 36 et 44°C en moins de 24h, ceux qui produisent de l'indole dans l'eau peptone contenant du tryptophane à 44°C. Ce groupe est majoritairement constitué d'*Escherichia coli* et bien d'autres espèces (Servais, 2009).

II.3.2. *Escherichia-Coli*

E. coli est une bactérie à gram négatif anaérobie facultative, présente naturellement dans les voies digestives de l'homme et de l'animal. C'est l'une des principales bactéries de la flore intestinale de l'homme, mais certaines souches peuvent être pathogènes hors de l'intestin. Sa longévité est parfois importante dans de bonnes conditions, mais sa résistance aux désinfectants est très faible. *E. coli* peut provoquer plusieurs types d'infections, notamment urinaires et méningées. Une attention croissante est portée aux souches d'*E. Coli* produisant la vérotoxine. Ces souches se transmettent à l'homme par voie alimentaire et provoquent des

complications sérieuses (colite hémorragique, syndrome hémolytique et urémique). *E. coli* est le principal indicateur fécal dans l'eau brute, mais ne se prête pas bien à l'évaluation des procédés de désinfection, du fait de sa résistance aux désinfectants (Office fédérale de la santé publique, 2010).

II.3.3. Entérocoques intestinaux

Ce sont des lactobacilles à gram positif, anaérobies facultatifs, se présentant souvent par paire ou en chaîne courte. On les trouve dans l'environnement, dans le système digestif de l'homme et de l'animal, ainsi que dans les aliments. Leur résistance à la chaleur est élevée. Ils assurent le rôle d'indicateur fécal dans le domaine alimentaire, et notamment dans l'eau de boisson. Ils ne conviennent pas à l'évaluation des capacités de désinfection en raison de leur faible résistance aux désinfectants.

Leurs effets pathogènes ne surviennent chez l'homme qu'en présence, essentiellement d'une immunodépression. Ils peuvent provoquer des infections du sang (septicémie), de la paroi cardiaque (endocardite) ou des voies urinaires (Auckenthaler et Huggenberger, 2003).

II.3.4. Germes Totaux

Les germes totaux mésophiles se développent dans un milieu dérobé sélectif à 20°C en 72h ou à 37°C en 48h. Ces germes n'ont pas d'effets directs sur la santé mais sous certaines conditions, ils peuvent générer des problèmes. Ce sont des indicateurs qui révèlent la présence possible d'une contamination bactériologique (Rodier, 1984).

II.3.5. Bactérie Anaérobies sulfite-réductrices, *Clostridium*

Les bactéries anaérobies sulfite-réductrices ou des *Clostridium sulfite-réducteurs*, ou encore de *Clostridium perfringens* sont des bactéries flagellés à gram positif, en forme de bâtonnets de 1µm de long. Tous ces germes ont un point commun, celui de réduire le sulfite de sodium en sulfure. En présence de sels de fer, les bactéries qui réduisent le sulfite de sodium produisant des colonies entourées d'un halo noir dû à la formation de sulfure de fer (Haslay et Leclerc, 2006).

Ce type de bactérie a une résistance qui se rapproche de celles des microorganismes fécaux les plus résistants. Leurs spores sont des indicateurs de contamination (Rodier, 1984).

II.3.6. Staphylocoques

Les Staphylocoques possèdent une espèce pathogène : *Staphylococcus aureus* (ou Staphylocoque doré) agent de de nombreuses infections localisées ou généralisées.

Les autres espèces peuvent être considérées comme non pathogènes. Elles se retrouvent sur la peau (*Staphylococcus epidermidis*) ou sur le cuir chevelu (Figarella et al, 2007).

II.3.7. Salmonelles

Elles produisent une toxine agissant sur le système neuro-végétatif et le système lymphoïde de l'intestin.

Les Salmonelles sont des entérobactéries, lactose négatif, bacilles à gram négatif, anaérobies facultatifs habituellement mobiles.

Les Salmonelles sont présentes dans l'intestin de l'homme et des animaux et présentent des variations importantes de pathogénie en fonction de la nature de l'hôte (Rodier, 1984).

II.6.3 Parasites

Les parasites peuvent se modifier physiquement pour prendre un nouvel aspect très résistant (une enveloppe temporaire) qu'on appelle Kyste ou oocyste (Poletton et Zysman, 1998), Les principaux parasites sont les helminthes et les protozoaires.

Les helminthes qui peuvent contaminer les eaux d'alimentation sont nombreux. L'un des plus connus est responsable de la bilharziose, maladie grave à localisation urinaire, digestive ou artério-veineuse, fréquente dans les pays en voie de développement. Ces vers et leurs œufs ne sont pas détruits par la désinfection mais sont facilement éliminés par filtration (Poletton, et Zysman, 1998).

Les protozoaires (dont les amibes) intestinaux pathogènes pour l'homme sont responsables de certaines dysenterie et de gastro-entérites. Leurs Kystes sont parmi les formes les plus résistantes aux traitements d'eau potable.

De plus, les protozoaires sont dans la majorité des cas :

- les doses infectieuses sont très faibles
- leur transmission passe généralement par l'eau souillée ou par contact féco-oral direct.
- ils peuvent se trouver dans les eaux superficielles ou souterraines.
- ils ont la capacité de résister aux désinfectants chimiques se qui pose des problèmes en termes de traitement de l'eau (Haslay et Leclerc, 2006).

- leur élimination peut se faire par filtration membranaire (ultrafiltration, nano filtration) et par désinfection à l’ozone et aux UV (Haslay et Leclerc, 2006).

Parmi les protozoaires les plus redoutables : *Giardia* et *Cryptosporidium*. Elles sont caractérisées par leur incapacité de se reproduire à l’extérieur de leur hôte.

Les Principaux groupes de protozoaires et genre d’agents pathogènes responsables de maladies d’origine hydrique sont consignés au niveau du tableau 3.

Tableau 3. Principaux parasites des réseaux hydriques (Haslay et Leclerc, 2006).

Maladies	Agents responsables
Dysenterie amibienne	<i>Entamoeba histolytica</i>
Gastro-entérites	<i>Giardia lamblia</i>
	<i>Cryptosporidium</i>
Ascariasis	<i>Anabaena</i>
	<i>Aphantiomenon</i>
	<i>Ascaris lumbricoides</i>
Dysenteriforme	<i>Balandidium coli</i>
Paludisme Diarrhée sévère, mortelle chez les individus immuno-déprimés	<i>Plasmodium Cryptosporidium</i>

Chapitre III

III. Le plancton végétal ou phytoplancton

Le phytoplancton (du grec *phython* ou plante et *planktos* ou errant). Il s'agit de l'ensemble des espèces de plancton autotrophe vis-à-vis du carbone (y compris les bactéries telles que les cyanobactéries). Le phytoplancton est composé d'organismes végétaux aquatiques (unicellulaires, filamenteux ou coloniaux) microscopiques en suspension dans la colonne d'eau, caractérisés par la présence de pigments chlorophylliens dont majoritairement la chlorophylle a (Douta et Feuillade, 1995). Toutefois, certains groupes du phytoplancton comme les dinoflagellés (*Proto-peridum* sp., *Gymnodinium* sp. ...) sont hétérotrophes et utilisent des substances organiques à la base de leur métabolisme (Reviere, 2003).

La flore algale est estimée entre 474 et 504 genres regroupant 3444 – 4375 espèces. Elles se répartissent à l'échelle mondiale selon des grandes divisions climatiques classiques. On distingue ainsi des espèces d'eaux froides, d'eaux tempérées et d'eau chaudes intertropicales (Lauriers et al., 2007).

III.1. Caractéristiques générales du phytoplancton

Les phytoplanctons :

- sont des organismes très simples photosynthétiques qui assurent 45% de la production végétale (Leclercq, 2009). Ces producteurs primaires, situés à la base de la chaîne alimentaire, représentent donc une source majeure de nourriture pour le plancton animal et la macrofaune aquatique (Genin et al., 2003).
- leur mode de nutrition autotrophe, parfois possibilité de nutrition par voie hétérotrophe et mésotrophe.
- la compétition interspécifique par production de substances allélochimiques.
- des mécanismes de défense contre la prédation allélopathie.
- classification usuelle sur la base de la couleur (contenu pigmentaire) : Chlorophycées (algues vertes), Rhodophycées (algues rouges), Cyanophycées (algues bleues ou cyanobactérie).
- croissance rapide par division cellulaire : plusieurs divisions par jour en conditions favorables production rapide de biomasse (Franck, 2010).
- de plus, les populations d'algues suivent un cycle saisonnier corrélé à la photosynthèse et à la prédation, ce qui se traduit par un pic d'abondance au début du printemps et à la fin de l'été, alors que l'abondance est minimale durant les périodes estivales et hivernales (Groupement d'intérêt Public(GIP), 2005).

Le cycle de vie annuel du phytoplancton est représenté au niveau de la figure 1.

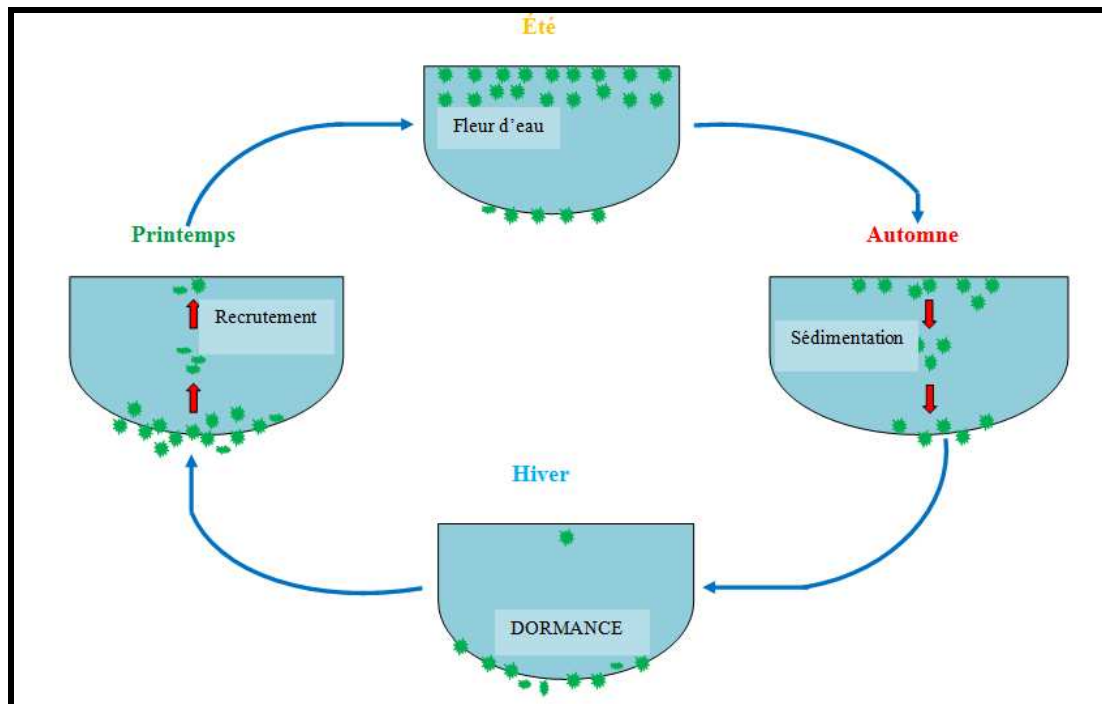


Figure 1. Cycle de vie annuel du phytoplancton (Franck, 2010).

III.2. Composantes du phytoplancton

Le phytoplancton regroupe deux catégories : les algues vraies (Eucaryotes) et les cyanobactéries (procaryotes) (Prescott et *al.*, 2003).

A l'heure actuelle, sept embranchements sont recensés à partir de critères :

- cytologiques.
- biochimiques (dont les types de molécules de chlorophylle, de la présence ou l'absence de phycobiline ou pigments sumuméraires « phycoérythrine, phycocyanine » et de la nature chimique des réserves photosynthétiques au cours du métabolisme et leur localisation dans la cellule).
- de reproduction (Coute et Chauveau, 1994).

Les cyanobactéries se distinguent des autres embranchements car ils regroupent les microorganismes procaryotes. Cet embranchement est composé de la classe des Cyanophycées (De Reviere, 2003).

III.2.1. Eucaryotes

III.2.1.1. Chlorophycées (ou algues vertes) : forment un groupe morphologiquement très diversifié comprend environ 15 000 espèces dont la plupart vivent en eau douce. Elles sont

réparties en 4 classes : les Euchlorophycées, les Ulothriphycées, les Zygothricées et les Charophycées. Celles-ci comportent environ 500 genres (John, 1994).

La plupart des algues vertes planctoniques appartiennent à l'ordre des Volvocales et celui des Chloroccales qui font partie de la classe des Euchlorophycées (Bourelly 1985).

Les chlorophylles *a* et *b* sont les pigments importants (Nozaki, 2003).

III.2.1.2. Xanthophycées : ils regroupent plus de 100 genres et environ 600 espèces dulçaquicoles. Elles vivent à l'état unicellulaire, colonial ou de filament et sont caractérisées par une plus grande proportion de pigments caroténoïdes (β -carotène) que de chlorophylle, ce qui peut expliquer leur couleur jaune-verte (Groga, 2012).

La paroi cellulaire est souvent absente et quand elle est présente, elle contient une grande quantité de pectine et peut être siliceuse chez plusieurs espèces (Ott et Oldham-Ott, 2003).

III.2.1.3. Bacillariophycées (Diatomées) : c'est un des groupes les plus importants du phytoplancton des eaux douces. Deux propriétés leur sont plus particulières :

- la présence d'une paroi cellulaire siliceuse, s'accumulent, après leur mort, au fond de l'eau, pour former des couches sédimentaires de plusieurs centaines de mètres d'épaisseur. Cette couche siliceuse est utilisée pour filtrer l'eau des piscines, ou dans l'industrie alimentaire pour purifier la bière ou les jus de fruits.
- la présence de pigments de nature caroténoïde (fucoxanthine), qui masquent la chlorophylle, et leur donnent une coloration jaune ou jaune doré caractéristique (Groga, 2012).

Ces microorganismes sont unicellulaires ou coloniaux et sont divisés en deux groupes : les diatomées centriques qui ont une symétrie radiale et les diatomées pennées qui ont une symétrie bilatérale.

Quatre groupes de diatomées pennées sont différenciés sur la base de ces structures : les Araphidées, les Raphidiodées, les Monoraphidées et les Biraphidées (Haslay et Leclerc, 2006).

III.2.1.4. Cryosphyccées : sont des algues unicellulaires ou coloniales (rarement filamenteuses), dont certaines vivent dans une enveloppe protectrice appelée lorique.

-Leurs cellules possèdent un ou plusieurs plastes jaunes ou bruns à cause de la forte concentration en xanthophylles (lutéine, fucoxanthine, diadinoxanthine) et caroténoïdes (β -carotène) masquant la couleur due aux chlorophylles *a* et *c* (Wetzel et al., 2001).

-Elles sont capables d'autotrophie et d'hétérotrophie en se nourrissant de la matière particulaire comme des bactéries ou des protistes (phagotrophie) ou bien en absorbant des molécules organiques complexes (osmotrophie). Beaucoup des espèces appartenant à cette classe n'ont pas de paroi cellulaire mais sont juste entourées d'une membrane cytoplasmique. D'autres possèdent une surface cellulaire couverte de plaques ou d'écailles siliceuses ou calcaires.

- En période de repos, la formation endogène de kystes siliceux, globuleux, percés d'un pore obstrué par un bouchon, est caractéristique des Chrysophycées (Domaizon et *al.*, 2003 ; Sanders et *al.*, 1990).

III.2.1.5. Dinoflagellés : regroupent environ 300 espèces et sont des algues flagellées unicellulaires dont la plupart sont mobiles. Une ceinture transversale, le cingulum, encercle la cellule et la divise en une épithèque et une hypothèque alors qu'une invagination longitudinale, le sulcus, définit la face ventrale de la cellule. Ils possèdent des plaques de cellulose sur la partie externe de la membrane et la taxonomie de ces microorganismes est basée sur le nombre et l'arrangement de ces plaques. Ces plaques peuvent être très fines et sont parfois difficiles à voir par microscopie optique. Des pores apicaux, des extensions de plaques et des épines peuvent aussi apparaître chez certaines espèces. La chlorophylle *a* et *c* sont deux pigments photosynthétiques majeurs des cellules de dinoflagellés (Groga, 2012).

III.2.1.6. Cryptophycées : algues unicellulaires, mobiles de par la présence de deux flagelles et dépourvues de paroi cellulaire. Entourées par une enveloppe est appelée périplaste.

Les cellules sont aplaties dorsoventralement et sont pourvues d'une invagination antérieure qui porte les deux flagelles. Les cellules contiennent une variété de pigments dont la phycoérythrine qui leur donne une couleur rougeâtre caractéristique (Kugrens et Clay 2003).

III.2.1.7. Englénophycées : sont réparties en 13 genres et plus de 2000 espèces. Ils sont presque tous unicellulaires, sans paroi cellulaire, possèdent un, deux ou trois flagelles qui émanent d'une invagination de la membrane cellulaire, une vacuole contractile et un stigma (« eyespot ») orange à rouge composé de globules de caroténoïdes (Rosowski, 2003).

Bien que certaines euglènes soient non pigmentées, phagotrophes et par conséquent considérés comme des protistes animaux (ex protozoaires), la plupart sont photosynthétiques et parfois hétérotrophes.

Le premier niveau de classification est basé sur les pigments photosynthétiques, les produits de réserve et leur localisation cytoplasmique, ainsi que leur niveau de complexité intracellulaire (Bourelly, 1985).

III.2.2. Conséquences de la prolifération des algues

La prolifération des algues peut donc dégrader les habitats et perturber l'équilibre biologique et la physico chimie de l'écosystème, mettant en péril la faune et la flore aquatique.

III.2.2.1. Conséquences sur les paramètres physico-chimiques de l'eau : une prolifération d'algues filamenteuses ou microscopiques (eau verte) est souvent responsable d'une modification de certains paramètres physico-chimiques de l'eau comme une augmentation ou une baisse du pH. Un pH trop élevé résulte de l'absorption en masse du CO₂ par les algues faisant ainsi monter le pH.

Les plantes ont besoin de gaz carbonique (CO₂) pour réaliser la photosynthèse. Un taux d'acidité trop élevé peut entraîner un manque de gaz carbonique libre dans l'eau et, ainsi, freiner la photosynthèse chez les plantes. Les algues ont besoin de CO₂ mais peuvent également réaliser la photosynthèse mieux que les plantes à l'aide de bicarbonate (HCO₃⁻), encore présent en quantité suffisante dans l'eau à un pH élevé.

Les floraisons d'algues entraînant ensuite une désoxygénation de la masse d'eau pouvant menacer la faune et la flore aquatique (Water resources Management Practicum, 2000 Biology).

III.2.2.2. Conséquences pour les bactéries : la production excessive d'oxygène par les algues pendant la journée peut conduire à des teneurs en oxygène nuisibles pour les bactéries dénitrifiantes. L'endommagement de ces bactéries peut provoquer une accumulation des nitrates, ce qui ne fait que stimuler la prolifération des algues.

Comme les algues consomment le gaz carbonique libre et le bicarbonate de l'eau, la capacité de tampon de l'eau est fortement diminuée, ce qui provoque des variations importantes du pH de l'eau qui, à leur tour, freinent l'action des bactéries nitrifiantes et dénitrifiantes qui ont toutes besoin d'un pH bien précis. Ainsi, la transformation de l'ammoniac peut être menacée et il peut s'en suivre, en association avec un pH élevé, une intoxication des poissons (Water resources Management Practicum, 2000).

III.2.3. Procaryotes

III.2.3.1. Cyanophycées (Cyanobactéries) : regroupent plus de 110 genres et environ 1000 espèces dulçaquicoles. La plupart des cyanobactéries sphériques appartiennent à la famille des Chroococcacées et les filamenteuses aux familles des Nostocacées et Oscillatoriacées (Bourrelly, 1985a).

Les cellules appartenant à cette classe se caractérisent par l'absence de noyau, de plaste et de reproduction sexuée.

Les cyanobactéries ou « algues bleues » se distinguent des procaryotes hétérotrophes par la présence de chlorophylle *a* et de pigments accessoires (phycocyanine, phycoérythrine, caroténoïdes) (Colyer et *al.*, 2005 ; Ganf et *al.*, 1991 ; Schagerl et Donabaum.2003).

Certaines cyanobactéries possèdent des vacuoles gazeuses qui leur permettent de se maintenir à une profondeur où la température, la lumière et les éléments nutritifs sont favorables à leur développement (Walsby. 2005).

D'autres cyanobactéries, également filamenteuses, possèdent deux types de cellules particulières : des hétérocystes et des akinètes cas des genres : *Anabaena* et *Nostoc* (Mur et *al.*, 1999).

Les hétérocystes sont capables de fixer l'azote atmosphérique. Ces cyanobactéries sont donc avantagées en milieu limitant en azote assimilable. Les akinètes sont des spores durables et chargées de réserves qui, une fois détachées en conditions favorables, forment un nouveau filament.

Il existe de de fortes efflorescences de cyanobactéries en milieu d'eau douce qu'en milieu marin (Chisholm et *al.*, 1988).

Cyanotoxines : la présence de toxines a été largement rapportée chez les cyanobactéries. Les toxines de cyanobactéries sont généralement classées selon :

- leur mode d'action : les hépatotoxines (foie), les neurotoxines (système nerveux) et les dermatoxines (peau).
- leur structure chimique (microcystines, cylindrospermopsines, anatoxines, saxitoxines, etc).
- leur type de molécules (alkaloides, lipopolysaccharides, polycetides et peptides) (suttle, 2000).

Il a été démontré qu'au moins 46 espèces de cyanobactérie ont le potentiel de produire des toxines (Ernst et *al.*, 2005).

Les cyanotoxines les plus communes appartiennent au groupe des microcystines (MC). Ces peptides cycliques sont principalement produits par les genres *Anabaena*, *Anabaenopsis*, *Nostoc*, *Microcystis*, *Oscillatoria* et *Nodularia*, les trois derniers étant les plus toxiques (Haider et al., 2003). Jusqu'à présent, près de 80 variantes de MC ont été identifiées (Dietrich et Hoeger, 2005).

Le caractère toxique et non toxique d'une même espèce peut varier entre les différentes souches et entre les clones d'une même culture (Carmichael, 1992).

Les cyanobactéries connaissent des phases de prolifération massive, aussi qualifiée d'efflorescence ou de bloom. Ces proliférations se traduisent par la production, sur une courte période de temps (quelque jours), d'une biomasse importante et par une forte diminution de la diversité spécifique dans le compartiment phytoplanctonique. Elles peuvent provoquer une coloration de l'eau qui dépendra des pigments majoritairement présents dans l'espèce dominante, les proliférations sont le plus souvent observées à la surface ou elles forment des agrégats flottants appelés « fleurs d'eau », « écumes » ou « mousse ». De façon moins fréquente, ces phénomènes surviennent en profondeur (entre 10 et 15 mètres) en fonction des disponibilités en nutriments et en énergie lumineuse (Ghedadbia, 2012).

III.2.3.2. Effets indésirables des proliférations des cyanobactéries : les effets de ces proliférations, quand elles sont massives, sont multiples :

➤ **Sur l'environnement et le cadre de vie**

- modification de l'aspect de la ressource par une coloration inhabituelle (bleue, rouge ou verte), des irisations en surface et/ou des masses d'écume se déplaçant au gré des vents ;
- nuisance olfactive lors de la décomposition de la prolifération ;
- l'eutrophisation des rivières et des lacs qui se traduit par une modification de la transparence et de la coloration des eaux due à la prolifération d'algues est de plus en plus préoccupante du fait de multiples problèmes liés à la toxicité potentielle de certaines espèces phytoplanctoniques (Carmichael, 1993).

➤ **Impact sur les organismes vivants**

- perturbation de la biodiversité de l'écosystème aquatique ;
- perturbation des réseaux trophiques aquatiques car les cyanobactéries sont peu ou pas consommées par le zooplancton et leur prolifération s'effectue le plus souvent au détriment du développement des autres microorganismes photosynthétiques (compétition pour les nutriments et la lumière) ;

- mortalités de poissons et des oiseaux par intoxication (Briand et al., 2003).

III.3. Problèmes associés aux algues

Les problèmes liés aux efflorescences sont multiples et peuvent aller de l'asphyxie causée par la consommation excessive d'oxygène par les microorganismes décomposeurs à des problèmes d'ordre esthétique dans des aires récréatives quand il ya formation d'écumes vertes malodorantes.

En cas de production d'eau potable, les efflorescences peuvent aussi amener à une augmentation considérable des coûts de traitement d'eau pour en éliminer la couleur et les odeurs, ou à cause de l'obstruction des filtres dans les stations de pompage.

Lorsque les efflorescences sont dominées par des espèces de cyanobactéries, d'autres problèmes liés à leur potentialité toxique peuvent apparaître.

La seule espèce qui pourrait être une préoccupation sérieuse dans les eaux est la cyanobactérie (*Phormidium* sp.). En effet, elle est connue pour produire des toxines (Neurotoxines, Hepatoxines), bien que le genre *Phormidium* soit généralement moins responsable que d'autres genres (Barthe et al., 1998).

III.4. Chlorophylle

La chlorophylle est le principal pigment assimilateur des végétaux photosynthétiques. Ce pigment, situé dans les chloroplastes des cellules végétales, intervient dans la photosynthèse pour intercepter l'énergie lumineuse, première étape dans la conversion de cette énergie en énergie chimique. Son spectre d'absorption du rayonnement lumineux est responsable de la couleur verte des végétaux ; la longueur d'onde la moins absorbée étant le vert (Feret, 2009).

Il existe plusieurs formes de chlorophylle différenciables selon leur structure chimique :

- la chlorophylle *a* : est le pigment photosynthétique le plus commun du règne végétal ; il est présent chez tous les végétaux aquatiques et terrestres). La mesure de sa concentration dans l'eau est utilisée comme indicateur de la quantité de plancton végétal (phytoplancton, base principale du réseau trophique aquatique). Les taux de l'eau en chlorophylle sont donnés en $\mu\text{g chl}a/\text{L}$.
- la chlorophylle *b* se trouve chez les cormophytes et les Chlorophycées à des teneurs moindres.
- les chlorophylles *c* (c_1 , c_2) se trouvent chez les Phéophycées (algues brunes),
- la chlorophylle *d*, identifiée en 1943 et retrouvée chez les Rhodophytes (algues rouges),

- la chlorophylle *f*, identifiée en 2010 dans certains stromatolithes ; elle a pour caractéristique une absorption décalée vers le rouge par rapport aux autres chlorophylles (Feret, 2009).

III.5. Eutrophisation des eaux douces

L'Eutrophisation du grec « eu » et « trophe » qui signifient respectivement « bien » et « nourriture » (Orive et *al.*, 2002), c'est « le processus d'enrichissement d'une masse d'eau en sels minéraux et en matière organique » (Ghedadbia, 2012).

C'est un processus de transformation et de vieillissement naturel très lent des lacs, par lequel les plans d'eau reçoivent une grande quantité d'éléments nutritifs (notamment du phosphore et de l'azote). Ce qui stimule la croissance des algues et des plantes aquatiques, se déroule normalement sur une période allant de plusieurs milliers d'années. Cependant, les activités humaines ont accéléré la quantité d'éléments nutritifs qui leur proviennent, provoquant des changements dans l'équilibre des écosystèmes aquatiques (Ghedadbia, 2012).

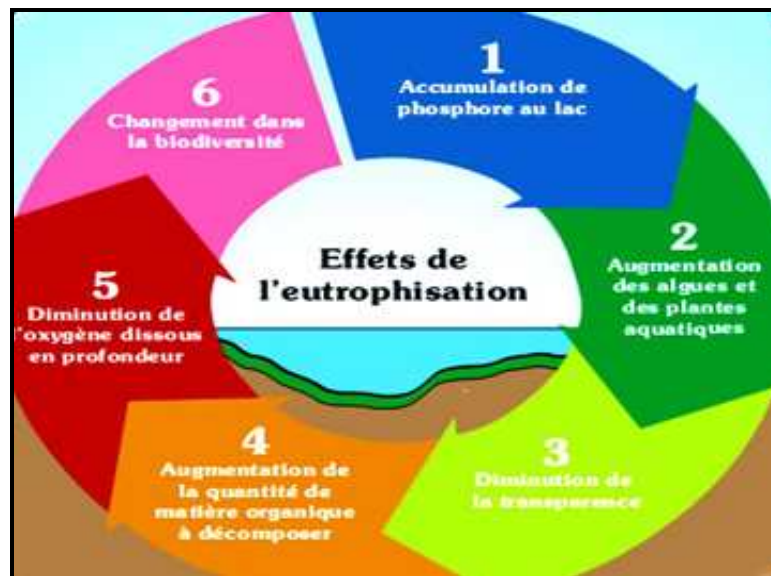


Figure 2. Cycle et effets de l'eutrophisation. (Ghedadbia, 2012).

III.6. Conséquences de l'eutrophisation

L'eutrophisation naturelle à très long terme ainsi que celle, accélérée par l'apport artificiels en nutriments au lac, peuvent causer plusieurs effets indésirables sur l'écosystème aquatique :

- plus grande abondance de plantes aquatiques et d'algues ;
- dégradation de la qualité de l'eau et accumulation de sédiments ;
- consommation de l'oxygène dissous ;

- variation du pH de l'eau ;
- diminution de la transparence de l'eau ;
- changement dans la biodiversité animale et végétale, favorisant les espèces les mieux adaptées aux nouvelles conditions ou l'implantation de nouvelles espèces au détriment de certaines qui étaient déjà établies.
- apparition de fleurs d'eau importantes de cyanobactéries (rapport des toxines) (Hade, 2002).

Chapitre IV

IV. Qualité de l'eau potable

Les eaux courantes charrient inévitablement du sable, du limon, des débris de végétation, des corps flottants. Les eaux dormantes, d'autre part, ne sont pas dépourvues de matières flottantes et de matières en suspension et elles entretiennent parfois une flore algale importante. De plus, la décomposition de corps organiques immobilisés amènerait une décantation sensible de la qualité de l'eau.

Des traitements préparatoires visant à supprimer ces matières étrangères sont donc essentiels. Ces prétraitements, de nature physique ou mécanique, peuvent aussi alléger le travail à accomplir dans les traitements majeurs subséquents (Beaudry, 1984).

IV.1. Définition et objectif du traitement des eaux de surfaces

La production d'eau potable, peut être définie comme la manipulation d'une source d'eau pour obtenir une qualité de l'eau qui satisfait à des buts spécifiés ou des normes érigées par la communauté par le biais de ses agences régulatrices (Hernandaïse, 2006).

Les objectifs du traitement peuvent être répartis en trois groupes :

- la santé publique, qui implique que l'eau distribuée ne doit apporter aux consommateurs ni substances toxiques (organiques ou minérales), ni organismes pathogènes. Elle doit donc répondre aux normes physico-chimiques et bactériologiques (Douaïdi et Yahiaoui, 2012)
- l'aménagement du consommateur, qui est différent du premier point car une eau peut être agréable à boire tout en étant dangereuse (sources polluées...), il s'agit des qualités organoleptiques. Autre ce qui est perçu par les sens olfactifs de l'homme à savoir couleur, odeur et goût, ainsi l'objectif d'une station de production d'eau potable est de fournir un produit de qualité à un prix raisonnable pour le consommateur.
- la production du réseau de distribution, et aussi des installations des usagers (robinetteries, chauffe-eau,...) contre l'entartrage et/ ou la corrosion (Arab et Oudafal, 2016).

IV.2. Etapes de traitement de potabilisation

IV.2.1. Emplacement et aménagement de la prise d'eau

Une étude détaillée du cours d'eau ou du barrage et sur plusieurs sections droites ainsi qu'un relevé des rejets des polluants en amont permettront de choisir le point de prise et le mode de prise (fond, milieu, berge,...) entraînant moins de débris solides et de pollution (Beaudry, 1984).

Une prise effectuée sur une retenue à plans d'eau variables, celle d'un barrage, par exemple, doit tenir compte des mêmes phénomènes, ce qui conduit systématiquement à

concevoir des tours de prise permettant des prélèvements à différentes hauteurs suivant les saisons (Degremont, 1978).

IV.2.2. Prétraitement

IV.2.2.1. Séparation mécanique préalable (dégrossissage) : l'eau avant d'être traitée, doit être débarrassée de la plus grande quantité possible d'éléments dont la nature et la dimension constitueraient une gêne pour les traitements ultérieurs. Pour cela, on effectue des prétraitements de l'eau de surface (Arab et Oudafal, 2016).

IV.2.2.2. Dégrillage : premier poste de traitement, permet de protéger les ouvrages aval de l'arrivée de gros objets charriés par l'eau brute susceptible de provoquer des bouchages dans les différentes unités de traitement qui pourraient nuire à l'efficacité des traitements suivants (Valentin, 2000).

Le dégrillage est assuré par le passage de l'eau au travers une grille inclinée, les barreaux sont généralement en acier (Ketab, 1992).

L'opération est plus ou moins efficace en fonction de l'écartement des barreaux des grilles, on distingue :

- dégrillage fin pour un écartement de 3 à 10mm.
- dégrillage moyen pour un écartement de 10 à 25mm.
- dégrillage grossier pour un écartement de 50 à 100mm (Douaidi et Yahiaoui, 2012).

IV.2.2.3. Macro-tamissage : Les éléments filtrants sont constitués de toiles perforées ou le plus souvent, de toiles à mailles croisées en acier inoxydable ou en tissu synthétique, présentant des ouvertures de 0,15 à 2 mm. Les tamis sont réalisables sous forme de tambours de 1,5 à 6 m de diamètre ou de bandes de 1 à 3 m de longueur et dont la hauteur de 3 à 15 m est adaptée aux rivières à niveau variable (Balaska, 2005).

IV.2.2.4. Dessablage : Le dessablage, est un ouvrage dans lequel les particules denses, dont la vitesse est inférieure à 0,3 m/s, et dont la dureté et la taille sont relativement importantes, supérieur à 0,2 mm de diamètres vont se déposer (Belahmadi, 2011), Il a pour but d'extraire des eaux, les graviers, les sables, les particules minérales de façon à éviter les dépôts dans les canaux, l'abrasion des conduites et à protéger les pompes (Gaumella et Guerree, 1978).

IV.2.2.5. Débourbage : Le débourbage est une étape de séparation solide-liquide (Balaska, 2005). C'est une pré-décantation dont le but est d'éliminer les sables fins et le plus possible de limons. Conçus comme des décanteurs lorsque la teneur en matière en suspension est inférieure à 20- mg/l (Degremont, 1978).

IV.2.2.6. Micro-tamissage : le micro-tamissage, est une technique de séparation physique des particules présentes dans l'eau à traiter. Grâce à une membrane poreuse ou une toile de toile ou de fibres, le micro-tamis est capable de retenir le plancton, les grosses particules de matières organiques et les MES. Cependant le micro-tamis ne peut pas intercepter ni les éléments minéraux fins, ni les éléments colloïdaux et organiques, ni les substances dissoutes (Meziani, 2013).

IV.2.2.7. Dégraissage-Déshuilage : Le déshuilage est une attraction liquide-liquide tandis que le dégraissage est une attraction solide-liquide. Le déshuilage-dégraissage se rapporte à l'extraction de toutes matières flottantes d'une densité inférieure à celle de l'eau. Ces métiers sont de nature très divers (huiles, hydrocarbures, graisses...). Elles peuvent former une émulsion stable entretenue par le brassage de l'eau ou constituer une phase indépendante non émulsionnée (Mekhlaf, 2009).

IV.2.2.8. Pré-oxydation : Elle peut se faire en différents modes, il s'agit d'une aération qui permet de mélanger l'air à l'eau pour favoriser les réactions d'oxydation, éliminer les gaz indésirables (H_2S , CO_2 et les composés organiques volatils), éliminer l'ammoniac NH_4^+ (oxydation par développement bactériens) et le fer Fe_2^+ oxydation en Fe_3^+ enrichir l'eau en oxygène (Babineau, 2002).

IV.2.2.8.1. Pré-oxydation par le Chlore (Pré-Chloration) : La pré-chloration ou pré-oxydation est une étape qui permet d'éliminer l'ammoniaque et de réduire la concentration des microorganismes, les bactéries fécales et les microorganismes pathogènes, détruire la vie animale et les algues, et oxyder l'azote ammoniacal, le fer et le manganèse de façon à faciliter leurs élimination (Samak, 2002).

IV.2.2.8.2. Oxydation par l'ozone : L'ozone (O_3) est une variété allotropique très instable de l'oxygène, qui se décompose facilement en oxygène moléculaire et en oxygène naissant.

L'oxygène naissant ainsi libéré est un des oxydants les plus puissants dont les propriétés oxydantes, décolorantes, algicides, bactéricides et virulicides sont remarquables (Best Water Technologie, 2009).

IV.2.3. Clarification

L'un des objectifs majeurs du traitement des eaux, c'est de la clarifier. C'est-à-dire d'éliminer les matières en suspension et non dissoutes qui la trouble en vue de la rendre plus claire, suivant les normes de vigueur (Beaudry, 1984 ; Moundounga et Claver, 2012).

IV.2.3.1. Coagulation-floculation : La coagulation et la floculation permettent l'élimination des particules de très faible diamètre (colloïdes) qui leur élimination ne peut se baser sur la simple décantation. En effet, leur vitesse de sédimentation est extrêmement faible (Cardot, 1982).

IV.2.3.1.1. Coagulation : La coagulation, est la déstabilisation des particules colloïdales chargées négativement par addition d'un réactif, coagulant, qui contribue à une modification des couches ioniques.

Le choix du coagulant est basé sur un certain nombre de paramètres qui doivent être pris en compte tels que la température, turbidité et/ou matière organique, caractéristiques des eaux brutes (dont l'équilibre calco-carbonique), coût du produit et la disponibilité (Hernandaise, 2006).

IV.2.3.1.2. Floculation : La floculation est l'agglomération de ces particules déchargées en micro floccule, puis en flocons volumineux et décantables (floc). Cette floculation peut être améliorée par l'ajout d'un autre réactif : le floculant ou adjuvant de floculation qui peut être minéral, naturel ou synthétique (Rodier, 2009).

IV.2.3.2. Décantation : La décantation est un procédé de séparation solide-liquide basé sur la gravité. Lors de la décantation, les particules, dont la densité est supérieure à celle de l'eau, vont avoir tendance à s'accumuler au fond du décanteur sous l'effet de la pesanteur. Les particules seront éliminées du fond du bassin périodiquement. L'eau clarifiée se situant à la surface du décanteur est ensuite redirigée vers l'étape de filtration (Moundounga et Claver, 2012).

IV.2.3.3. Filtration : La filtration est un procédé destiné à clarifier un liquide qui contient des MES en le faisant passer à travers un milieu poreux constitué d'un matériau granulaire.

La réaction de ces particules se déroule à la surface des grains grâce à des forces physiques. La filtration permet une élimination correcte des bactéries, de la couleur et de la turbidité (Cardot, 1982).

IV.2.4. Traitement d'affinage

Le traitement de l'eau par les agents coagulants et par la filtration contribue de façons importantes à supprimer les microorganismes pathogènes, qu'on trouve régulièrement dans les eaux superficiels, par ailleurs il peut être nécessaire de recourir à certains traitements d'affinage, tel que l'adsorption sur charbon actif, s'il ya lieu d'améliorer la saveur ou d'atténuer une odeur juger nuisible, ou d'éliminer un micropolluant. Et la désinfection terminale chimique ou physique est donc obligatoire pour éliminer les microorganismes restants et les protozoaires (Beaudry, 1984).

IV.2.4.1. Adsorption sur charbon actif : Le charbon actif fait partie d'une gamme de substances présentant une très grande porosité et une surface spécifique importante de l'ordre de 500 à 1500 m²/g de charbon. Ces qualités confèrent au charbon actif un grand pouvoir d'adsorption. Ce processus physicochimique est utilisé dans les filières d'eau potable pour fixer les substances impossibles à éliminer les substances humiques, la couleur, les goûts et odeurs, les phénols, les crésols, ainsi que plusieurs substances toxiques non biodégradables (Cardot, 1982).

Le charbon actif est disponible sous deux formes :

a- charbon actif en poudre (CAP) : Le charbon actif en poudre est un réactif pulvérulent de granulométrie très fine de 10 à 50µm (Beaudry, 1984).

b- charbon actif en grains (CAG) : L'élimination des polluants organiques et les matières organiques, est l'enjeu majeur de l'emploi du CAG. L'efficacité d'un CAG dépend de sa nature, des caractéristiques du micropolluant (taille, solubilité) et des conditions hydrauliques de filtration.

Cette bio élimination de la matière organique fait appel aux phénomènes d'adsorption par la présence d'une biomasse colonisatrice de la surface du charbon (Castaing, 2011).

IV.2.4.2. Désinfection : C'est l'étape ultime de traitement de l'eau de consommation avant distribution. Elle permet d'éliminer tous micro-organismes pathogènes présents dans l'eau

(Lounnas, 2009), par l'emploi des agents chimiques tels que le chlore, l'ozone, ou par des procédés physiques tel que les rayons ultra violets.

Pour une bonne désinfection l'eau doit être de bonne qualité. La teneur en matières en suspension doit être aussi réduite que possible et au maximum égale à 1 mg/l. en effet. La teneur en matière organiques, en carbone organique total, et surtout en carbone organique assimilable doit être la plus faible possible. S'il subsiste une teneur trop importante de ces paramètres, l'eau va consommer le résiduel de désinfectant, ce qui concerne la reviviscence éventuelle des bactéries. En outre, il sera difficile, voir impossible de maintenir une teneur constante en désinfectant résiduel dans le réseau (Desjardins, 1997).

Le choix du désinfectant, est fonction de critères techniques (désinfection simple ou poussée) et économiques. Les différents types de désinfectants sont :

❖ **Chlore** : Le Chlore est un désinfectant chimique important dans la purification de l'eau.

En raison de sa toxicité, il est utilisé comme biocide, pour les bactéries et autres microbes, l'élimination de l'azote ammoniacal, précipitation du fer, précipitation du manganèse, oxydation des cyanures, oxydation des nitrites, action du chlore sur les matières organiques (Degremont, 2005). Le chlore a des propriétés rémanentes, son action désinfectante est valable sur tout le long du réseau de distribution d'eau (Gani, 2001).

La désinfection des eaux comporte deux étapes importantes correspondant à deux effets différents d'un désinfectant donné :

- **Effet bactéricide** : Capacité de détruire les germes en une étape donnée du traitement.
- **Effet rémanent** : C'est un effet du désinfectant qui se maintient dans le réseau de distribution et qui permet de garantir la qualité bactériologique de l'eau.

Les radicaux du chlore utilisés :

- ✓ désinfection par le chlore gazeux (Cl_2) (Desjardins, 1990) ;
- ✓ désinfection par l'hypochlorite de sodium (NaOCl) (Diakit, 2008) ;
- ✓ désinfection par le dioxyde de chlore ClO_2 (Arab et Oufal, 2016 ; Cardot, 1999).
- ❖ **Désinfection par l'Ozone** : C'est une désinfection de choix, d'un prix de revient certainement plus élevé que la chloration, mais d'une efficacité bien supérieure (Massachelein, 1980).
- ❖ **Désinfection par ultraviolets** : Les UV permettent d'obtenir une bonne désinfection et même une action virulicide poussée à condition d'être appliquée à une couche d'eau de faible épaisseur, sous une puissance suffisante. L'eau doit être claire, non turbide non colorée, dépourvue de fer, de colloïdes organiques ou de microorganismes (Beaudry, 1984).

IV.3. Normes de qualités des eaux potables

L'eau après traitement doit répondre aux normes de qualité établies selon différents paramètres, notamment microbiologiques. Des analyses sont effectuées pour vérifier le respect de ces normes (Duguet et *al.*, 2006).

La réglementation internationale se résume dans le texte de l'OMS. Cette organisation s'est employée, depuis de nombreuses années passer en revue et à évaluer les informations concernant les aspects sanitaires liés à la qualité des eaux destinées à la consommation humaine (OMS, 1986).

Le Tableau 4 représente les paramètres de qualité de l'eau de consommation humaine selon l'OMS 2002 (paramètres avec valeurs limites).

Tableau 4. Paramètres de qualité de l'eau de consommation humaine selon l'OMS 2002 (paramètres avec valeurs limites).

Elément/substance	Symbole	Ligne directrices fixées par l'OMS
Aluminium	Al	0,2 mg/l
Ammonium	NH ₄ ⁺	Pas de contrainte
Antimoine	Sb	0,02 mg/l
Arsenic	As	0,01mg/l
Baryum	Ba	0, 7 mg/l
Béryllium	Be	Pas de valeur guide
Bore	B	0,5mg/l
Cadmium	Cd	0,003mg/l
Chlore	Cl	Pas de valeur guide mais on peut noter un gout à partir de 250 mg/l
Chrome	Cr ₃ ⁺ , Cr ₆ ⁺	Chrome total : 0,05 mg/l
Couleur	-	Pas de valeur guide
Cuivre	Cu ₂ ⁺	2mg/l
Cyanure	CN ⁺	0,07mg/l
Oxygène dissous	O ₂	Pas de valeur guide
Fluorure	F ⁻	1,5mg/l
Dureté	-	200 ppm
Sulfure d'hydrogène	H ₂ S	0,05 à 1 mg/l
Fer	Fe	Pas de valeur guide
Plomb	Pb	0,01
Manganèse	Mn	0,04
Mercure	Hg	Inorganique :0,006
Molybdène	Mb	0,01 mg/l
Nickel	Ni	0,07 mg/l
Nitrate et nitrite	NO ₃ , NO ₂	50 et 3 mg/l exposition a court terme
Turbidité	-	Non mentionnée
pH	-	Pas de valeur guide mais un optimum entre 6,5 et 9,5
Sélénium	Se	0,01mg/l
Argent	Ag	0,01mg/l
Sodium	Na	Pas de valeur guide
Sulfate	SO ₄	500mg/l
Etain inorganique	Sn	Pas de valeur guide peu toxique
Uranium	U	0,015mg/l
Zinc	Zn	3mg/l

Matériels et méthodes

Objectifs de l'expérimentation

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer la qualité de l'eau du barrage de Taksebt avant et après traitement à travers des tests d'analyses physicochimiques, bactériologiques et algales.

I. Description de la zone d'étude

Le sous bassin versant de Oued Aïssi est l'un des principaux affluents de Oued Sebaou. Il s'étend sur une distance de 39 Km et draine un bassin de 450 Km².

Les facteurs hydrologiques et géologiques, les précipitations estimées à 850mm/an, la fonte du manteau neigeux du Djurdjura et l'écoulement superficiel, favorisé par la domination des formations imperméables, font du sous-bassin versant de Oued Aïssi une région à fort potentiel hydrique. L'importance de cette ressource explique l'implantation du barrage de Taksebt dans cette région.

I.1. Présentation et localisation du barrage de Taksebt

I.1.1. Situation géographique

Le barrage de Taksebt est un grand barrage hydraulique sur la rivière de Takhoukhth, et son prolongement la rivière de Ait Aïssi, entre Aït Iraten et Ait Aïssi dans la wilaya de Tizi-Ouzou (figure 3). Sa capacité est de 175 millions mètres cubes.

Le barrage de Taksebt qui s'étend sur une surface de 550 ha, se trouve à 7 km au Sud-Est de la ville de Tizi Ouzou et 100 Km à l'Est de la ville d'Alger, a des coordonnées géographiques : 36° 24' 15" Nord et 4° 45' 46" Est.

Le Bilan hydrologique de Tizi-Ouzou durant les périodes 2015 et 2016 établie par la station météorologique de Tizi-Ouzou est consigné au niveau de l'annexe A II.1.

I.1.2. Objectif de l'aménagement

Le système de production d'eau de Taksebt a pour objectif de transférer les eaux du barrage mobilisées vers les wilayas de Tizi-Ouzou, Boumerdes et Alger (figure 3, 4). Les ressources en eau ainsi transférées permettront de résorber le déficit avec un volume 168hm/an et de satisfaire à l'horizon 2023 l'ensemble de la demande en eau potable des populations des trois wilayas.

I.1.3. Caractéristiques du barrage

Le barrage de Taksebt a été officiellement mis en service le 5 juillet 2007. Il représente une aubaine pour des millions de gens. C'est un écosystème perceptible, qui peut changer significativement la région. Ses fonctions biologiques confèrent déjà à cette zone humide, une capacité à produire et à nourrir de la matière vivante et devenir un réservoir de la biodiversité.

Le barrage est doté d'une capacité de stockage de 180 millions de m³ et alimente la wilaya de Tizi Ouzou à raison de 20 000 m³/jour, ce barrage est destiné à l'AEP des villes situées sur le couloir des willayas de Tizi-Ouzou, de Boumerdes et Alger (figure 5).

Les principales caractéristiques sont consignées au niveau de l'annexe A II.1.

I.2. Présentation de la station de traitement des eaux de Taksebt

L'eau brute provenant du barrage de Taksebt après son passage par la station de pompage d'arrivée pour éliminer les objets volumineux, l'eau est acheminée vers la station de potabilisation de Taksebt ou elle subit différentes étapes de traitements quotidiens avant d'être distribuée aux consommateurs (figure 5).

La station de traitement des eaux se situe à environ 8 km du barrage de Taksebt. Elle occupe une superficie de 34 hectares. Mise en service en Mai 2007. Elle a été dimensionnée pour traiter un débit maximale d'eau 616 000 m³/j (tableau 5).

La station est conçue pour l'alimentation en eau potable (l'AEP) des villes situées sur le couloir des willayas de Tizi-Ouzou, Boumerdes et Alger. Le transfert se fait de façon gravitaire depuis la station de traitement jusqu'aux différents réservoirs, tout au long du transfert, dont 9 piquages seront opérés.

Tableau 5. Capacité de la station.

	Valeurs	
Débit	Eau brute : 616 000 m ³ /j.	Eau traitée : 605 000 m ³ /j.
Volume des boues	Extraites du clarificateur : 7400 m ³ /j.	Extraites du filtre : 3600 m ³ /j.
Capacité de la station	Eau nominale : 605 000 m ³ /j	Eau recirculée : 30 250 m ³ /j.
Variation du débit à traiter	Minimum : 202 000 m ³ /j.	Maximum : 605 000 m ³ /j.



Figure 3. Localisation du barrage de Taksebt (Tizi-Ouzou).

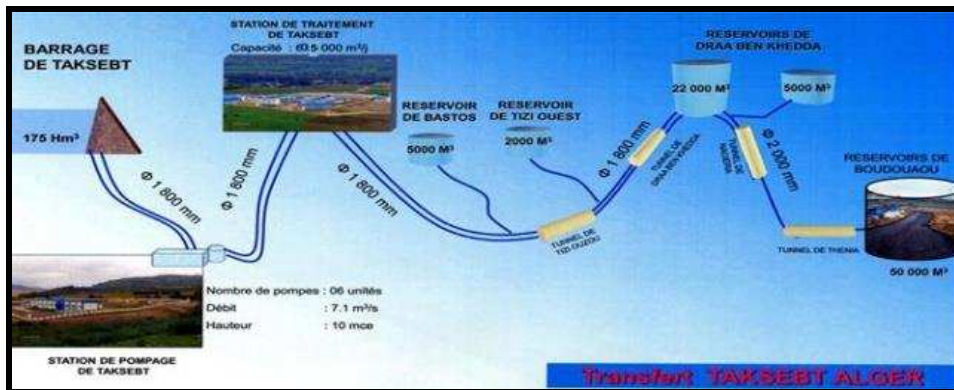


Figure 4. Carte du transfert Taksebt-Alger



Figure 5. Station de traitement de Taksebt.

Les ouvrages de la station comprennent les différentes étapes de traitement.

Les Bâtiments des préparations et dosages des réactifs qui sont consignées au niveau de l'annexe A II.1.

Les procédés de traitement de la station concernent les ouvrages d'entrée (Chambre de dissipation, chambre de mélange ou s'effectue l'injection des réactifs, chambre de répartition), la décantation, la floculation et filtration et enfin la désinfection (Annexe A II.2).

- **Dissipation** : la chambre de dissipation permet le contrôle et le réglage du débit d'arrivée d'eau brute.

La chambre de dissipation possède un volume de 430 m³ assurant un temps de rétention de 60 secondes à un débit d'eau brute maximal de 616 000 m³/j. L'excédent est dévié vers un trop plein.

- **Mélange et injection de réactifs** : des réactifs sont injectés dans l'ouvrage d'entrée, dans le sens du flux ou il assure un temps de contact suffisant pour assurer le mélange homogène des réactifs suivants :

➤ **Chlore en pré-chloration Cl₂** : utilisée pour limiter la présence d'organismes (algues, bactéries et plancton) susceptibles de proliférer dans les filières de traitement et les matières organiques. Cette opération oxyde une partie du fer et du manganèse. Le taux d'injection est déterminé par un test de "demande en Chlore".

➤ **Permanganate de potassium KMnO₄** : utilisé pour la précipitation du manganèse ou contrôler la charge biologique.

➤ **Charbon actif en poudre (CAP)** : sert à contrôler le goût et l'odeur de l'eau en comptant les micropolluants d'origine organique.

➤ **Sulfate d'alumine Al₂(SO₄)₃** : utilisé pour coaguler les matières en suspension colloïdales très fines afin de faciliter la clarification dans les décanteurs.

➤ **Acide sulfurique (H₂SO₄)** : l'injection d'acide sulfurique permet d'ajuster le pH qui doit être proche de 6,4 à 7 pour optimiser la coagulation.

Le taux d'injection de l'acide sulfurique est déterminé par un test appelé le " jars test" (Annexe A II.3).

- **Chambre de répartition** : permet deux choix d'exploitation :

- une répartition équilibrée du débit vers les décanteurs pulsaturb.

- de répartir le débit vers les ouvrages de by-pass des décanteurs (Annexe A II.2).

- **Décanteurs pulsaturbe** : à la sortie de la chambre de répartition, l'eau est acheminée dans les décanteurs dont le débit maximal théorique unitaire est de 4500 m³/h, correspondant à une vitesse ascensionnelle de 7,55 m³/m²/h.

Le principe est de séparer les particules floculées de l'eau clarifiée.

Une partie des MES décantées est conservée au fond de l'ouvrage, formant un lit de boue. On distingue huit décanteurs destinés à clarifier l'eau. Ils délivrent une eau clarifiée dont la qualité doit répondre aux normes.

L'eau clarifiée est évacuée par des orifices submergés (goulottes d'eau clarifiée) dans des rigoles de décantation. Les boues sont collectées dans des trémies et évacuées.

✓ **Canal By-Pass (Parshall) et floculateurs** : le canal de By-Pass est utilisé lorsque la qualité de l'eau brute d'érigée depuis l'ouvrage de répartition ne nécessite pas l'utilisation de la décantation. Le débit est mesuré au passage dans un canal de mesure de type Parshall. L'injection de polymère s'effectue par une rampe avec deux points d'injection qui peut être isolée par une vanne manuelle.

L'eau est ensuite dirigée vers les floculateurs rotatifs à barrière d'une vitesse périphérique ajustable de 0,25 à 1 m/s qui ont comme fonction le mélange de l'eau et le polymère pour multiplier la surface de contact (Annexe A II.2) (Souici et Aid, 2007).

✓ **Décanteurs pulsatoire** : A la sortie de la chambre de répartition l'eau est acheminée dans les décanteurs dont le débit maximal théorique unitaire est de 4500 m³/h, correspondant à une vitesse ascensionnelle de 7,55 m³/m²/h.

Le principe est de séparer les particules floculées de l'eau clarifiée. Les particules colloïdales ne peuvent être décantées efficacement que si elles entrent en contact entre elles pour former des floes de plus grande taille.

Une partie des MES décantées est conservée au fond de l'ouvrage, formant un lit de boue. Il occupe un volume apparent variable selon sa densité et la vitesse de l'eau. L'eau clarifiée est évacuée par des orifices submergés (goulottes d'eau clarifiée) dans des rigoles de décantation.

✓ **Filtres aquazure V** : l'eau venant des décanteurs ou floculateurs est répartie depuis un déversoir qui permet l'équi-répartition des débits entre les filtres à sable en services de granulométrie homogène (type aquazure V), ils peuvent fonctionner dans un domaine de vitesse de filtration de 7 à 20 m³, les filtres fonctionnent en alternance par groupe de 12. L'eau est ensuite filtrée par gravité à travers la couche de sable puis collectée par des buselures traversant la dalle planchée qui supporte les matériaux filtrants, (Annexe A II.2).

La perte de charge à travers le filtre est mesurée en permanence et indique le niveau de colmatage du filtre. Lorsque le filtre est colmaté, une commande de lavage automatique est actionnée. Le principe de lavage des filtres est consigné au niveau de l'annexe A II.4.

✓ **Chambres d'entrée des cuves de contact (Désinfection)** : après l'injection de chlore (post-chloration), l'eau filtrée de chaque filière est dirigée dans la chambre d'entrée des cuves de contact.

En sortie de la chambre d'entrée, l'eau chlorée débouche dans la cuve de contacte la ou Elle nécessite un temps de contacte suffisamment long 30 min à 323500 m³/j (débit maximal d'une filière).

Le lait de chaux est injecté au dessus du déversoir pour contrôler le pouvoir corrosif de l'eau dans le cas nécessaire.

I.3. Echantillonnage et calendrier des prélèvements

L'étude des paramètres physico-chimiques, bactériologiques et planctoniques se réalise par des prélèvements d'eau spatio-temporels effectués pendant la période allant du mois de Fevrier 2016 au moi de Mai 2016 (à différents niveaux et à différentes périodes).

Dans le but de compléter et de mieux caractériser l'eau étudiée, nous avons effectué une série de cinq prélèvements, en amont et en aval du barrage.

Le choix des sites s'est basé sur : la topographie du milieu, la morphometrie (les principaux cours d'eaux qui déversent au niveau du barrage), la profondeur, la nature du couvert végétal, l'ombrage et les activités agricoles (figure 6 ; tableau 6).



Figure 6. Répartition des sites d'échantillonnage au niveau du barrage de Taksebt.

Tableau 6. Caractéristiques des sites d'étude

Site	Date	Température	Caractéristiques	Profondeur mesurée
1	29-02-2016 1 ^{er} pont	Température réelle 16°C Mi 7°	Situé sur la rive droite du barrage, alimenté par l'oued Ait Aissi 36°64'11" Nord 4°13'17" Est	de surface
2	14-03-2016 Au large	Température réelle 20°C Mi 3°C	Situé sur la rive gauche du barrage 36°67'03" Nord 4°12'71" Est	de surface
3	29-03-2016 La digue	Température réelle 24°C Mi 6°C	proche de la digue (A 100 m) le site le plus profond là ou ils se rencontrent tous les effluents 36°67'50" Nord 4°11'94" Est	-Niveau 1 : de surface -Niveau 2 : à 12 m de profondeur -Niveau 3 : à 24 m de profondeur
4	16-04-2016 2 ^{ème} pont	Température réelle 27°C Mi 7°C	Situé sur la rive droite du barrage alimenté par l'oued At-Bu- Yahia 36°66'02" Nord 4°11'98" Est	de surface
5	14-05-2016 Rivière	Température réelle 24°C Mi 10°C	Situé en Mont Sud du barrage, alimenté par l'oued principal Takhokht 36° 62' 70" Nord 4°14' 53" Est	de surface

II. Analyses des paramètres physico-chimiques et des paramètres de pollution

Les analyses paramètres physico-chimiques et des paramètres de pollution sont effectués au laboratoire des Analyses physico-chimiques de la SEAAL Taksebt.

II.1. Matériels utilisés

II.1.1. Appareillage

L'appareillage utilisé au cours des analyses physico-chimiques est : Spectrophotomètre d'absorption moléculaire Type DR 6000 (HACH LANGE) ; dispositif de filtration avec pompe sous vide ; conductimètre ; turbidimètre ; oxymètre ; chlorométrie de terrain ; distillateurs ; étuve à 105°C ; balance de précision ; hotte ; plaque chauffante.

II.1.2. Verrerie et autres matériels

Pipettes graduées 1ml, 2ml, 5ml, 10ml, 20ml et 25ml stériles; tubes à essais stériles ; flacons de 200ml et 250ml et 1000ml ; fioles ; burettes ; béchers ; Erlenmeyer ; pissettes d'eau distillée ; entonnoir ; sachets de réactif HACH ; réactif DPD 1 ; filtres : (cellulose acétate; en fibres de verre Borosilicaté).

II.2. Méthodes

II.2.1. Echantillonnage

L'échantillonnage d'eau pour l'analyse des paramètres physico-chimique est effectué dans des flacons d'un litre à usage unique, pour assurer l'ensemble des paramètres demandés. Transporter et conserver au frais et à l'obscurité.

II.2.2. Analyse des paramètres physicochimiques

II.2.2.1. Mesure électro-métrique du pH

➤ Mode opératoire

- Etalonner le pH mètre avec une solution tampon ;
- Rincer l'électrode avec l'eau distillée ;
- Prendre environ 100ml dans un bêcher de l'échantillon à analyser ;
- Régler l'agitateur avec une faible vitesse d'agitation ;
- Tremper l'électrode dans le bêcher ;
- Laisser stabiliser un moment ; Puis noter le pH.

➤ Expression des résultats

Les résultats sont exprimés en unités de pH

II.2.2.2. Détermination de la conductivité électrique

La mesure de la conductivité électrique d'une colonne d'eau délimitée par deux électrodes de platines maintenues en parallèles.

➤ **Mode opératoire**

- Prendre un échantillon conservé dans de bonnes conditions (température ambiante, hygiène) ;
- Mettre l'électrode dans le bécher, puis appuyer sur la touche « **Read** », la valeur de la conductivité s'affiche sur l'écran de l'appareil en ($\mu\text{S}/\text{cm}$) ou bien (ms/cm).

➤ **Expression des résultats**

- Si les résultats de la conductivité dépasse la valeur $9999 \mu\text{S}/\text{cm}$, les résultats s'affiche en ms/cm . $1\text{ms}/\text{cm} = 1000 \mu\text{s}/\text{cm}$.

II.2.2.3. Mesure de la température

La mesure de la température de l'eau à traiter est importante pour optimiser le fonctionnement d'une installation, car les vitesses des réactions chimiques le temps de floculation, les activités microbiennes sont sous la dépendance de la température de l'eau soumise au traitement. La température est donnée automatiquement avec l'appareil de mesure (conductimètre).

- Pour cette analyse on utilise une verrerie rigoureuse propre et rincée avant usage avec de l'eau distillée.
- On rince plusieurs fois la cellule à conductivité avec de l'eau distillée puis on la plongeant dans un bécher contenant de l'eau à analyser, en prenant soins que les électrodes de platine soient complètement immergés ; puis on fait la mesure sur le mode température.

➤ **Expression des résultats**

Le résultat est affiché en $^{\circ}\text{C}$.

II.2.2.4. Détermination de la couleur par Spectrophotométrie d'absorption moléculaire

➤ **Mode opératoire**

- Sélectionner sur le spectrophotomètre le programme d'analyse (120 Couleur, 455 nm) ;
- Préparation du blanc : remplir une cuve carrée de 1cm avec de l'eau distillée ;
- Préparation de l'échantillon : remplir une autre cuve de 1cm avec l'échantillon à analyser ;

- Essuyer l'extérieur du blanc (cuve) et l'introduire dans le compartiment de cuve en dirigeant le trait de remplissage vers la droite ;
- Sélectionner sur l'écran : Zéro indication à l'écran : 0 unité PtCo ;
- Essuyer l'extérieur de la cuve contenant l'échantillon préparé et l'introduire dans le compartiment de cuve en dirigeant le trait de remplissage vers la droite, sélectionner sur l'écran : Mesurer.

➤ **Expression des résultats**

Les résultats sont indiqués en unité PtCo.

II.2.2.5. Détermination de la turbidité

Cette méthode s'applique à la mesure de la turbidité des eaux destinées à la consommation humaine, la plage de mesure est de 0 à 4000 NTU (turbidimètre Hach 2100N).

- L'échantillon doit être remis à température ambiante et être homogénéisé doucement avant la mesure.
- La cuve de mesure doit être propre et essuyée à chaque utilisation, elle doit être rincée avec l'échantillon à analyser avant la mesure.

La mesure de la turbidité s'effectue de la manière suivante :

- Remplir la cuve sans faire de bulle, visser le bouchon et sécher la cuve.
- Insérer la cuve dans le puits de mesure en plaçant la flèche de la cuve face au repère.
- Attendre l'affichage automatique d'une valeur. Si la valeur n'apparaît pas au bout de quelques secondes, appuyer sur (enter) et lire la valeur affichée.

➤ Expression des résultats :

Les résultats sont exprimés en NTU.

II.2.2.6. Dosage de l'oxygène dissous

Ce protocole opératoire a pour objet la description du dosage de l'oxygène dissous par une méthode électrochimique à la sonde sension 156 HACH.

➤ **Dosage**

Une fois l'électrode soigneusement stabilisée et calibrée, la mesure doit être effectuée comme suit :

- Placer l'électrode dans l'échantillon. La sonde de la température doit être émersée ;
- Agiter correctement l'échantillon ou remuer l'électrode dans l'échantillon afin de retirer toute bulle d'air de la membrane ;

- Le résultat de mesure s'affiche lorsque la valeur de mesure est stabilisée. Noter la valeur ou l'enregistrer ;
- Commuter entre concentration en mg/l et % de saturation par pression sur la touche DO.

➤ **Expression des résultats**

Le résultat est donné en concentration (milligramme d'oxygène par litre) ou en taux de saturation (% d'oxygène dissous).

II.2.2.7. Mesure de l'UV à 254nm par Spectrophotométrie d'absorption moléculaire

Ce protocole décrit une méthode de mesure de l'indice de matières organiques qui est déterminé par une mesure quantitative spectrométrique en UV à la longueur d'onde $\lambda=254\text{nm}$.

➤ **Mode opératoire**

- Homogénéisation de l'échantillon par agitation manuelle ;
- Remplir la cuve en quartz de 1cm de trajet optique avec l'échantillon à analyser et mesurer ensuite l'absorbance en notant la première valeur DO affichée.

➤ **Calculs et expressions des résultats**

Cuve de 1cm : $\text{DO lus} \times 100 = \text{résultat final}$.

Les résultats sont exprimés en DO par mètre de trajet optique.

II.2.2.8. Dosage du chlore libre

La méthode à la DPD (N.N _ Diethylphénylène 1,4 Diamine) est basée sur la mesure de l'intensité de la couleur par comparaison visuel de la couleur, cette méthode est applicable à des concentrations en chlore total allant de 0 à 3,5 mg/l.

➤ **Mode opératoire**

- Remplir une cellule en verre de 10 ml avec l'échantillon ;
- Essuyer l'extérieur du blanc et l'introduire dans l'appareil en dirigeant le trait de remplissage de la cellule au trait indiqué sur l'appareil ;
- Sélectionner (**Zéro**) indication à l'écran: **0,00 mg/l CL₂**.

➤ **Préparation de l'échantillon**

- Remplir une cellule de 10ml de l'échantillon à analyser ;
- Transférer le contenu du réactif (**DPD1**) dans la cellule ;
- Agiter la cellule pendant 20 secondes pour homogénéiser. Une coloration rose apparaîtra en présence du chlore libre après l'adjonction du réactif,

- Essuyer l'extérieur de la cellule contenant l'échantillon préparé et l'introduire dans le compartiment de la cellule, appuyer sur (**Read**)

➤ **Expression des résultats**

Les résultats sont indiqués en mg/l Cl₂ libre.

II.2.3. Mesure des paramètres de pollution

II.2.3.1. Dosage de l'Azote ammoniacal

Ce mode opératoire décrit une méthode du dosage de l'Azote ammoniacal par la méthode au salicylate¹ (0,01- 0,50 mg/l NH₄).

➤ **Mode opératoire**

- Sélectionner le programme d'analyse 385 Ammoniac salic ;
- Remplir deux cellules de 10ml une avec l'échantillon à analyser, et l'autre avec de l'eau distillée une pour le dosage du blanc ;
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif au salicylate d'ammoniaque dans chaque cellule, boucher et agiter jusqu'à dissolution du réactif en poudre ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie. Appuyer sur OK. Laisser réagir 3 minutes ;
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif au cyanurate d'ammoniaque dans chaque cellule, boucher et agiter jusqu'à dissolution du réactif en poudre ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie. Appuyer sur OK. Une période de réaction de 15 minutes va commencer. Une coloration verte apparaîtra en cas de présence d'azote ammoniacal ;
- Mesurer.
- **Expression des résultats**
Les résultats sont indiqués en mg/l NH₄.

II.2.3.2. Dosage des Nitrites

Ce mode opératoire décrit une méthode du dosage Diazotation par l'utilisation des pochettes de réactif ou ampoules AccuVac (0,002 – 0,300 mg/l NO₂⁻ -N).

➤ **Mode opératoire**

- Appuyer sur programmes enregistrés, sélectionner le programme d'analyse (371 N Nitrite LR PP) ;
- Préparation de l'échantillon : remplir une cellule de 10 ml de l'échantillon ;

- Transférer le contenu d'une pochette de réactif pour nitrites NitriVer 3 dans la cellule, agiter pour homogénéiser jusqu'à dissolution de la poudre ;
- Une coloration rose se développera en présence de nitrites ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie, appuyer sur OK. Laisser réagir 20 minutes;
- Préparation du blanc : remplir une cellule de 10 ml avec l'échantillon, essuyer l'extérieur du blanc et l'introduire dans le compartiment de la cellule, sélectionner sur l'écran : **Zéro**, indication à l'écran : 0,000 mg/l NO₂⁻ -N ;
- Essuyer l'extérieur de la cellule contenant l'échantillon préparé et l'introduire dans le compartiment de la cellule, sélectionné sur l'écran Mesurer.

➤ **Expression des résultats**

Les résultats sont indiqués en mg/l NO₂⁻ -N.

II.2.3.3. Dosage des Nitrates

Ce mode opératoire décrit une méthode du dosage des Nitrates par la méthode de réduction au cadmium en utilisant les pochettes de réactifs (0,01 – 0,50 mg/l NO₃⁻ -N) ;

➤ **Mode opératoire**

- Appuyer sur programmes enregistrés, sélectionner le programme d'analyse (351 Nitrate LR) ;
- Remplir une éprouvette graduée de 25 ml jusqu'au trait de 15 ml avec l'échantillon ;
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif NitraVer 6 dans l'éprouvette ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie, appuyer sur OK. Laisser réagir 3 minutes ;
- Agiter énergiquement l'éprouvette pendant 3 minutes ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie. Appuyer sur **OK**, Laisser réagir 2 minutes;
- Transférer ensuite 10 ml de l'échantillon dans une cellule propre avec soin ;
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif NitriVer 3 dans la cellule (l'échantillon préparé) ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie. Appuyer sur **OK**, une période de réaction de 30 secondes va commencer ;
- Agiter doucement la cellule pendant 30 secondes, une coloration rose apparaîtra en présence de nitrates ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie, appuyer sur OK. Laisser réagir 15 minutes;
- Préparation du blanc : lorsque la minuterie retentit remplir une cellule de 10 ml avec l'échantillon original ;

- Essuyer l'extérieur du blanc et l'introduire dans le compartiment de la cellule;
- Sélectionner sur l'écran : Zéro, indication à l'écran : 0,00 mg/l NO_3^- -N ;
- Essuyer l'extérieur de la cellule contenant l'échantillon préparé et l'introduire dans le compartiment de la cellule, sélectionner sur l'écran Mesurer.

➤ **Expressions des résultats**

Les résultats sont indiqués en mg/l NO_3^- -N

II.2.3.4. Dosage des Ortho-phosphates

Ce mode opératoire décrit une méthode du dosage des Ortho-phosphates par la Méthode au PhosVer 3 (acide ascorbique), pochettes de réactifs ou ampoules AccuVac (0,02 – 2,50 mg/l PO_4^{3-}).

➤ **Mode opératoire**

- Appuyer sur programmes enregistrés, sélectionner le programme d'analyse (490 P. réactif. PV) ;
- Remplir deux cellules de 10 ml avec l'échantillon à analyser,
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif pour phosphate PhosVer 3 dans une cellule, immédiatement boucher la cellule et l'agiter vigoureusement pour 30 secondes pour homogénéiser ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie, appuyer sur OK. Laisser réagir 2 minutes ;
- Lorsque la minuterie retentit, on passe à la mesure.

➤ **Expressions des résultats**

Les résultats sont indiqués en mg/l PO_4^{3-}

II.2.3.5. Dosage du Fer

Le dosage du fer par méthode au Ferro Ver 1, une Pochette de réactif ou ampoule Accu Vac de 0,02 à 3,00 mg/l. la mesure se fait avec un spectrophotomètre d'absorption moléculaire DR 6000, et la lecture est obtenue à 510nm.

➤ **Mode opératoire**

Remplir deux cellules de 10ml de l'échantillon à analyser, une pour le dosage du blanc et l'autre pour la mesure du fer dans l'échantillon;

- Sélectionner le programme d'analyse (265 fer Ferrover) puis démarrer ;
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif pour fer Ferrover dans la cellule contenant l'échantillon à analyser, homogénéiser. Une coloration orange apparaîtra en présence de fer.

- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie, appuyer sur OK. Laisser réagir 3 minutes ;
- Essuyer l'extérieur du blanc et l'introduire dans le compartiment cuve en dirigeant le trait de remplissage vers la droite.
- Sélectionner sur l'écran : Zéro, indication à l'écran 0,00 mg/l Fe ;
- Retirer le blanc et introduire l'échantillon contenant le réactif, sélectionner sur l'écran : Mesurer.

➤ **Expression des résultats**

Les résultats sont indiqués en mg/l Fe.

II.2.3.6. Dosage de l'Aluminium

Ce mode opératoire décrit une méthode du dosage de l'Aluminium par Kit LCK 301. Le domaine d'application est de 0,02 à 0,50 mg/l en Aluminium.

➤ **Principe**

Le chromazurol S forme avec l'Aluminium en milieu tampon acétate légèrement acide une laque de coloration verte.

➤ **Préparation des échantillons**

Le pH de l'échantillon = 3 et 3,5.

La température échantillon/réactifs = 20°C.

➤ **Analyse de l'échantillon**

- Pipeter 2ml de la solution A (LCK301 A), les introduire dans le tube à LCK301 ;
- Pipeter 3ml de l'échantillon, les introduire dans le tube à LCK301 ;
- Introduire dans le tube à LCK301, une cuillère rase du réactif B (LCK301 B) ;
- Fermer la cuve et mélanger le contenu jusqu'à dissolution du lyophilisat.
- Attendre 25 min, bien nettoyer l'extérieur de la cuve et mesurer.

➤ **Mesure de l'échantillon dans le spectrophotomètre**

- Introduire le tube du blanc (ZERO LCK301) dans la porte cuvette adéquate au tube de LCK301 ;
- Attendre quelque seconde (le spectrophotomètre affiche L1) ;
- Introduire le tube de l'échantillon, lire directement la concentration en mg/l ;

➤ **Expression des résultats**

La concentration en ions Aluminium Al^3 est exprimée en milligramme par litre.

II.2.3.7. Dosage du Manganèse

Le dosage du Manganèse est fait par la méthode au PAN1 (pochettes de réactif 0,006-0,700 mg/l), l'indicateur PAN ajouté se combine au Mn^{2+} pour former un complexe de couleur orange. La lecture est obtenue à une densité optique de 560 nm.

➤ **Mode opératoire**

- Sélectionner le programme d'analyse (290 Manganèse LR PAN) démarrer ;
- Remplir deux cellules jusqu'au trait de 10 ml, une avec de l'eau distillée et l'autre avec l'échantillon à analyser ;
- Transférer le contenu d'une pochette de réactif à l'acide ascorbique dans chaque cellule. Boucher et retourner doucement pour dissoudre la poudre ;
- Ajouter 12 gouttes de la solution réactif de cyanure alcalin dans chaque cellule ;
- Agiter doucement pour homogénéiser, la solution peut devenir trouble
- Ajouter 12 gouttes de la solution indicatrice au PAN à 0,1% dans chaque cellule ;
- Agiter doucement pour homogénéiser, l'échantillon virera à l'orange en présence du manganèse ;
- Appuyer sur l'icône représentant la minuterie, appuyer sur OK. Laisser réagir 2 minutes ;
- Mesurer.

➤ **Expression des résultats**

Les résultats sont indiqués en mg/l Mn.

II.2.3.8. Dosage de la matière organique

Le test consiste à mesurer en milieu acide la quantité d'oxygène utilisée pour la réduction du Permanganate de potassium par les matières oxydables contenues dans une eau.

➤ **Réactifs utilisés**

- Eau déionisée ou de qualité équivalente dont la consommation en permanganate est négligeable.
- Acide sulfurique concentré à 18 mol/L ($d = 1,84$).
- Solution mère de permanganate de potassium 0,1 N (20 mmol/L).
- Solution fille de permanganate de potassium à 2 mmol/L.
- Solution d'acide sulfurique à 2 mol/L.
- Solution mère d'oxalate de sodium à 0,1 N (0,05 mol/L).

- Solution fille d'oxalate de sodium à 0,01 N (5 mmol/L).

➤ **Dosage de l'Indice permanganate**

- Acidifier l'échantillon avec 25 ml d'acide sulfurique et le porter à 98 °C,
- Ajouter 25 ml de permanganate de potassium (solution titrée) et maintenir l'ébullition pendant 10 minutes (\pm 15 secondes) : au cours de cette phase, le permanganate de potassium sera consommé par les matières oxydables contenues dans l'échantillon,
- Après 10 minutes d'ébullition, ajouté 25ml d'oxalate de sodium (solution titrée) en excès, pour réduire le permanganate de potassium qui n'a pas été consommé.
- Titrer les solutions encore chaudes avec la solution de permanganate de potassium 0,01N jusqu'à l'apparition d'une coloration rose pâle persistant environ 30 s. Noter le volume de solution de permanganate consommé, soit : (V_{BL} pour l'eau distillée, V_T pour l'eau traité, V_B pour l'eau brute)
- Ajouter 25 ml d'oxalate de sodium pour l'échantillon d'eau distillée pour décolorer puis titrer une autre fois avec le permanganate de potassium, il s'agit donc d'un dosage en retour du permanganate de potassium non consommé par les matières oxydables.
- Noter le volume consommé, soit $V_{BL\ retour}$.

➤ **Expression des résultats**

L'indice permanganate (IP), exprimé en milligrammes d'oxygène par litre d'échantillon (selon ISO 9001), peut alors se calculer comme suit :

$$IP \text{ (mg/L O}_2\text{)} = [(V_{\text{Echantillon}} - V_{BL}) / V_{\text{retour}}] \times M_{\text{O}_2}$$

Expression dans laquelle on peut remplacer par sa valeur calculée précédemment, avec :

- $V_{\text{Echantillon}}$: volume en ml de la solution de permanganate de potassium utilisé pour le titrage de l'échantillon.
- V_{BL} : volume en ml de la solution de permanganate de potassium consommé pour l'essai à blanc.
- V_{retour} : volume en ml de la solution de permanganate de potassium titré utilisé pour le dosage de retour.
- MO_2 : Masse molaire de l'oxygène.

III. Analyses bactériologiques

Les analyses paramètres bactériologiques effectués au laboratoire de Bactériologie de la SEAAL Taksebt.

III. 1. Matériel

III. 1. 1. Milieux de cultures et réactifs

Les milieux de cultures utilisés différent selon la méthode utilisée et les microorganismes recherchés.

➤ **Milieux de cultures utilisés pour la recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 22°C et à 37°C**

- Gélose PCA.

➤ **Milieux de cultures utilisés pour la recherche et le dénombrement des bactéries coliformes et d'*Escherichia coli***

- Gélose Tergitol.

- Bouillon au Tryptophane.

- Réactif de Kovacs.

- Disques d'oxydase.

➤ **Milieux de cultures utilisés pour la recherche et le dénombrement des Entérocoques intestinaux**

- Gélose de Slanetz et Bartley

- Gélose Bile Esculine Azoture (B. E.A)

➤ **Milieux de cultures et additifs utilisés pour la recherche et le dénombrement des spores de bactéries anaérobies Sulfite-Réductrices « *Clostridia* »**

- Gélose base Viande-Foie.

- Additif Alun de Fer.

- Additif Sulfite de Sodium.

➤ **Milieux de cultures et additifs utilisés pour la recherche et le dénombrement des Staphylocoques**

- Gélose Chapman au mannitol.
- Peroxyde d'hydrogène H₂O₂.
- Bouillon B.H.I.B.
- Plasma Humain.

III. 1. 2. Matériels utilisés

Le matériel utilisé est : Bain marie thermostaté ; bec Bunsen ; compteur de colonies ; étuve ; hotte : incubateur ; membrane de filtration stérile en cellulose de 0,22 µm et 0,45µm de porosité ; pinces steriles ; pompe sous vide ; rampe de filtration en acier inoxydable graduée, stérilisée à la flamme avant chaque analyse.



Figure 7. Dispositif de filtration

III. 1. 3. Consommables et autres matériels

Boîtes de Pétri stériles (55 et 90 mm de diamètre), à usage unique ; pipettes stériles à usage unique ; pipettes pasteur ; gel désinfectant pour les mains.

III. 2. Méthodes

III. 2. 1. Echantillonnage et conservation

L'échantillonnage d'eau pour les analyses microbiologiques est effectué dans des flacons en verre stériles en évitant toute contamination. Le volume prélevé doit être suffisant pour assurer l'ensemble des paramètres demandés.

Les échantillons prélevés sont remis le plus tôt possible pour l'analyse. Ils sont transportés dans des glacières à des températures comprises entre 2 et 10°C, dans des conditions qui évitent une modification du nombre de micro-organismes présents.

Les échantillons qui nécessitent des dilutions sont conservés entre 2 et 10 ° C jusqu'à la lecture des résultats, ceci dans le cas où les prises d'essai auraient été mal choisies.

IV. 2. 2. Recherche des germes dans l'eau

IV. 2. 2. 1. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 22°C et à 37°C

La recherche et le dénombrement des microorganismes revivifiables est effectuée selon la méthode par comptage de colonies par inoculation dans ou sur un milieu de culture gélosé.

- **Préparation des milieux de culture**

- utiliser un bain marie à une température de 100°C.
- faire fondre le flacon contenant la gélose stérile (gélose PCA).
- maintenir le milieu complet à 45°C jusqu'à utilisation.

- **Ensemencement**

L'ensemencement est effectué de la manière suivante :

- marquer les boîtes de pétri stériles.
- porter aseptiquement 1ml de l'échantillon à analyser sur chacune des boîtes de pétri.
- ajouter 15 à 20 ml de milieu de culture fondu et refroidi.
- mélanger avec précaution par rotation lente.
- laisser solidifier.
- retourner les boîtes et incuber: une à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant $44 \pm 4\text{h}$, et l'autre à $22 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant $68 \pm 4\text{h}$.

- **Dénombrement et expression des résultats**

- retirer les boîtes des étuves et compter les colonies présentes dans chaque boîte.
- calculer le nombre estimé d'unités formant colonies dans 1ml d'échantillon.

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés sous la forme du nombre d'unités formant colonies par millilitre d'échantillon (UFC/ml) pour chaque température d'incubation.

Si les boîtesensemencées avec les plus fortes dilutions utilisées contiennent plus de 300 colonies, exprimer les résultats sous la forme \square 300 colonies.

IV. 2. 2. Recherche et dénombrement des bactéries coliformes et d'*Escherichia coli*

La recherche et le dénombrement des bactéries coliformes et d'*Escherichia coli* est effectuée selon la méthode de filtration sur membrane

- **Préparation du milieu de culture**

-utiliser un bain marie à une température de 100°C.

-faire fondre le flacon contenant la gélose Tergitol stérile.

-laisser refroidir à une température de 50°C, couler dans les boîtes de Pétri un volume suffisant et laisser solidifier.

- **Filtration et incubation pour les bactéries Coliforme Totaux**

-stériliser la surface supérieure de la rampe de filtration ainsi que la plaque poreuse.

-laisser refroidir.

-prélever une membrane de son emballage à l'aide d'une pince stérile.

-poser la membrane sur la plaque poreuse de la rampe de filtration.

-filtrer stérilement (dans la zone de stérilité du Bec Bunsen) la quantité d'eau désirée (100ml).

-Prélever la membrane avec une pince stérile en la saisissant par son bord.

-déposer la membrane sur la boîte de pétri préalablement préparée en prêtant attention à ne pas piéger de bulles d'air.

-incubation à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant $21 \pm 3\text{h}$, le couvercle vers le bas.

- **Dénombrement, confirmation et expression du résultat**

Après la période d'incubation, on dénombre les colonies caractéristiques qui se présentent sous forme de colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en jaune quelle que soit leur diamètre.

- déposer le disque d'oxydase à l'aide d'une pince stérile sur la colonie puis imbiber le disque avec une goutte d'eau distillée.

- s'il ya un virage au bleu violet foncé dans les 30 secondes qui suivent, l'oxydase est positive (absence de bactéries Coliformes Totaux).

- s'il ya pas de virage, l'oxydase est négative (présence de bactéries Coliformes Totaux).

- **Filtration et incubation des *Escherichia coli***

- stériliser la surface supérieure de la rampe de filtration ainsi que la plaque poreuse.
- laisser refroidir.
- prélever une membrane de son emballage à l'aide d'une pince stérile.
- poser la membrane sur la plaque poreuse de la rampe de filtration.
- filtrer stérilement (dans la zone de stérilité du Bec Bunsen) la quantité d'eau désirée (100ml).
- prélever la membrane avec une pince stérile en la saisissant par son bord.
- déposer la membrane sur la boîte de pétri préalablement préparée en prêtant attention à ne pas piéger de bulles d'air.
- incubation à $44 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ pendant $22 \pm 2\text{h}$, le couvercle vers le bas.

- **Dénombrement, confirmation et expression du résultat**

Après la période d'incubation, dénombrer les colonies présentant un aspect lisse légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en jaune quelle que soit leur diamètre ;

- repiquer et ensemercer dans un bouillon contenant le bouillon au tryptophane ;
- incuber à $44 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ pendant $22 \pm 2\text{h}$;

Après la période d'incubation sur le bouillon au tryptophane, une recherche d'indole comme suit :

- ajouter 2 à 3 gouttes de réactif Kovacs qui donne un anneau rouge brique à la surface du bouillon en présence d'*Escherichia-coli*.

L'apparition d'une coloration rouge brique à la surface du bouillon confirme la production d'indole. Le résultat est exprimé en nombre de bactérie *Escherichia coli* dans 100 ml d'eau.

III. 2. 2. 3. Recherche et dénombrement des Entérocoques intestinaux

La recherche et le dénombrement des Entérocoques intestinaux est effectuée selon la méthode de filtration sur membrane

- **Préparation du milieu de culture**

- faire fondre le flacon contenant la gélose stérile de Slanetz et Bartley dans un bain marie à une température de 100°C , puis refroidir à une température de 50°C .
- couler la gélose dans les boîtes de pétri et laisser solidifier.

- **Déroulement de la filtration et incubation**

La recherche des entérocoques intestinaux nécessite la filtration de 100ml de l'échantillon sur membrane de $0,45\mu\text{m}$.

-prélever la membrane avec une pince stérile, la déposer sur la boîte de pétri préalablement gélosée en s'assurant que le filtre adhère bien sur la surface de la gélose (absence de bulles d'air).

-mettre la boîte de pétri dans l'incubateur à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 44 ± 4 h.

- **Dénombrement**

Après incubation, les entérocoques intestinaux typiques donnent des colonies bombées de taille moyenne, rose ou rouge.

- **Confirmation**

Si les colonies typiques se présentent sur le filtre, transférer le filtre à l'aide d'une pince stérile, sans retournement, sur la boîte de pétri contenant la gélose Bile Esculine Azide (B.E.A) qui a été préchauffée au préalable à 44°C .

- incubation à $44 \pm 0,5^\circ\text{C}$ pendant 2h.

- retirer la boîte de pétri et compter les colonies entourées d'un halo noir indiquant l'esculine plus.

- **Expression des résultats**

La mesure est exprimée en UFC pour 100 ml d'eau.

III. 2. 2. 4. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies Sulfito-Réductrices « *Clostridia* »

La recherche et le dénombrement des spores de bactéries anaérobies Sulfito-Réductrices « *Clostridia* » est effectuée selon la méthode de filtration sur membrane

- **Préparation du milieu de culture**

-utiliser un bain marie à une température de 100°C .

-faire fondre le flacon contenant la gélose stérile.

-laisser refroidir à une température de 50°C .

-rajouter les additifs.

-maintenir le milieu complet au bain marie à 45°C jusqu'à utilisation.

- **Sélection des spores**

Avant de procéder à l'essai, l'échantillon à analyser doit être chauffé dans un bain marie à une température de $75 \pm 5^\circ\text{C}$, dans le but de détruire toutes formes végétatives des bactéries anaérobies Sulfito-réductrices éventuellement présentes, pendant 15 mn à partir du moment où cette température a été atteinte, puis refroidir jusqu'à température ambiante.

- **Déroulement de la filtration et incubation**

-filtration de 100 ml de l'échantillon à analyser à travers une membrane filtrante de 0.22µm.

-après filtration, prélever la membrane avec une pince stérile et la placer face supérieure retournée vers le bas dans le fond d'une boîte de pétri en s'assurant qu'il ne reste pas de bulles d'air sous le filtre.

-ensuite verser soigneusement le milieu de culture liquéfié avec additifs, jusqu'au rebord de la boîte de pétri.

-laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ.

-incuber à $37 \pm 1^\circ\text{C}$ pendant $22 \pm 2\text{h}$ (1^{ère} lecture) et $44 \pm 4\text{h}$ (2^{ème} lecture).

- **Dénombrement et expression des résultats**

Une première lecture (dénombrement des colonies) après $22 \pm 2\text{h}$ d'incubation doit être impérativement faite pour éviter un développement trop important de bactéries.

En effet, en présence de nombreuses colonies, une diffusion des halos peut conduire à une coloration noire uniforme de la membrane, rendant le dénombrement impossible en 48h ;

- toute colonie noire entourée d'un halo est considérée comme résultant d'une spore de bactérie anaérobie sulfito-réductrice.

- Le résultat est exprimé en nombre de spores de germes anaérobie sulfito-réducteurs dans 100ml d'eau.

III. 2. 2. 5. Recherche et dénombrement des Staphylocoques à Coagulase positive

La recherche et le dénombrement des staphylocoques à coagulase positive est effectuée selon la méthode de filtration sur membrane.

- **Préparation du milieu de culture**

- utiliser un bain marie à une température de 100°C .

- faire fondre le flacon contenant la gélose stérile Chapman.

- maintenir le milieu à une température de 80°C et laisser refroidir à une température de 50°C .

- couler la gélose contenant le milieu sélectif dans les boîtes de pétri et laisser solidifier.

- **Déroulement de la filtration et incubation**

- stériliser la surface supérieure de la rampe de filtration ainsi que la plaque poreuse.

- laisser refroidir.

- prélever une membrane de son emballage à l'aide d'une pince stérile.

- la poser sur la plaque poreuse de la rampe de filtration.

- agiter soigneusement le flacon d'eau à analyser

- verser stérilement la quantité d'eau désirée (100 ml).
- ouvrir le robinet pour laisser l'eau s'écouler.
- dès que la membrane paraît sèche enlever l'entonnoir et prélever la membrane avec une pince stérile en la saisissant par son bord.
- déposer la membrane sur le milieu sélectif (gélose au Chapman) en prêtant attention à ne pas piéger des bulles d'air.
- incuber à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 44 ± 4 h les boîtes de pétri, le couvercle vers le bas.
- après la période d'incubation procéder aux tests de confirmation.

- **Dénombrement et confirmation**

Après la période d'incubation spécifiée, dénombrer les colonies caractéristiques (staphylocoques à coagulase positive ou plus particulièrement celles de *Staphylococcus aureus*), qui apparaissent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées soit en jaune (fermentation du mannitol) ou en blanc.

- prendre 3 à 5 colonies au hasard, pour confirmation.
- une demi colonie servira au test à la catalase l'autre demi sera triturée dans un tube contenant du bouillon BHIB, à incuber à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 20 ± 4 heures pour le test à la coagulase. *Staphylococcus aureus*, possède ces deux enzymes

- **Test à la catalase**

- placer une goutte d'une solution de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à 20 volumes sur une lame de microscope.
- prélever la moitié d'une colonie avec une pipette pasteur et l'émulsionner doucement dans la goutte d' H_2O_2 .
- observer immédiatement s'il y a apparition de bulles d'oxygène (catalase positive) ou absence (catalase négative).

Les observations peuvent se faire macroscopiquement ou à l'aide d'un microscope à faible grossissement.

- **Test à la coagulase**

- après incubation du bouillon BHIB, ajouter stérilement 0,1 ml de cette culture à 0,3 ml de plasma humain contenu dans un tube stérile à essai ou à hémolyse, et incuber de nouveau à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 2 à 6 heures.
- examiner la Coagulase ou bien ré-incuber à 20 ± 4 heures et examiner de nouveau.
- considérer que la réaction à la Coagulase est positive quand le coagulum occupe plus des trois quarts du volume initialement occupé par le liquide.

- **Expression des résultats**

La mesure est exprimée en UFC pour 100 ml d'eau à analyser.

IV. Dosage de la chlorophylle « a » et d'un indice phéopigments

Le dosage de la chlorophylle a été effectué à la SEAAL Taksebt.

IV. 1. Echantillonnage

- Prélever les échantillons dans des flacons en verre brun de 1000 ml, remplis à ras bords et bouchés sans laisser d'air.
- Transporter et conserver les échantillons au frais et à l'obscurité.

IV.1. 2 Matériel utilisée

- Spectrophotomètre d'absorption moléculaire type DR 6000 (HACH LONGE) ; centrifugeuse ; dispositif de filtration avec pompe sous vide ; filtres de cellulose acétate ; pince ; pipettes; poire ; Acétone à 90°; papier Aluminium.

IV.1.3. Méthode de dosage de la chlorophylle « a » par Spectrométrie d'Absorption Moléculaire

En cas des échantillons chargés, la pré-filtration est nécessaire pour éliminer les végétaux macroscopiques et les algues filamenteuses dérivantes.

➤ **Filtration**

Homogénéisation du contenu des flacons puis filtration. La dépression nécessaire à la filtration doit être la plus faible possible (afin d'éviter l'éclatement des cellules sur le filtre),

La durée de filtration ne doit pas excéder 10 min.

Le volume filtré varie selon que l'eau est chargée ou pas en phytoplancton et/ou en matière en suspension. Il est de :

- 100ml, pour une eau très chargée.
- 1000ml, pour une eau très peu chargée.
- Jusqu'à 5 l pour une eau pauvre en chlorophylle.

➤ **Extraction dans l'acétone**

Mélanger 9 volumes d'acétone à 90% (V/V), pour 1 volume d'eau distillée (Conserver à l'abri de la lumière à température ambiante dans un flacon hermétiquement fermé).

- Placer le filtre dans un tube à centrifuger contenant 10 ml à 20 ml d'acétone à 90% ;
- Couvrir par du papier d'Aluminium.
- Agiter jusqu'à dissolution du filtre (environ 30 s).

L'extraction doit être effectuée dans les 12h qui suivent le prélèvement. Sinon, conserver le filtre sec à -20°C, enveloppé dans du papier aluminium, pendant 1 mois maximum.

➤ **Centrifugation**

- Centrifuger les extraits pendant 10 min à 3500 tours/minute ;
- Transférer le surnageant dans une fiole jaugée et compléter au volume initial de solvant (10 ml à 20 ml) avec de l'acétone pure ;
- Conserver la fiole à l'obscurité et effectuer la mesure dans les minutes qui suivent la centrifugation ;
- Dans le cas où le culot du tube de centrifugation est coloré en vert, le noter dans le rapport d'essai.

➤ **Mesure**

- Tracer la ligne de base du spectrophotomètre avec une solution de référence constituée par un filtre en acétate de cellulose dissous dans un volume de 15 à 20 ml d'acétone à 90% puis centrifuger.
- Transférer l'extrait de l'échantillon dans la cuve du spectrophotomètre.
- Mesurer l'absorbance de l'extrait aux longueurs d'ondes 750 nm ($A_0 750$), 663nm ($A_0 663$), 645nm ($A_0 645$), 630nm ($A_0 630$), 430nm ($A_0 430$) et 410nm ($A_0 410$) en utilisant une cuve munie d'un bouchon, de parcours optique de 1cm.

➤ **Calculs**

- **Concentration brute en chlorophylle a « C » ($\mu\text{g/l}$)**

$$C = v / (L \times V) \times (11,64(A_0 663 - A_0 750) - 2,16(A_0 645 - A_0 750) + 0,10(A_0 630 - A_0 750))$$

- **Indice de dégradation « ID » : $ID = (A_0 430 - A_0 750) / (A_0 410 - A_0 750)$**
- **Pourcentage de chlorophylle a dans l'échantillon d'eau « P » : $P = 59,0 + 137,6 \ln ID$**
- **Concentration en chlorophylle a « Ca » (en $\mu\text{g/l}$) dans l'échantillon d'eau :**

$$Ca = C \times P / 100$$

- **Concentration en indice phéopigments « Pa » (en $\mu\text{g/l}$) dans l'échantillon d'eau :**

$$Pa = C - Ca$$

Avec : $A_0 750$: Absorbance à 750 nm ; **$A_0 663$:** Absorbance à 663 nm ; **$A_0 645$:** Absorbance à 645nm ; **$A_0 630$:** Absorbance à 630nm ; **$A_0 430$:** Absorbance à 430nm ; **$A_0 410$:** Absorbance à 410 nm.

- **V :** Volume de solvant initial utilise pour l'extraction (15 ou 20 ml)
- **V :** Volume d'eau filtrée (en litres)
- **L :** Parcours optique de la cuve utilisée (1cm)

V. Dénombrement et Identification du phytoplancton

Le dénombrement et l'identification du phytoplancton sont effectués dans trois laboratoires différents de la SEAAL (Taksebt, Alger et Boudouaou).

V.1 Matériels utilisés

Le matériel utilisé est le suivant : bouteille d'échantillonnage ombrée de 200ml ; bouteille hydrologique d'échantillonnage de type VAN DORN de capacité 2,5 litres ; chambre de sédimentation (Utermohl) ; microscope inversé ; réticule de comptage ; lame micrométrique ou micromètre objet ; microscope optique ; lame et lamelles ; appareil photos numérique ; pipette pasteur ; pipette graduée ; capsule ; seringue ; bécher ; papier aluminium ; réactif Lugol.

V.2 Méthodes

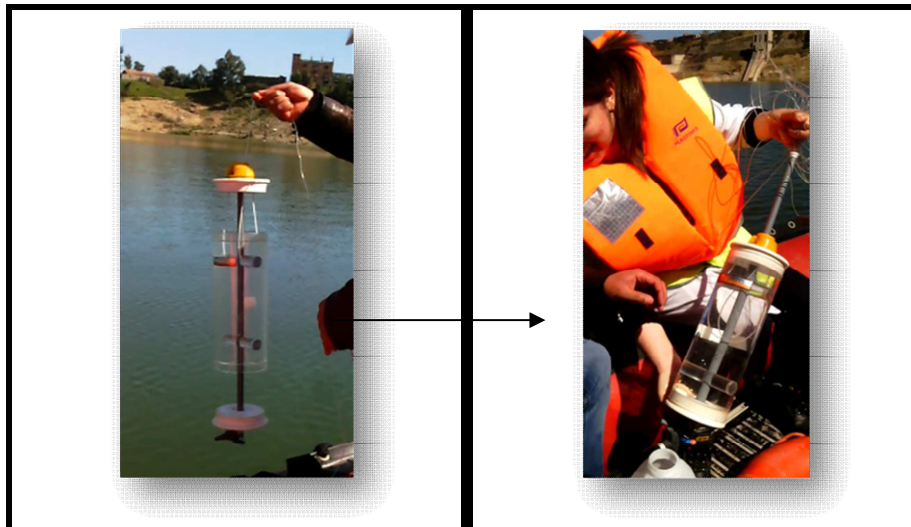
V.2.1 Echantillonnage et conservation

Lors de notre étude, des prélèvements bimensuel ont été effectués au niveau des mêmes stations ayant été échantillonnées pour l'étude hydrologique et pendant une période qui s'est étendue du mois de Février au mois de Mai 2016 au niveau du barrage de Taksebt.

L'échantillonnage du phytoplancton a été réalisé par deux méthodes :

- le prélèvement en profondeur du phytoplancton a été réalisé à l'aide d'une bouteille hydrologique de type VAN DORN de capacité 2,5 litres.

Notons que ce prélèvement a été effectué le 29 Mars 2016 avec la contribution de la protection civile.



Avant

Après

Figure 8. Méthode de prélèvement des eaux en profondeur.

- le prélèvement de surface du phytoplancton a été réalisé à l'aide d'une bouteille d'échantillonnage ombrée de 200ml.



Figure 9. Méthode de prélèvement des eaux en surface.

- **Conservation (stabilisation ou fixation)** : les échantillons sont stabilisés au moment du prélèvement ou au plus tard à leur arrivée au laboratoire, afin de protéger les substances organiques de la décomposition.
- **Stabilisation au Lugol** : ajouter 5ml de solution Lugol par litre d'échantillon pour une conservation à court terme.

Le Lugol a pour rôle de colorer l'amidon (composé de stockage de certaines algues) et rendre alors la reconnaissance des algues facile.

- En vue d'une identification, il est souhaitable d'apprécier la mobilité de certaines algues, pour cela conserver une petite fraction de l'échantillon non stabilisé jusqu'à 36 heures à $5\pm 3^\circ\text{C}$ et à l'abri de la lumière et afin d'éviter la photo-oxydation.

V.2.2 Dénombrement et Identification du phytoplancton par microscopie inversée (La méthode Utermöhl).

Ce mode opératoire a pour objet de décrire une méthode pour l'estimation de l'abondance et de la composition taxinomique du phytoplancton d'eau douce à l'aide d'un microscope inversé et de chambre de sédimentation.

C'est un examen complet qui donne le nombre de cellules algales rapporté au millilitre ainsi que l'identification et le nombre de chaque algue rencontrée ordonnée en genre en utilisant une liste qui comprend les genres algaux les plus couramment rencontrés, regroupés en classe.

Le choix du volume du sous-échantillon à décanter dépend de l'origine de l'eau, de la saison et donc de l'abondance du phytoplancton. Ce volume peut varier de 1ml à 100ml. Habituellement 50 à 100ml d'eau traitée est mise à décanter et 10 ml pour une eau brute.

- La prise d'essai est directement décantée :

- Bien homogénéiser l'échantillon ;
- Verser délicatement en une seule fois, jusqu'à ras bord du volume de l'échantillon à décanter choisi en évitant la présence d'air en surface : en maintenant l'ensemble : « cylindre de décantation / chambre de comptage », fortement serré pour éviter toute fuite.
- Obstruer rapidement en glissant une lamelle de verre. Vérifier l'absence de perte d'eau ;
- Placer la ou les cellules de décantation à température ambiante, à l'abri de la lumière directe et des vibrations, sur une surface horizontale et laisser sédimenter ;
- Le temps de sédimentation est directement lié à la hauteur de la chambre utilisée, il faut en moyenne 4 heures par 10 mm de hauteur de chambre.

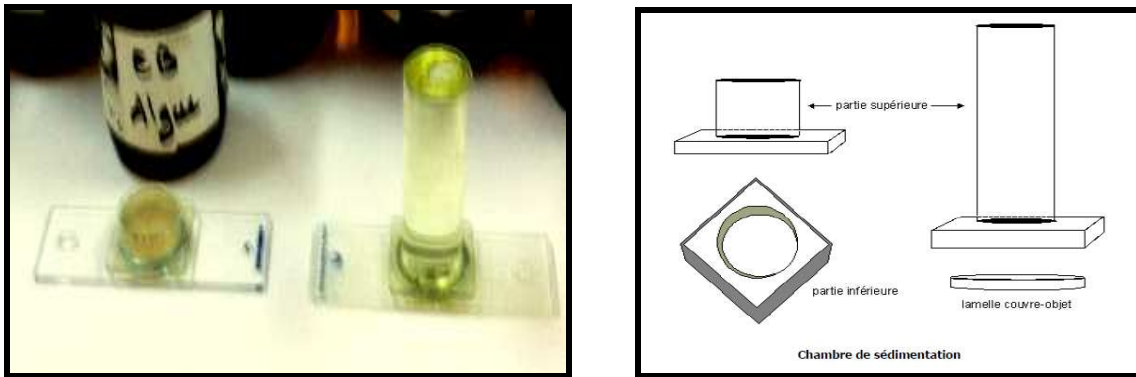


Figure 10. Chambre de sédimentation.

-Pour la lecture, positionner :

- Les chambres à sédimentation : installer un accotoir de chaque côté de la chambre de comptage avec une lamelle de verre carrée de la même surface que la cellule posée sur un des accotoirs ;
- Pousser le cylindre de décantation avec la lamelle jusqu'à recouvrement complet de la chambre de comptage par la lamelle de verre de façon à ne garder en pesanteur que les algues concentrées dans la chambre de comptage ;
- Eliminer l'eau contenue dans le cylindre ;
- Tous les éléments sédimentés se retrouvent au fond de la cellule de décantation qui sera observée par le dessous.

➤ **Dénombrement proprement dit**

Le dénombrement s'effectue à partir de l'observation du fond de la cellule de décantation dans laquelle l'échantillon est préalablement décanté et après une évaluation de la répartition aléatoire des algues à faible grossissement (x20) est effectuée.

Le dénombrement se fait au grossissement (x40) grâce à un microscope inversé étalonné muni d'un réticule de comptage (grille de Whipple 8x8 mm) monté sur l'un des oculaires et représentant un champ.

Le comptage de la chambre est réalisé en choisissant des champs aléatoirement et le nombre de champs comptés est noté. Il est réalisé en parcourant la chambre de gauche à droite et de bas en haut ou inversement.

Les algues dénombrées doivent être vivantes : présence de chloroplastes.

Pour s'assurer de la cohérence de la méthode utilisée pour déterminer quels objets algaux traversant les lignes du quadrillage se trouvent dans le champ et hors du champ, le dénombrement se fera selon la règle décrite au niveau de la figure 11.

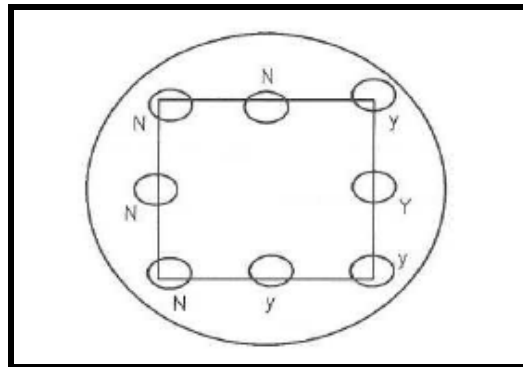


Figure 11. Grille de comptage

-Légende : Y comptés, N non comptés

L'évaluation de la biomasse totale du phytoplancton peut être appréciée en y associant la détermination de la teneur en chlorophylle-a.

➤ **Identification du genre**

L'identification des genres est établie grâce à une clé d'identification ;

- Les algues d'eau douces, en trois tomes de Pierre Bourrelly – Edition N.Boubée et Cie.
- Henri Germain-Flore des diatomées- Edition Boubée.

Afin de confirmer l'appartenance à un taxon, il est parfois nécessaire d'observer les détails de structure ou d'ornementation typique de certains genres, l'observation s'effectue à objectif x100 à immersion, en tapotant éventuellement la lame pour retourner l'algue et apprécier sa morphologie dans l'espace.

Cette identification plus poussée permet de recenser les espèces potentiellement toxiques (cyanobactéries par exemple).

➤ **Calculs et expression des résultats**

Le résultat est exprimé en cellules algales par millilitre, l'identification des taxons est faite au genre.

Connaissant le volume décanté, le nombre de champs dénombré, la surface totale de la chambre et la superficie d'un champ (grille de comptage) le nombre d'objets algaux est converti pour obtenir une concentration par unité de volume (millilitre) de l'échantillon en fonction de l'équation suivante :

$$N = X (S / s \times n \times V)$$

N : Nombre d'algues par unité de volume.

X : Nombre de cellules algales dénombrés.

S : Surface total de la chambre ($53066 \times 10^4 \mu\text{m}^2$).

s : surface de la grille de comptage ($36100 \mu\text{m}^2$).

n : nombre de champs comptés.

V : Volume du sous-échantillon dans la chambre.

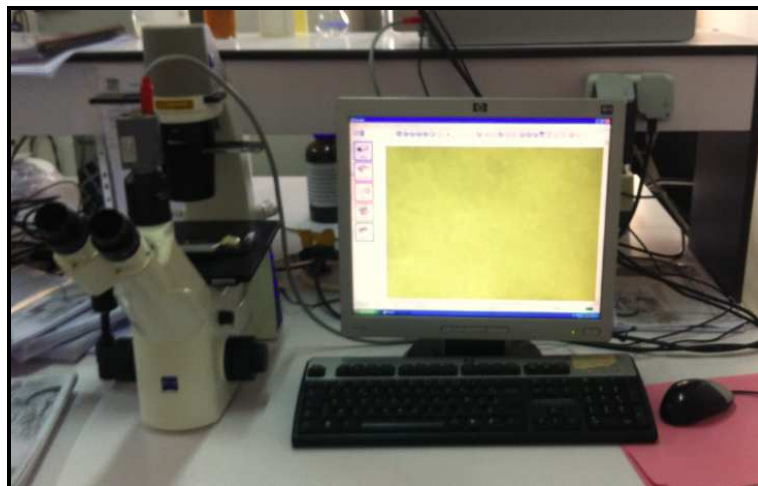


Figure 12. Microscope inversée relié à un microordinateur.

V.2 .3 Identification du phytoplancton par méthode classique (lame et lamelle)

Ce mode opératoire a pour objet de décrire une méthode pour l'identification des différents genres d'algues sous microscope optique après le dépôt entre lame et lamelle d'une goutte de 0,1ml prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur à partir d'un échantillon homogénéisé.

Les lames sont prêtes pour l'observation sous le microscope optique (x 10, x 40).

L'identification des différentes espèces trouvant dans chaque échantillon en utilisant la clé de détermination (Bourrelly, 1966).



Figure 13. Microscope optique.

Résultats et discussions

I. Résultats des analyses des paramètres physico-chimique et de pollution

Les résultats correspondent à ceux des cinq échantillons prélevés et analysés pendant la période d'étude qui s'est étalée du 28 Février au 16 Mai 2016 et représentés au niveau des tableaux (7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16 et 17).

Nous avons donc réalisé des analyses pour déterminer les paramètres physico-chimiques et les paramètres de pollution des trois types d'eaux suivants :

- Eau brute de surface prélevée directement des cinq sites d'étude.
- Eau brute profonde prélevée par pompage.
- Eau traitée.

I.1. Résultats et discussion des analyses physico-chimiques

I.1.1. Résultats des analyses physico-chimiques

Les résultats d'analyse physico-chimique des cinq échantillons sont consignés au niveau des tableaux 7, 8, 9, 10 et 11.

Notons que toutes les analyses ont été réalisées à la même heure 9h00.

Tableau 7. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 1 (Date d'analyse : 29/02/2016).

Paramètres physico-chimiques	Eau brute de surface (site1)	Eau brute Profonde	Eau traitée	Normes	Unités
pH	07,64	07,89	07,40	6,5-8,5	-
Conductivité à 25°C	472	461	476	2800	µs/cm
Température	13,00	14,75	14,25	25	°C
Couleur	09,00	10	02	15	Hazen
Turbidité	01,54	01,53	00,16	5	NTU
Oxygène dissous(O ₂)	08,07	05,60	09,04	5	mg/l O
UV	00,021	00,044	0,026	-	nm
Chlore	-	-	0,66	0,2	mg/l

Tableau 8. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 2 (Date d'analyse : 15/03/2016).

Paramètres physico-chimiques	Eau brute de surface) (Site 2)	Eau brute profonde	Eau traitée	Normes	Unités
pH	07,37	07,57	07,31	6,5-8,5	/
Conductivité à 25°C	448	483	495	2800	µs/cm
Température	12,4	12,85	13,15	25	°C
Couleur	10,00	11	02	15	Hazen
Turbidité	1,98	01,91	0,15	5	NTU
Oxygène dissous(O ₂)	6,48	2,76	08,43	5	mg/l O
UV	0,054	0,047	0,023	-	nm
Chlore	-	-	00,60	0,2	mg/l

Tableau 9. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 3 (Date d'analyse : 30/03/2016).

Paramètres physico-chimiques	Eau brute de surface (site 3)			Eau brute profonde	Eau traitée	Unités
	Niveau 1	Niveau 2	Niveau 3			
pH	8,23	7,56	7,45	07,45	07,24	-
Conductivité à 25°C	466	477	475	485	479	µs/cm
Température	20,1	20,7	19,5	12,6	13,10	°C
Couleur	13	12	13	19	00,00	Hazen
Turbidité	3,62	3,13	2,88	04,08	0,10	NTU
Oxygène dissous(O ₂)	7,53	6,82	6,55	3,86	08,61	mg/l O
UV	4,2	4,7	5,7	0,064	0,026	nm
Chlore	-	-	-	-	00,98	mg/l

Tableau 10. Résultats d'analyse physico-chimiques de l'échantillon 4 (Date d'analyse : 17/04/2016).

Paramètres physico-chimiques	Eau brute de surface (site 4)	Eau brute profonde	Eaux traité	Normes	Unités
pH	08,60	07,47	07, 30	6,5-8,5	/
Conductivité à 25°C	393	461	464	2800	µs/cm
Température	13,90	14, 30	15,65	25	°C
Couleur	14	10	01	5	Hazen
Turbidité	02,55	01,95	00,18	5	NTU
Oxygène dissous(O ₂)	09,08	5,57	07,70	5	mg/l O
UV	00,027	00,048	0,029	-	nm
Chlore	-	-	01,20	0,2	mg/l

Tableau 11. Résultats d'analyse physico-chimique de l'échantillon 5 (Date d'analyse : 15/05/2016)

Paramètres physico-chimiques	Eau brute de surface (site 5)	Eau brute profonde	Eau traitée	Normes	Unités
Ph	08,45	7,43	07, 31	6,5-7,5	/
Conductivité à 25°C	359	472	478	2800	µs/cm
Température	17	14,08	15,70	25	°C
Couleur	27	05	01	15	Hazen
Turbidité	15,80	1,11	0,11	5	NTU
Oxygène dissous(O ₂)	08,62	4, 38	07,70	5	mg/l O
UV	0,046	0,044	0,027	-	nm
Chlore	-	-	0,80	0,2	mg/l

I.1.2. Discussion des analyses physico-chimiques

Au cours de la période d'étude, nous avons eu des variations de valeurs des différents paramètres (pH, conductivité, température, couleur, turbidité, UV).

Nous constatons d'après les résultats obtenus de l'eau brute (surface et profonde) que cette dernière est caractérisée par une température inférieure à 25°C, un pH légèrement alcalin entre 7,30 à 8.60 ; une moyenne de 359 à 485 µs/cm pour la conductivité électrique, avec une couleur qui varie entre 9 à 25 Hazen pour les eaux de surfaces et 5 à 19 pour l'eau profonde.

Les échantillons présentent une turbidité variable au cours de la période d'analyse pour les eaux de surface due à la présence des matières en suspension entraînées dans les eaux d'origine de lessivage des fractions organiques des sols. Ces valeurs sont comprises entre 1,54 à 15,80 NTU et elle reste presque stable pour les eaux profondes, cette différence s'explique par la décantation des matières en suspension.

Les résultats des eaux traitées restent dans la fourchette des normes fixées par le journal algérien n° 18 23 de 2011.

Cependant nous avons enregistré une évolution légèrement notable de l'oxygène dissous en eau traitée qui marque une non-conformité.

❖ **L'oxygène dissous (O₂)** : l'oxygène dissous est un paramètre important à prendre en considération, car il renseigne sur l'état du barrage et sur la qualité de l'eau traitée, d'autre part, il favorise la croissance des micro-organismes qui dégradent la matière organique.

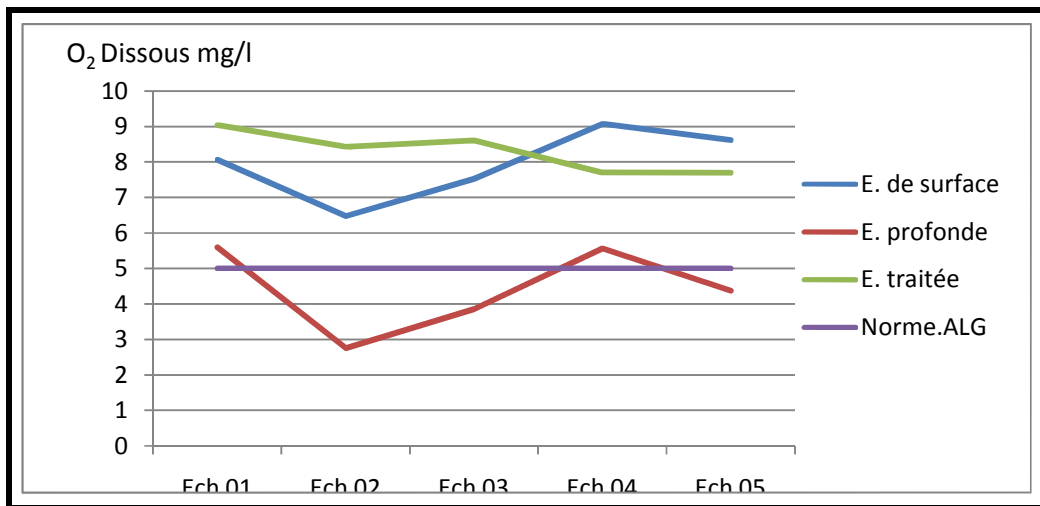


Figure 14. Variation de l'oxygène dissous des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.

L'oxygène dissous (O₂), joue un rôle primordial dans le maintien de la vie aquatique et dans l'autoépuration.

Pour l'ensemble des prélèvements, l'oxygène dissous varie d'une manière considérable d'un niveau à un autre et d'un endroit à un autre (figure 1). Les valeurs sont de 6,48 à 9,08 mg/l O pour les eaux de surface. Cette forte présence est déterminée principalement par la respiration des organismes vivants (bactéries), par l'activité photosynthétique de la flore (plantes et algues), par l'oxydation et la dégradation des polluants et enfin par les échanges air-eau, en outre, les résultats obtenus pour les eaux profondes montrent que ces eaux sont légèrement sous oxygénés elles varient de 2,76 à 5,60 mg/l O. En général, les valeurs faibles de l'oxygène dissous favorisent le développement des germes pathogènes.

Pour l'eau traitée les valeurs obtenues sont supérieures à la norme algérienne qui est fixée à 5 mg/l O, ceci est dû à la réduction de la matière organique au cours du traitement où l'eau a subi d'autres actions d'apport d'oxygène.

I.2. Résultats et discussion des analyses des paramètres de pollution

I.2.1. Résultats des analyses des paramètres de pollution

Les résultats d'analyse des paramètres de pollution des cinq échantillons sont consignés au niveau des tableaux 12, 13, 14, 15 et 16.

Tableau 12. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 1 (Date d'analyse : 29/02/2016).

Paramètres de pollution	Eau brute de surface (Site 1)	Eau brute de surface	Eau traitée	Normes	Unités
Ammonium (NH ₄ ⁺)	0,16	0	0	00,50	mg/l N
Nitrites (NO ₂ ⁻)	0,12	0,02	0,016	00,20	mg/l N
Nitrates (NO ₃ ⁻)	0,13	0,06	0,01	50,00	mg/l N
Ortho-phosphate (PO ₄ ³⁻)	0,15	0,12	0,08	5	mg/l P
Fer (Fe)	0,04	0,02	0	00,30	mg/l Fe
Aluminium (Al ³⁺)	-	-	0,059	00,20	mg/l Al ³⁺
Manganèse (Mn)	0,057	0,0402	0,029	00,05	mg/l Mn
IKMnO ₄	2,45	01,67	0,84	00,05	mg/l

Tableau 13. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 2 (Date d'analyse : 15/03/2016).

Paramètres de pollution	Eau brute de surface (Site 2)	Eau brute de surface	Eau traitée	Normes	Unités
Ammonium (NH ₄ ⁺)	0,17	0,02	0,00	00,50	mg/l N
Nitrites (NO ₂ ⁻)	0,042	0,038	0,002	00,20	mg/l N
Nitrates (NO ₃ ⁻)	0,15	0,05	0,04	50,00	mg/l N
Ortho-phosphate (PO ₄ ³⁻)	0,26	0,16	0,06	5	mg/l P
Fer (Fe)	0,03	0,05	0,00	00,30	mg/l Fe
Aluminium (Al ³⁺)	-	-	0,059	00,20	mg/l Al ³⁺
Manganèse (Mn)	0,052	0,040	0,029	00,05	mg/l Mn
IKMnO ₄	3,20	01,97	00,89	00,05	mg/l

Tableau 14. Résultats d'analyse paramètres de pollution de l'échantillon 3 (Date d'analyse : 30/03/2016).

Paramètres de pollution	Eau brute de surface (site 3)			Eau brute profonde	Eau traitée	Unités
	Niveau 1	Niveau 2	Niveau 3			
Ammonium (NH ₄ ⁺)	0,15	0,04	0,05	0,00	00,00	mg/l N
Nitrites (NO ₂ ⁻)	0,037	0,014	0,010	0,00	00,00	mg/l N
Nitrates (NO ₃ ⁻)	0,12	0,09	0,09	0,00	00,00	mg/l N
Ortho-phosphate (PO ₄ ³⁻)	0,16	0,35	0,11	0,31	0,7	mg/l P
Fer (Fe)	0,04	0,04	0,03	0,02	0,3	mg/l Fe
Aluminium (Al ³⁺)	-	-	-	-	0,067	mg/l Al ³⁺
Manganèse (Mn)	0,023	0,017	0,040	0,011	0,011	mg/l Mn
IKMnO ₄	4,95	2,06	2,22	0,98	00,95	mg/l

Tableau 15. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 4 (Date d'analyse : 17/04/2016).

Paramètres de pollution	Eau brute de surface (site 4)	Eau brute profonde	Eau traitée	Normes	Unités
Ammonium (NH ₄ ⁺)	00,11	0,00	0,00	00,50	mg/l N
Nitrites (NO ₂ ⁻)	0,037	0,018	0,15	00,20	mg/l N
Nitrates (NO ₃ ⁻)	00,24	0,17	0,016	50,00	mg/l N
Ortho-phosphate (PO ₄ ³⁻)	00,24	0,19	0,12	5	mg/l P
Fer (Fe)	00,07	0,06	0,02	00,30	mg/l Fe
Aluminium (Al ³⁺)	00,044	-	00,099	00,20	mg/l Al ³⁺
Manganèse (Mn)	00,016	0,049	0,012	00,05	mg/l Mn
IKMnO ₄	05,90	02,87	0,98	00,05	mg/l

Tableau 16. Résultats d'analyse des paramètres de pollution de l'échantillon 5 (Date d'analyse : 15/05/2016)

Paramètres de pollution	Eau brute de surface (site 5)	Eau brute profonde	Eau traitée	Normes	Unités
Ammonium (NH ₄ ⁺)	0,19	0,00	00	00,50	mg/l N
Nitrites (NO ₂ ⁻)	0,049	0,003	0,00	00,20	mg/l N
Nitrates (NO ₃ ⁻)	0,21	0,12	0,15	50,00	mg/l N
Ortho-phosphate (PO ₄ ³⁻)	0,27	0,10	0,05	5	mg/l P
Fer (Fe)	0,29	0,02	0,01	00,30	mg/l Fe
Aluminium (Al ³⁺)	-	-	0,055	00,20	mg/l Al ³⁺
Manganèse (Mn)	0,091	0,020	0,014	00,05	mg/l Mn
IKMnO ₄	09,55	1,42	00,99	00,05	mg/l

I.2.2. Discussion des analyses des paramètres de pollution

Les figures 15, 16, 17, 18 et 19 visent à déterminer l'évaluation de quelques paramètres de pollution dans les eaux brute, de surface et profonde ainsi que ceux des eaux traitées du barrage de Taksebt.

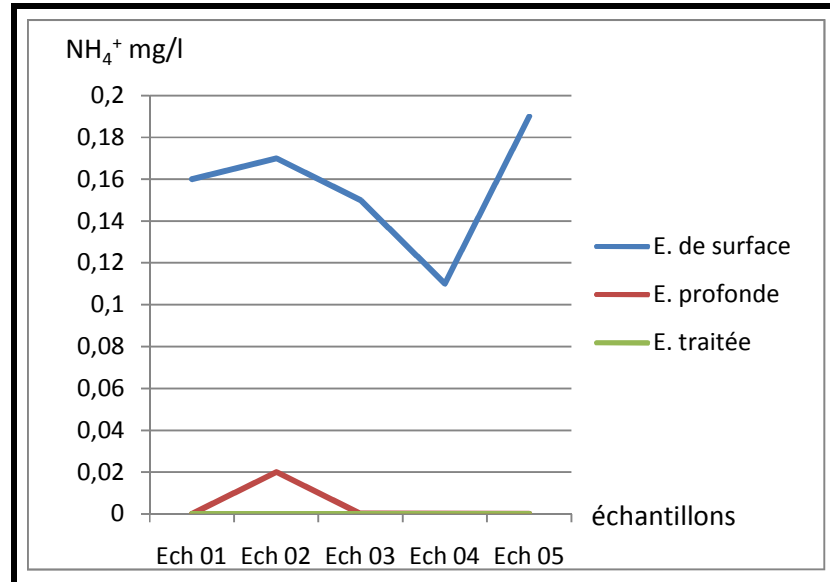


Figure 15. Variation de la concentration de l'ammonium au niveau des eaux de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.

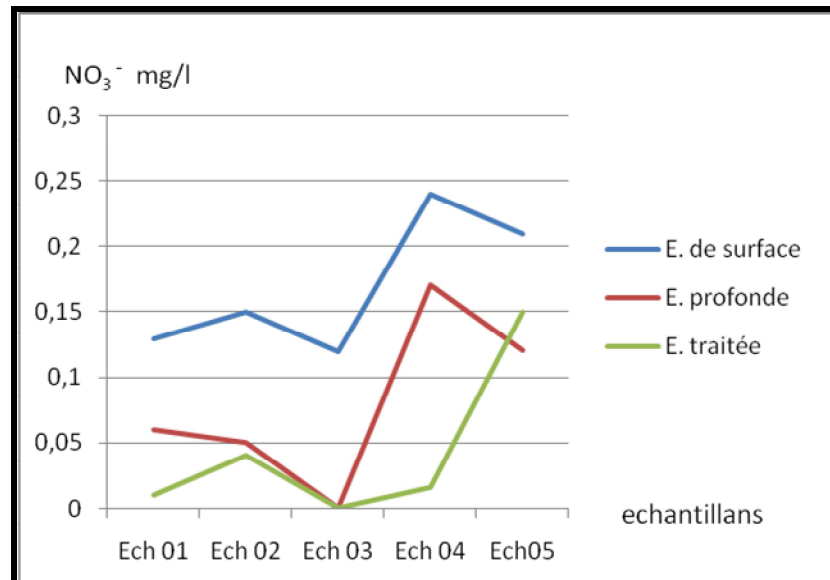


Figure 16. Variation de la concentration des nitrates au niveau de l'eau de surface, profonde et traitée du barrage de Taksebt.

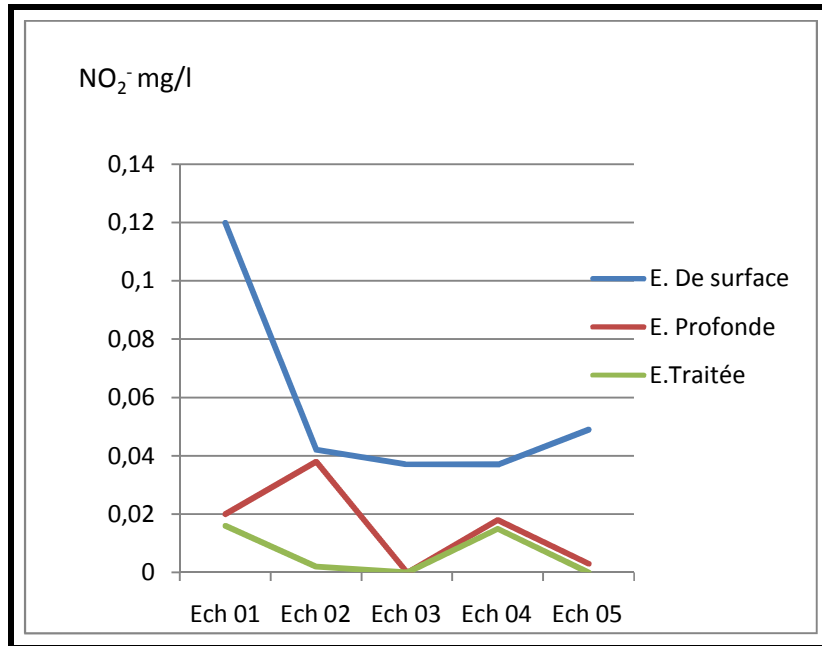


Figure 17. Variation de la concentration des nitrites au niveau de l'eau de surface et profonde l'eau traitée du barrage de Taksebt.

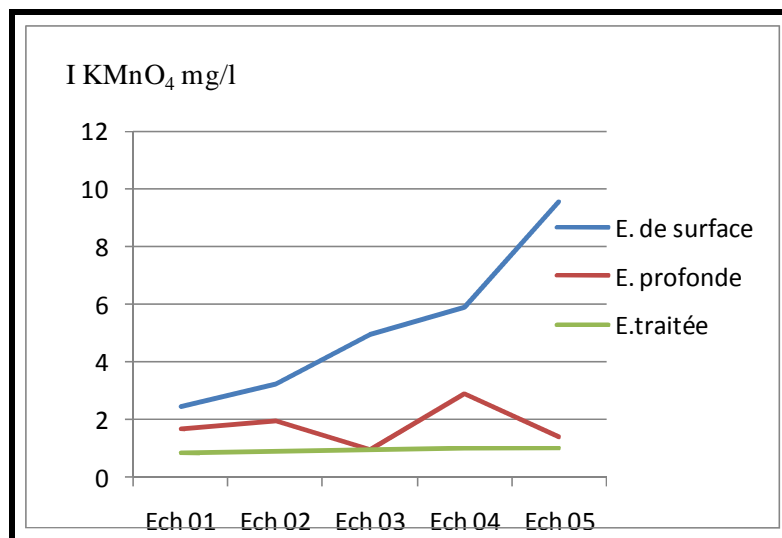


Figure 18. Variation de la concentration de l'indice KMnO₄ matière organique au niveau de l'eau de surface, profonde et traitée barrage de Taksebt.

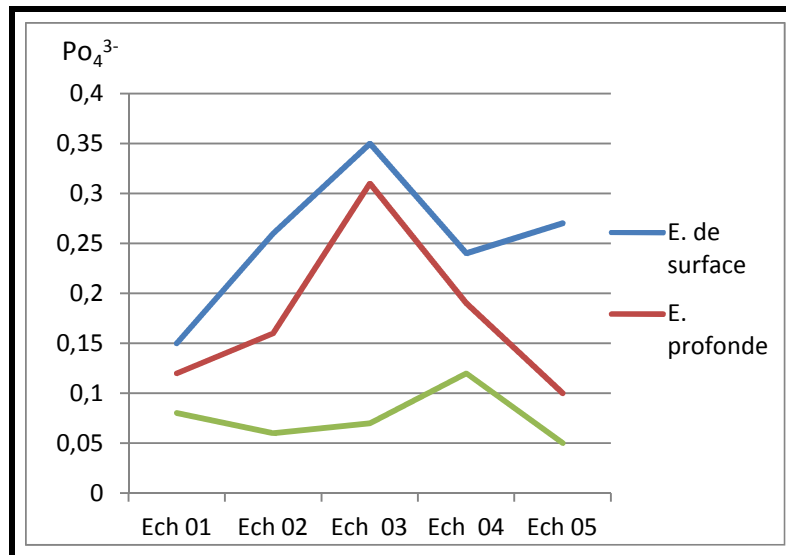


Figure 19. Variation de la concentration des ortho-phosphates au niveau de l'eau de surface et profonde) et traitée barrage de Taksebt.

D'une manière générale, les teneurs des paramètres de pollution des eaux traitées obtenues en cours de notre étude sont relativement inférieures à la valeur limite pour l'eau potable selon les normes algériennes. Nous pouvons donc avancer que du point de vue pollution organique cette eau est apte à satisfaire les usages des consommateurs. Ainsi, nous pouvons également déduire l'efficacité du traitement de la station de traitement Taksebt.

A la lumière des résultats des paramètres de pollution mesurés obtenus pour les eaux superficielles et profondes du barrage de Taksebt illustrés au niveau des figures (15, 16, 17, 18 et 19), nous constatons que les teneurs enregistrées sont beaucoup plus élevées en profondeur qu'en surface ce qui indique que l'eau étudiée est sujette à un risque de pollution organique.

I.3. Evaluation de l'indice de pollution des eaux brutes

L'interprétation de l'indice de pollution organique des eaux brutes (tableau 17) indique le degré d'altération des eaux du barrage de Taksebt, La méthode de traitement de données basée sur l'indice de pollution organique IPO est consignée au niveau de L'annexe A VI. 1

Tableau 17. Evaluation de l'indice de pollution dans les eaux brutes du barrage de Taksebt

Paramètres	Moyenne		Classe		IPO	
	E. brute de surface	E. brute profonde	E. brute de surface	E. brute profonde	E. brute de surface	E. brute profonde
NH ₄ ⁺	0,63	0,04	04	05	2,75	04
NO ₂ ⁻	0,056	0,016	02	03		
PO ₄ ³⁻	0,254	0,18	02	03		
I KMnO ₄	5,21	1,98	03	5		

IPO = 2,75 eau de surface compte une forte pollution organique.

IPO= 04 eau profonde est de faible pollution organique.

Nous notons que les eaux passent d'une qualité à une autre (pollution organique forte en surface à une pollution organique faible en profondeur).

En conclusion, les quantités excessives des Nitrites, Phosphates, matière organique dans les eaux de surface du barrage de Taksebt sont la cause principale d'une pollution, dont l'origine semble être beaucoup plus urbaine; dégradant ainsi sa qualité, en plus des eaux usées en particulier celles contenant de grandes quantités de substances nutritives comme les matières organiques qui favorisent, par leur déversement, la croissance rapide et continue d'algues et des plantes aquatiques.

La valeur de l'IPO (IPO=04) diminue vers les profondeurs où la pollution est relativement faible en raison de la dilution par un débit supplémentaire ce qui montre que c'est une contamination par les eaux de surface polluées. Néanmoins cette contamination a tendance à diminuer en profondeur. Cependant le degré de pollution reste moindre en eau profonde par rapport aux eaux de surface à cause du pouvoir auto-épuration.

II. Résultats et interprétations des paramètres bactériologiques

Notre étude a porté sur le dénombrement des Germes à 22°C et 37°C, Coliformes totaux, Coliformes fécaux, Entérocoques, Spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices, et les staphylocoques.

Les analyses bactériologiques ont été réalisées au laboratoire de bactériologie de la SEAAL Taksebt.

II.1. Résultats du dénombrement bactériologique

Les résultats du dénombrement bactériologique sont consignés au niveau des tableaux 18, 19, 20, 21 et 22.

Tableau 18. Résultats des analyses bactériologiques de l'échantillon 1 (Date d'analyse : 29/02/2016).

	Eau de surface (site 1)	Eau profonde	Eau traitée	Norme	Unité
Germes à 22°C	10	10	0	100	UFC /100m l
Germes à 37°C	03	03	0	10	
Coliformes totaux	02	02	0	0	
<i>Escherichia coli</i>	312	307	0	0	
Entérocoques	346	218	0	0	
Spores de bactérie anaérobie sulfito- réductrice	01	01	0	0	
Staphylocoques	-	-	-	0	
Remarque	Traitement efficace				

Tableau 19. Résultats des analyses bactériologiques de l'échantillon 2 (Date d'analyse : 15/03/2016).

	Eau de surface (site 2)	Eau profonde	Eau traitée	Norme	Unité
Germes à 22°C	356	327	0	100	UFC /100m l
Germes à 37°C	339	310	0	10	
Coliformes totaux	05	01	0	0	
<i>Escherichia coli</i>	11	216	0	0	
Entérocoques	06	20	0	0	
Spores de bactéries anaérobies sulfito- réductrice	01	0	0	0	
Staphylocoques	-	-	-	0	
Remarque	Traitement efficace				

Tableau 20. Résultats des analyses bactériologiques de l'échantillon 3 (Date d'analyse : 30/03/2016).

	Eau de surface (site 3)			Somme	Eau profonde	Eau traitée	Norme	Unité
	N 1	N 2	N 3					
Germes à 22°C	81	13	36	130	316	0	100	UFC /100m l
Germes à 37°C	14	31	01	46	06	0	10	
Coliformes totaux	03	06	03	15	03	0	0	
<i>Escherichia coli</i>	202	258	325	785	34	0	0	
Entérocoques	19	31	48	98	168	0	0	
Spores de bactéries anaérobies sulfito- réductrices	02	04	41	46	01	0	0	
Staphylocoque	-	-	-	-	-	-	0	
Remarque	Traitement efficace							

Tableau 21. Résultats des analyses bactériologiques de l'échantillon 4 (Date d'analyse : 17/04/2016).

	Eau surface	Eau profonde	Eau traitée	Norme	Unité
Germe à 22°C	402	32	0	100	UFC /100m l
Germe à 37°C	79	01	0	10	
Coliformes totaux	412	0	0	0	
<i>Escherichia coli</i>	372	29	0	0	
Entérocoques	359	12	0	0	
Spores de bactéries anaérobies sulfito- réductrices	0	0	0	0	
Staphylocoques	54	12	0	0	
Remarque	Traitement efficace				

Tableau 22. Résultats des analyses bactériologiques de l'échantillon 5 (Date d'analyse : 15/05/2016)

	Eau de surface	Eau profonde	Eau traitée	Norme	Unité
Germes à 22°C	46	05	0	100	UFC /100m l
Germes à 37°C	04	04	0	10	
Coliformes totaux	01	0	0	0	
<i>Escherichia coli</i>	77	04	0	0	
Entérocoques	11	08	0	0	
Spores de bactéries anaérobies sulfito- réductrices	0	0	0	0	
Staphylocoques	68	22	0	0	
Remarque	Traitement efficace				

II.2. Interprétation des résultats des analyses bactériologique

II.2.1. Germes à 22°C

Ce dénombrement a pour objectif d'apprécier quantitativement la charge microbienne existant dans l'eau.

L'analyse a montré qu'un changement est survenu concernant le taux des germes totaux pendant la période de l'analyse, où nous avons noté l'augmentation du nombre de ceux-ci pour les échantillons (2 en eau de surface, et 2 et 3 en eau profonde) (figure 20) ceci est expliqué par l'écoulement des oueds qui alimentent le barrage au niveau du site 2 où on a effectué le prélèvement.

Le traitement, effectué au niveau de la station de Taksebt, s'est avéré efficace. Aucun germe n'a été détecté à 22°C (figure 22).

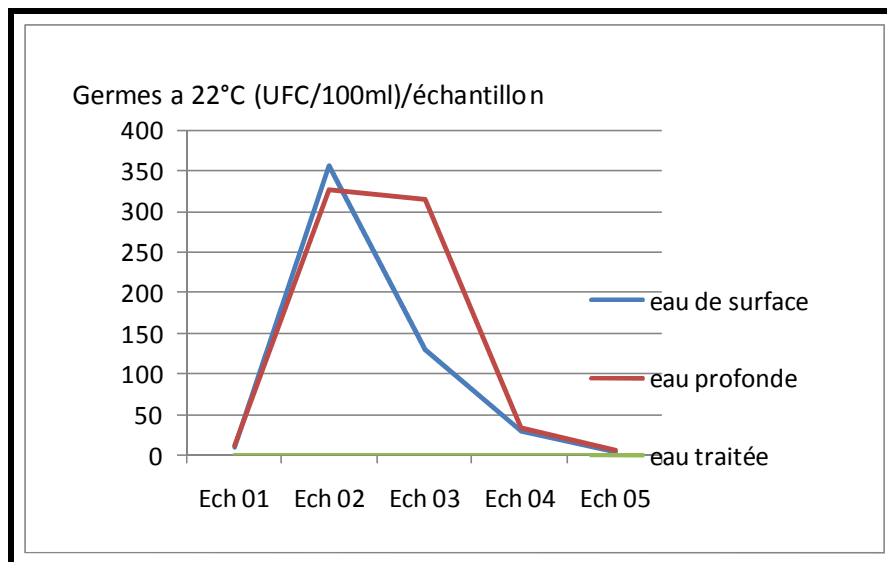


Figure 20. Variation spatio-temporelle des bactéries "germes totaux" à 22°C



Figure 21. Germes à 22°C (eau de surface)



Figure 22. Germes à 22°C (eau traitée)

II.2.2. Germes à 37°C

Ces germes regroupent tous les micro-organismes aérobies facultatifs qui apparaissent sous forme de colonies de taille et de forme différentes. D'après les résultats obtenus, nous avons constaté que le taux des germes totaux à 37°C est élevé pour les échantillons 2 et 4 d'eau profonde et d'eau de surface (figure 23), cependant ces valeurs montrent que le barrage Taksebt est pollué avec les rejets directs des eaux usées domestiques ou autres au niveau de ces sites de prélèvements.

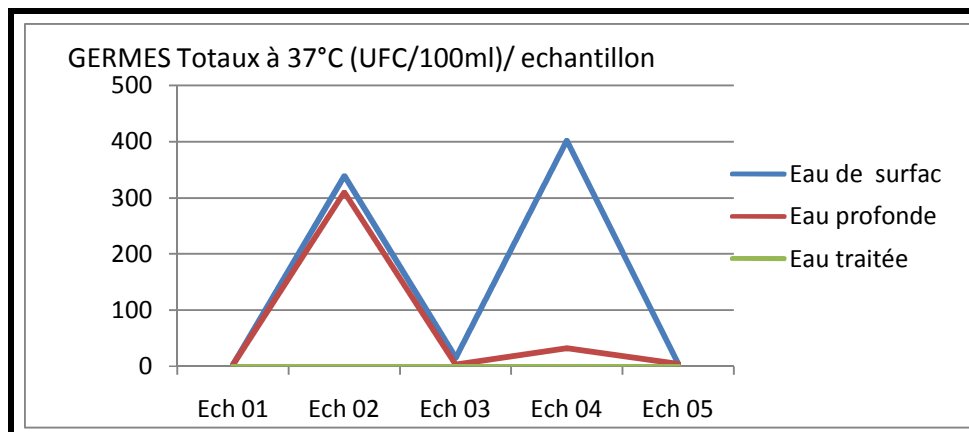


Figure 23. Variation spatio-temporelle de bactéries "germes totaux" à 37°C

Les résultats des calculs, ont révélé que le nombre des germes totaux de l'eau de surface est plus élevé que celle obtenus des germes totaux de l'eau profonde au niveau de tous les échantillons.



Figure 24. Germes à 37°C (eau de surface)



Figure 25. Germes à 37°C (eau traitée)

II.2.3. Coliformes totaux

Les résultats des analyses bactériologiques, montrent que la présence des coliformes totaux dans les eaux du barrage est faible pendant toute la période d'étude, le taux des coliformes totaux est presque stable et inférieure à 15 UFC/100ml (figure 26), sauf pour les eaux de surface de l'échantillon 4 au quel nous avons remarqué une augmentation significative qui reste supérieure (412 UFC/100 ml). Ceci est dû le plus souvent aux écoulements des oueds qui alimentent le barrage ramassant au cours de leurs trajets de nouvelles charges microbiennes. Leurs détections dans l'eau doit faire sérieusement soupçonner une contamination d'origine fécale.

L'échantillon 4 prélevé en aval de l'oued At-bu-Yahia qui charrie au cours de son trajet la matière fécale d'origine animale, provoquant une augmentation des concentrations des eaux en coliformes totaux. La haute température enregistrée le jour du prélèvement a été de 27°C alors que pour les autres prélèvements, elle n'a pas dépassé les 24°C pourrait être également la cause de l'augmentation des coliformes totaux.

Les eaux de l'Oued subissent par la suite une dilution au niveau du barrage ce qui diminuent leurs charges en germes lorsqu'elles arrivent.

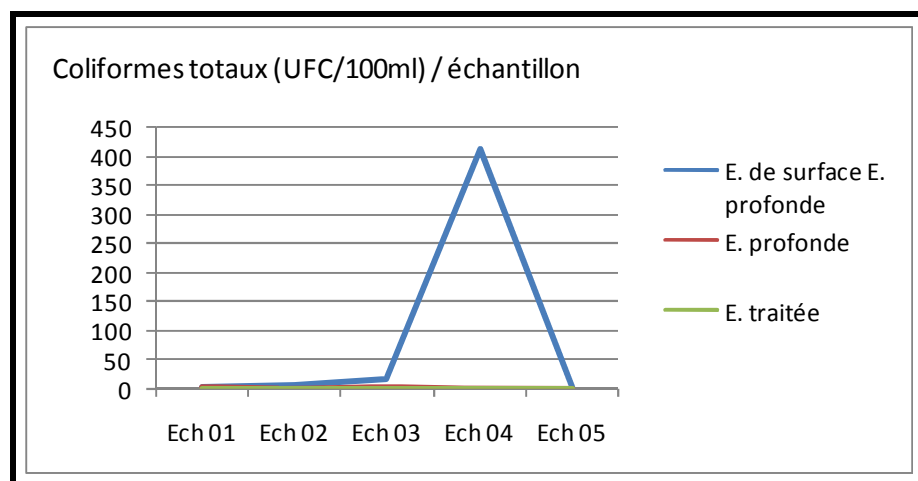


Figure 26. Variation spatio-temporelle de bactéries "Coliformes totaux"

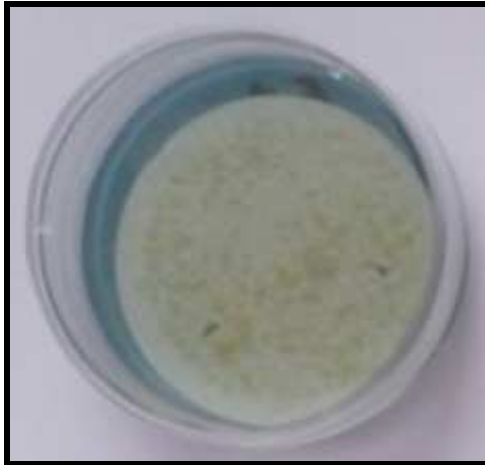


Figure 27. Coliformes totaux (Eau de surface)

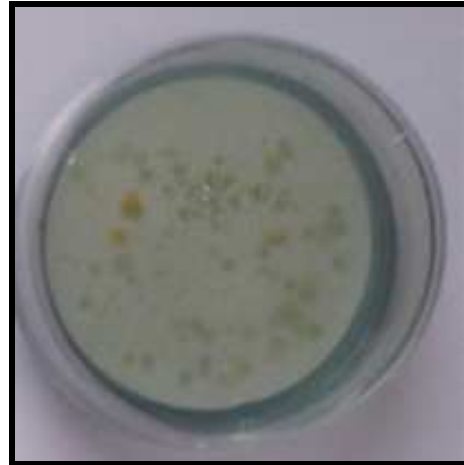


Figure 28. Coliformes totaux (Eau profonde)

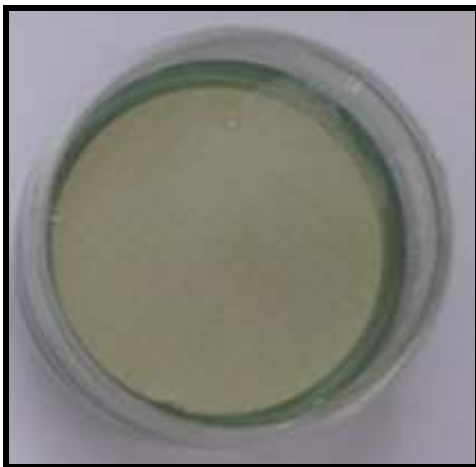


Figure 29. Coliformes totaux (Eau traitée)



Figure 30. Test de confirmation de présence

II.2.4. Coliformes fécaux (*Escherichia coli*)

D'après la figure 31, nous avons constaté que le taux d'*Escherichia coli* varie au cours de l'étude de 11 à 785 coliformes fécaux dans 100 ml d'échantillon pour les eaux de surface cette élévation pendant la même période s'explique par son exposition directe aux eaux de ruissellement qui viennent chargées de nombreuses substances contaminantes.

La présence d'*Escherichia coli* dans l'eau indique une contamination récente par des matières fécales. Cependant nous avons noté une diminution significative du nombre de coliformes des eaux profondes (de 307 à 4 coliformes fécaux dans 100 ml), due à une plus forte dilution des coliformes à cause de la recharge du barrage.

Figure 31. Variation spatio-temporelle de bactéries "*Escherichia coli*"

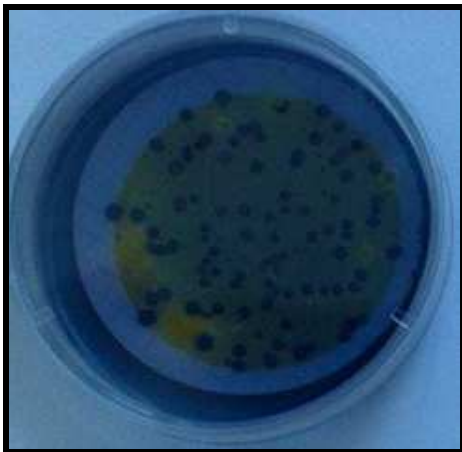
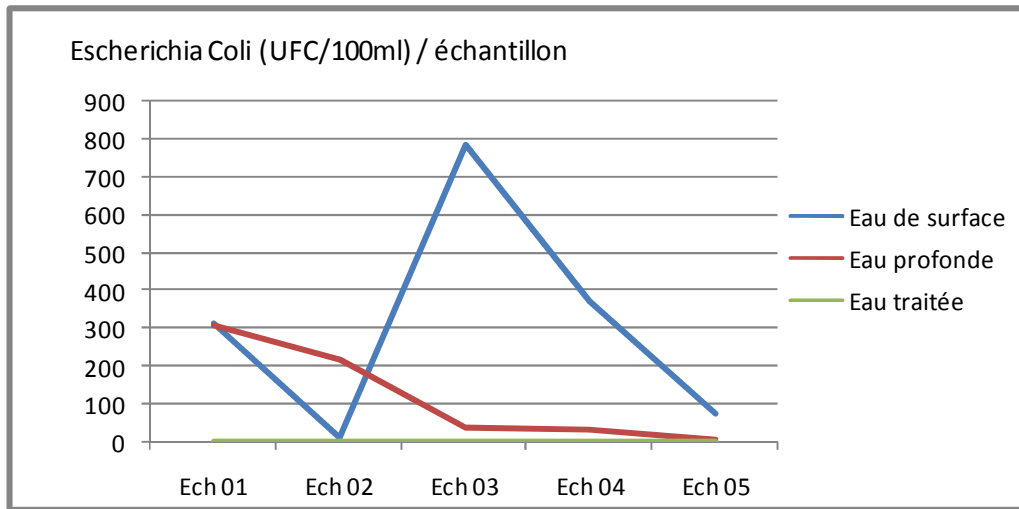


Figure 32. *Escherichia coli* à 44°C/24h
(Eau de surface)

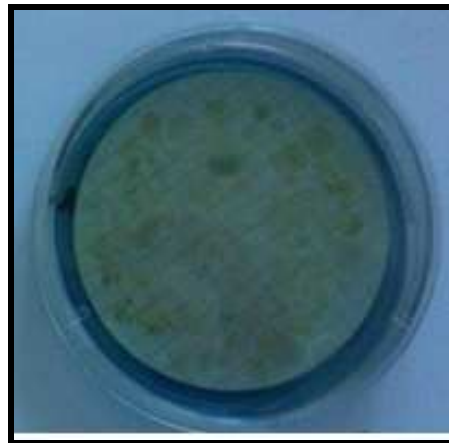


Figure 33. *Escherichia coli* à 44°C/24h
(Eau profonde)

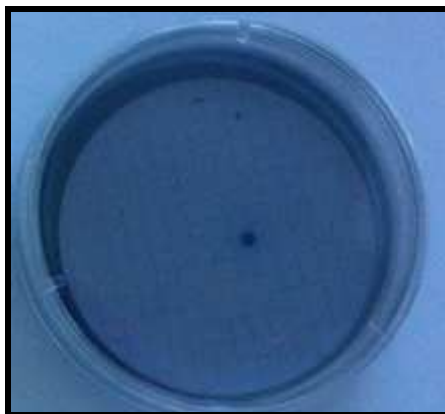


Figure 34. *Escherichia coli* à 44°C/24h
(Eau traitée)

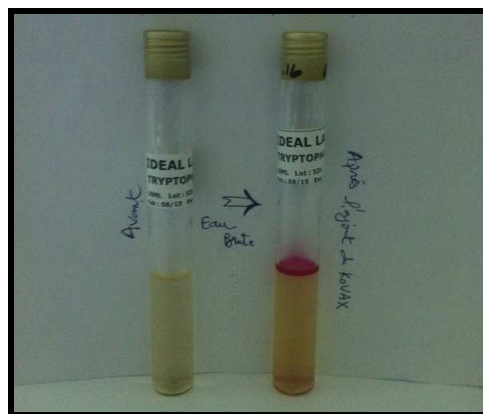


Figure 35. Confirmation des *Escherichia coli*
(Eaux de surface)



Figure 36. Confirmation des *Escherichia coli* des eaux des trois niveaux et eau profonde

II.2.5. Entérocoques

Le nombre des entérocoques les plus élevée est observé au mois d'avril (échantillon 4). Ce pic est constaté sur les prélèvements de l'eau de surface (359 UFC/100ml). Ceci pourrait être lié à l'effet de l'augmentation de la température qui favorise le développement des entérocoques fécaux due au phénomène de l'évaporation.

Cependant, nous avons remarqué que les résultats d'analyse des prélèvements de l'eau profonde du barrage montraient la présence des entérocoques fécaux, mais avec un taux inférieure à celui des eaux de surface qui reste assez élevés.

Ces germes sont considérés comme un bon indicateur de pollution, aussi utilisés comme indicateurs d'efficacité de traitement, car ils sont nettement résistants.

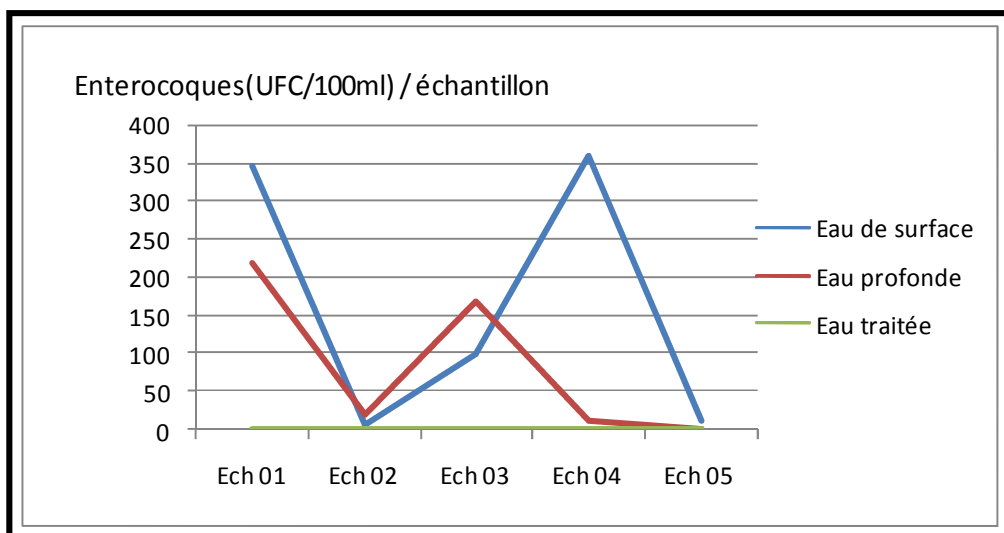


Figure 37. Variation spatio-temporelle de bactéries "Entérocoques"

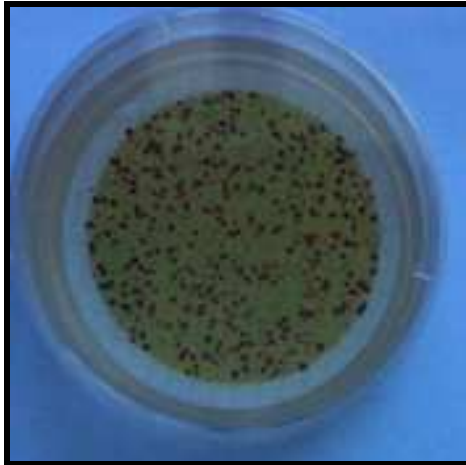


Figure 38. Entérocoque d'eau de surface



Figure 39. Entérocoque d'eau profonde



Figure 40. Entérocoques d'eau traitée

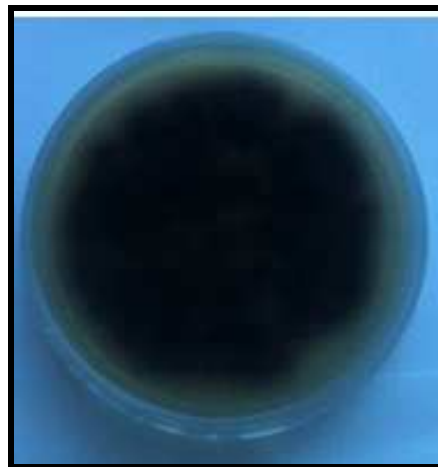


Figure 41. Confirmation des entérocoques d'eau de surface

II.2.6. Spores de bactéries anaérobise sulfito-réductrices

Les *Clostridium* sulfito-réducteurs sont des germes capables de sporuler et de se maintenir longtemps dans l'eau. Ils sont donc les témoins d'une pollution ancienne et ils sont plus difficilement à éliminer que les coliformes par les désinfectants, ils constituent aussi un bon indicateur de l'efficacité de la désinfection.

D'après les résultats indiqués au niveau de la figure 42, nous avons remarqués que le nombre des *Clostridium* sulfito-réducteur de l'eau de surface est nettement inférieure et ne dépasse pas (1 UFC/100 ml) par rapport à l'eau profonde ou nous avons enregistré un pic de 45 Germes/300ml, Cette évolution brusque pourrait être due à la nature des affluents qui provoquent cette augmentation intense en bactéries anaérobies sulfito-réductrices dans les eaux du barrage.

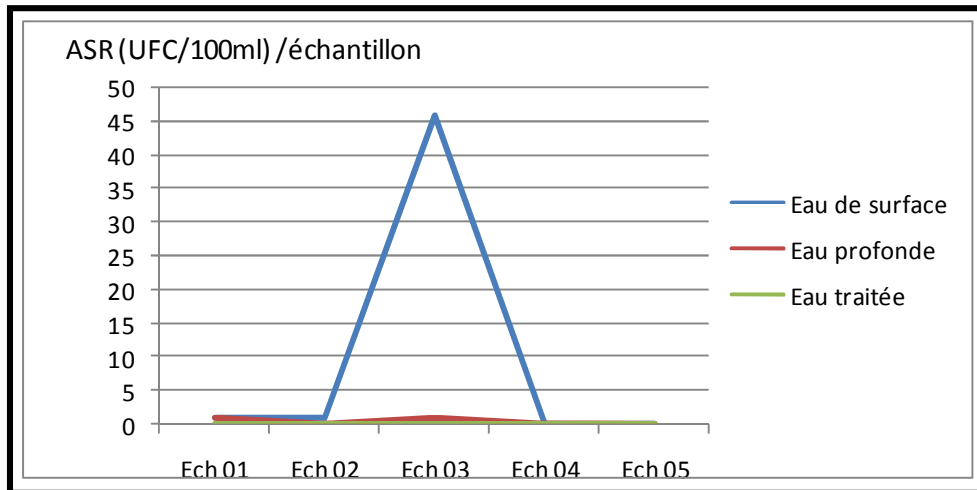


Figure 42. Variation spatio-temporelle de bactéries " Clostridium sulfito-réducteurs "



Figure 43. Spore des bactéries sulfite-réductrice (eau traitée)

II.2.7. Staphylocoques

Nous constatons que le nombre de germes de staphylocoques est nettement plus élevé en eau de surface qu'en eau profonde qui ne dépasse pas les 22UFC/100 ml.

Concernant l'eau traitée, nous avons remarqué une nette évolution entre l'eau brute et l'eau traitée pour les cinq échantillons, un nombre nul par unité de volume, ainsi elle est conforme à la norme algérienne de potabilité.

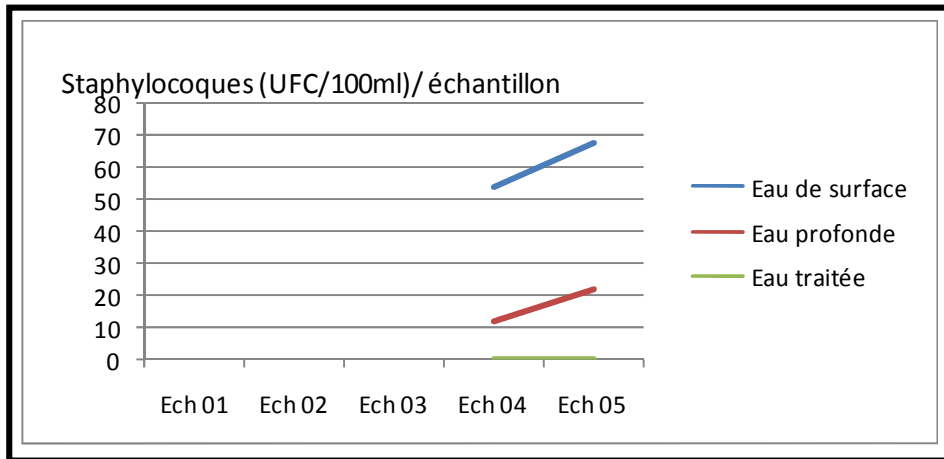


Figure 44. Variation spatio-temporelle de bactéries " Staphylocoques "



Figure 45. staphylocoque (eau de surface)



Figure 46. staphylocoque (eau profonde)

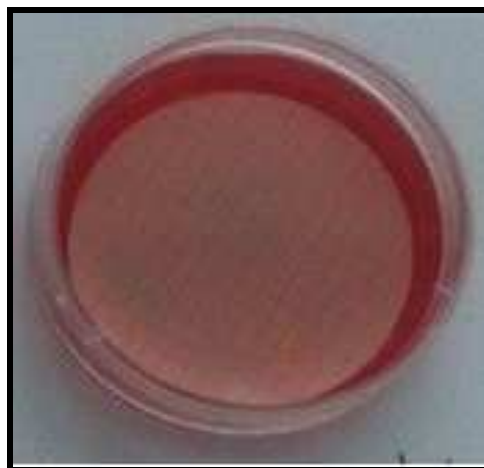


Figure 47. staphylocoque (eau de traitée).

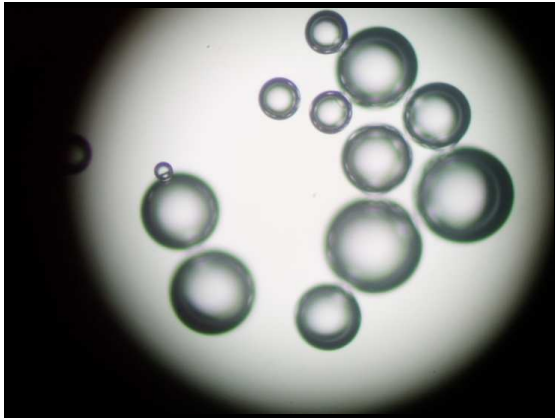


Figure 48. Confirmation staphylocoques par le test catalase



Figure 49. Confirmation staphylocoques par le test coagulase positif

II.3. Evaluation de l'indice de qualité microbiologique des eaux brutes (IQm)

L'interprétation de l'indice de qualité microbiologique (IQm) de l'eau brute (Tableau 23) sert à évaluer la qualité microbiologique générale de l'eau du barrage de Taksebt. Cet indice est basé sur des descripteurs conventionnels de la qualité de l'eau et intègre trois variables : les coliformes totaux, coliformes fécaux et les entérocoques (Hébert, 1996). La méthode de calcul de l'indice de contamination microbiologique est consignée au niveau de L'annexe A VI. 2

Tableau 23. Evaluation de l'indice de qualité microbiologique des eaux brutes du barrage de Taksebt

Paramètres	Moyenne		Classe		IQm	
	E. brute de surface	E. brute profonde	E. brute de surface	E. brute profonde	E. brute de surface	E. brute profonde
Coliformes Totaux	87	4	5	5	3,66	4
Coliformes Fécaux	311	23	4	5		
Entérocoques	164	84	2	2		

IQm = 3,66 l'eau de surface compte une faible contamination microbiologique.

IQm = 04 l'eau profonde est de faible contamination microbiologique.

Les résultats que nous avons obtenus témoignent que le niveau de contamination microbiologique des eaux de surface et profonde est faible. Ceci signifie que l'eau brute du barrage contient une flore microbienne normale.

III. Résultats du dosage de la chlorophylle a

La **chlorophylle a**, présente est majoritairement celle contenue dans les micro-algues (phyto-plancton). C'est donc une bonne estimation de la biomasse en nutriments, et sa mesure nous renseigne sur la présence d'algues, ainsi nous pouvons déterminer le niveau trophique de ces eaux.

Les résultats du dosage de la **chlorophylle a** des 5 échantillons et les classes trophiques correspondantes sont répertoriés au niveau du tableau 24.

Tableau 24. Résultats du dosage de la chlorophylle des 5 échantillons

Concentration en chlorophylle a « Ca » (en µg/l)	Ech 1		Ech 2		Ech 3				Ech 4		Ech 5	
	ES	ET	ES	ET	N 1	N 2	N 3	ET	ES	ET	ES	ET
	0,23	0,00	0,62	0,04	6,26	2,20	0,10	0,00	0,72	0,00	7,08	0,03
Classe trophique	1		1		3	2	1		1		3	

Classes trophiques

- 1 : Ultraoligotrophe
- 2 : Oligotrophe
- 3 : Mésotrophe

La **chlorophylle a**, est un indicateur de la biomasse algale globale. Elle répond à la charge nutritive et évolue dans la cellule en fonction du milieu. C'est pourquoi elle est utilisée pour classer les plans d'eau en fonction de leur niveau trophique. Au niveau du barrage de Taksebt, les valeurs de la **chlorophylle a** sont pratiquement stable avec des valeurs moyennes qui correspondent à une Ultraoligotrophie pour les échantillons 1, 2, 3 (niveau 3) et 4, et Oligotrophie pour l'échantillon 3 (niveau 2), en revanche ces valeurs sont très élevées pour les échantillons 3 et 5 avec 6,26 µg/l et 7,08 µg/l respectivement, ce qui coïncide à une Mésotrophie du milieu. Cette augmentation est expliquée par l'eutrophisation du milieu, en conséquence l'élévation de l'activité algale.

IV. Résultats du dénombrement du phytoplancton

En tant que principal producteur primaire, le phytoplancton est à la base des écosystèmes aquatiques, Les changements quantitatifs et qualitatifs qui ont lieu au sein des communautés phytoplanctoniques ont un impact sur l'ensemble de la chaîne trophique. Il est donc important de pouvoir suivre et évaluer sa composition, son abondance et sa biomasse ainsi que sa variabilité spatio-temporelle.

Pour cela nous avons effectué un dénombrement du phytoplancton pour les différents niveaux de l'échantillon 03, Conformément aux recommandations de la norme guide pour le dénombrement du phytoplancton par microscopie inversée ; norme AFNOR EN 15204 de décembre 2006, correspondant à la méthode d'Uterohl (1958) en utilisant les clés de détermination de Bourrelly (1972, 1981 et 1985).

Les résultats du dénombrement du phytoplancton au niveau de l'échantillon 3 sont consignés au niveau du tableau 25.

Tableau 25. Résultats du dénombrement du phytoplancton au niveau de l'échantillon 3 du 29 mars 2016

	nombre globale d'algues (alg/ml)	nombre total de cyanobactéries (cyn/ml)
Niveau 1	1385	0
Niveau 2	517	0
Niveau 3	223	43

Selon les résultats obtenues on déduit que le niveau 1 représente le taux le plus élevé en nombre de la chlorophylle avec 1385 alg/ml, ce qui coïncide l'eau de surface, cette valeur a tendance à se diminuer d'un niveau à l'autre, c'est à dire vers les profondeurs où la transparence de l'eau diminue, inhibant la pénétration de la lumière qui est un facteur primordiale pour la photosynthèse.

V. Résultats de l'identification du phytoplancton

Tableau 26. Résultats d'identification du phytoplancton

Genre	Classe	P1	P2	P3	P4	P5
<i>Oocystis crassa wittrok</i>	Chlorophycées	+	+	+	+	+
<i>Scenedesmus nanus chodat</i>	Chlorophycées	+	-	-	-	-
<i>Staurastrum pingue teiling</i>	Ulotricophycées	+	+	+	+	+
<i>Peridinium cinctum</i>	Dinophycées	+	-	-	-	-
<i>Ankistrodesmus falcatus (corda)</i>	Chlorophycées	+	+	+	-	-
<i>Closterium aciculare west- (forme arquée en croissant de lune)</i>	Ulotricophycées	+	-	-	+	+
<i>Cosmarium leave rabenbost</i>	Ulotricophycées	+	-	-	-	-
<i>Lyngbya limnetica lemmermann</i>	Diatomophycées	+	-	-	-	-
<i>Staurastrum gracile ralfs</i>	Ulotricophycées	+	-	+	-	-
<i>Staurastrum paradoxum meyen</i>	Ulotricophycées	+	-	-	-	-
<i>Closterium aciculare west (forme droite à extrémités recourbées)</i>	Ulotricophycées	+	+	-	+	+
<i>Tetradron muticum</i>	Chlorophycées	-	-	-	+	-
<i>Gymnodinium sp</i>	Dinophycées	-	-	+	+	+
<i>Lyngbya linmetica</i>	Cyanophycées	-	-	-	+	+
<i>Staurastrum affines</i>	Ulotricophycées	-	-	-	+	+
<i>Oscillatoria</i>	Cyanophycées	-	+	-	-	-
<i>Cosmarium leare rabenborst</i>	Ulotricophycées	-	+	-	-	-
<i>Melosira granniata</i>	Diatomophycées	-	+	-	-	-
<i>Cryptomonas ovata ebrenberg</i>	Cryptophycées	-	-	+	-	+
<i>Spbaerocystis</i>	Chlorophycées	-	-	+	-	+
<i>Ceratium birundinella (muller) scbrank</i>	Dinophycées	-	-	-	-	+
<i>Pbacotus lenticularis stein</i>	Chlorophycées	+	-	-	+	+
<i>Staurodesmus cuspidatus</i>	Zygnemaphycées	-	-	-	+	+
<i>Diatoma vulgare bory</i>	Diatomophycées	-	+	-	-	+
<i>Staurastrum affines</i>	Zygnemaphycées	-	-	-	+	+
<i>Gomphonema constrictum ebrenberg</i>	Diatomophycées	+	-	-	-	-
<i>Cosmarium botrytis mengbini</i>	Ulotricophycées	-	+	-	-	-

- **Abondance des espèces classifiée pour chaque prélèvement**

La figure ci dessous illustre l'abondance des algues selon le site de prélèvement.

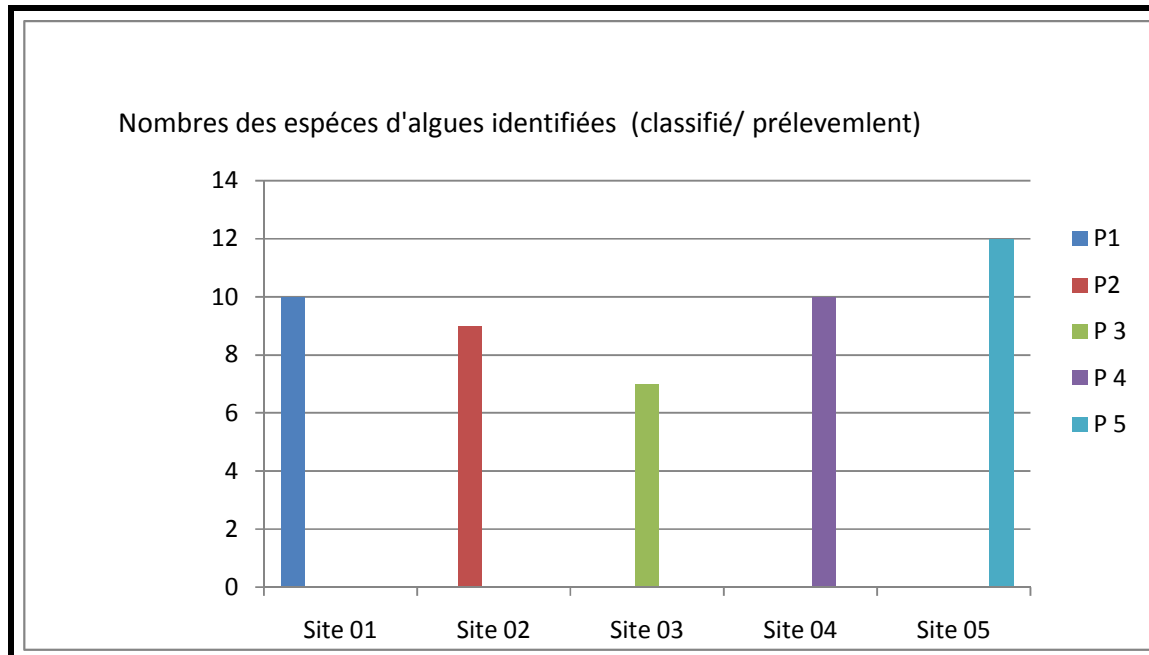


Figure 50. Répartition des espèces selon les sites d'échantillonnage

D'après ces résultats nous constatons que la distribution spatiotemporelle des micros algues varie d'un échantillon à un autre selon le site de prélèvement, cependant elle marque le pic en échantillon 5 avec 12 espèces, Contrairement à l'échantillon 3 avec seulement 7 espèces. Cela est dû aux conditions climatiques favorables de lumière et température ainsi le milieu riche en nutriment.

- **Classification taxonomique**

La classification taxonomique se base selon plusieurs critères, tels que la morphologie, le nombre de membrane plastidiales, l'appareil flagellaire, la structure péri-cellulaire, et crête mitochondriale. Pendant notre étude nous avons pu classer les algues observées pour chaque échantillon selon la taxonomie de Bourelly qui sont répertoriées au niveau du tableau 27.

Tableau 27. Classification taxonomique de l'échantillon 1

Classe	Ordre	Famille	Genre
Chlorophycées	Chlorococcales	Oocystacées	<i>Oocystis crassa</i> , Wittrok
		Scenedsmacées	<i>Scenedesmus nanus</i> chodat
		Oocystacée	<i>Ankistrodesmus falactus</i> (corda) ralfs : <i>acicularis</i>
Ulotriocophycées	Zygnématales	Desmudiacées	<i>Staurastrum pingue</i> teiling
			<i>Staurastrum gracile</i> ralfs
			<i>Staurastrum paradoxum</i> meyen
			<i>Cosmarium leave</i> rabenbost
			<i>Closterium aciculare</i> west- (forme arquée en croissant de lune)
Dinophycées	Feridiniales	Peridiniacées	<i>Peridinium cinctum</i>
Diatomophycées	Coscinodiscales	Coscinodiscacées	<i>Cyclotella ocellata</i> pantocksek v.c

Tableau 28. Classification taxonomique de l'échantillon 2

Classe	Ordre	Famille	Genre
Diatomophycée	Naviculales	Naviculacées	<i>Lyngbya limnetica</i> lemmermann
	Diatomales	Diatomacées	<i>Diatoma vulgane</i> bory
	Naviculales	Naviculacées	<i>Gomphonema constrictum</i> ebrenberg
	Coscinodiscales	Coscinodiscacées	<i>Melosira granniata</i>
Chlorophycées	Volvocales	Phacotacées	<i>Phacotus lenticularis</i> stein
Cyanophycées	Chroococcales	Chroococcacées	<i>Chroococcus minutus</i> kg naegeli
	Osillatoriales	Oscillatoriacées	<i>Oscillatoria</i>
Ulotricophycée	Zygnematales	Desmidiacées	<i>Closterium aciculare</i> west-forme droite à extrémités recourbées
			<i>Cosmarium botrytis</i> mengbini

Tableau 29. Classification taxonomique de l'échantillon 3

Classe	Ordre	Famille	Genre
Ulotriocophycées	Zygnématales	Desmudiacées	<i>Staurastrum pingue teiling</i>
			<i>Staurastrum gracile ralfs</i>
Chlorophycées	Chlorococcales	Oocystacée	<i>Ankistrodesmus falcatus (corda) ralfs</i> <i>var: acicularis</i>
			<i>Oocystic crassa witrok</i>
		palmellacées	<i>Spbaerocystis</i>
Dinophycées	Peridinales	Gymnodiniacées	<i>Gymnodinium sp</i>
Cryptophycées	Cryptomonadales	Cryptomonadacées	<i>Cryptomonas ovate ebrenberg</i>

Tableau 30. Classification taxonomique de l'échantillon 4

Classe	Ordre	Famille	Genre
Chlorophycées	Chlorococcales	Oocystacée	<i>Oocystic crassa witrok</i>
		Chlorococcacées	<i>Tetradron muticum</i>
	Volvocales	Phacotacées	<i>Phacotus lenticularis stein</i>
Cyanophycées	Chlorococcales	Oscillatoriacées	<i>Lyngbya linmetica</i>
Ulotriocophycées	Zygnématales	Desmudiacées	<i>Staurastrum pingue teiling</i>
			<i>Closterium aciculare west- (forme arquée en croissant de lune)</i>
			<i>Staurastrum affines</i>
			<i>Closterium aciculare west-forme droite à extrémités recourbées</i>
Dinophycées	Peridinales	Gymnodiniacées	<i>Gymnodinium sp</i>

Tableau 31. Classification taxonomique de l'échantillon 5

<i>Classe</i>	<i>Ordre</i>	<i>Famille</i>	<i>Genre</i>
Chlorophycées	Chlorococcales	Oocystacées	<i>Oocystic crassa witok</i>
		Palmellacées	<i>sphaerocystis</i>
	Volvocales	Phacotacées	<i>Pbacotus lenticularis stein</i>
Ulotriocophycées	Zygnématales	Desmudiacées	<i>Staurastraum pingue teiling</i>
			<i>Closterium aciculare west- (forme arquée en croissant de lune)</i>
			<i>Closterium aciculare west-forme droite à extrémités recourbées</i>
			<i>Staurastrum affines</i>
Dinophycées	Peridinales	Gymnodiniacées	<i>Gymnodinium sp</i>
		Ceratiacées	<i>Ceratium birundinella (muller) scbrank fa austriacum Eritz</i>
Cyanophycées	Chlorococcales	Oscillatoriacées	<i>Lyngbya linmetica</i>
Cryptophycées	Cryptomonadales	Cryptomonadacées	<i>Cryptomonas ovata ebrenberg</i>
Diatomophycée	Diatomales	Diatomacées	<i>Diatoma vulgare bory</i>

- **Pourcentage des classes identifiées**

Les microalgues identifiées appartiennent à 6 classes différentes : Chlorophycées (6 espèces soit 23%), Ulotriocophycées (8 espèce soit 31 %), Dinophycées (3 Soit 11%), Diatomophycée (6 espèces soit 23%), Cyanophycées (2 espèces soit 8%), Cryptophycées (1 espèce soit 4%) (Figure 51).

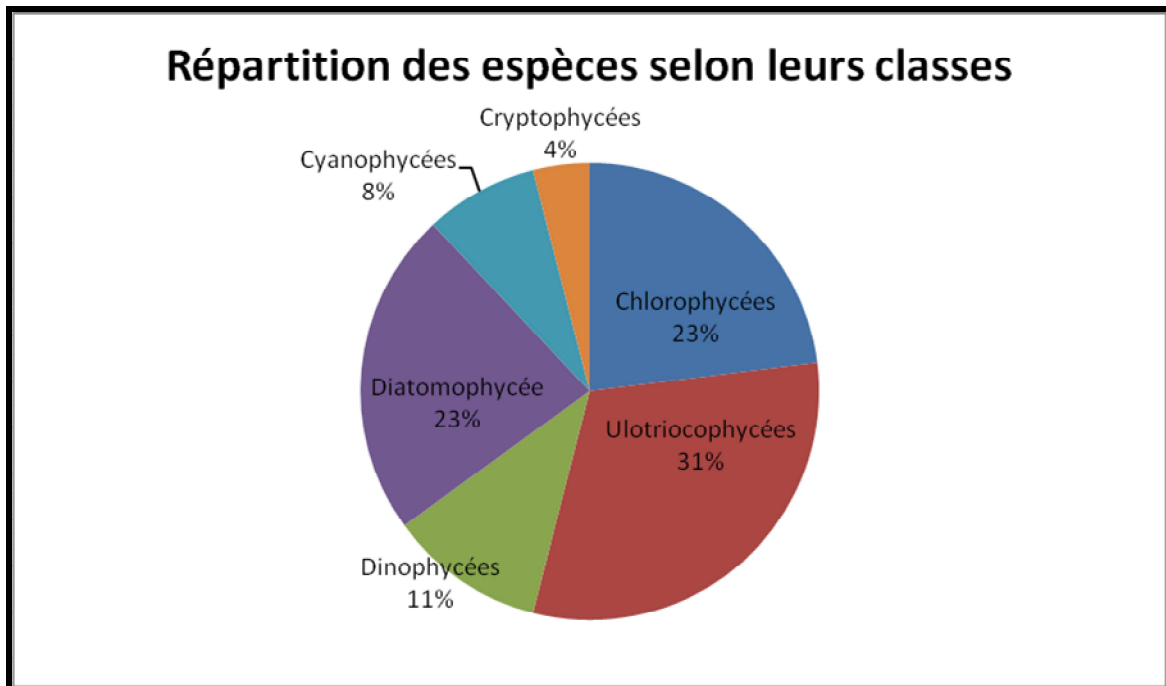


Figure 51. Répartition des espèces selon leurs classes

La figure 51 représente la répartition des espèces en pourcentage selon leur classe. Ainsi nous déduisons que la classe des Ulotricophycées est la plus diversifiée dans les eaux du barrage avec un pourcentage de 31 %, suivie des Chlorophycées et des Diatomophycées avec le même taux de prolifération et cela est dû à la présence des nutriments dans le milieu.

Photos des algues prises au moment de l'observation, par le grossissement G×100

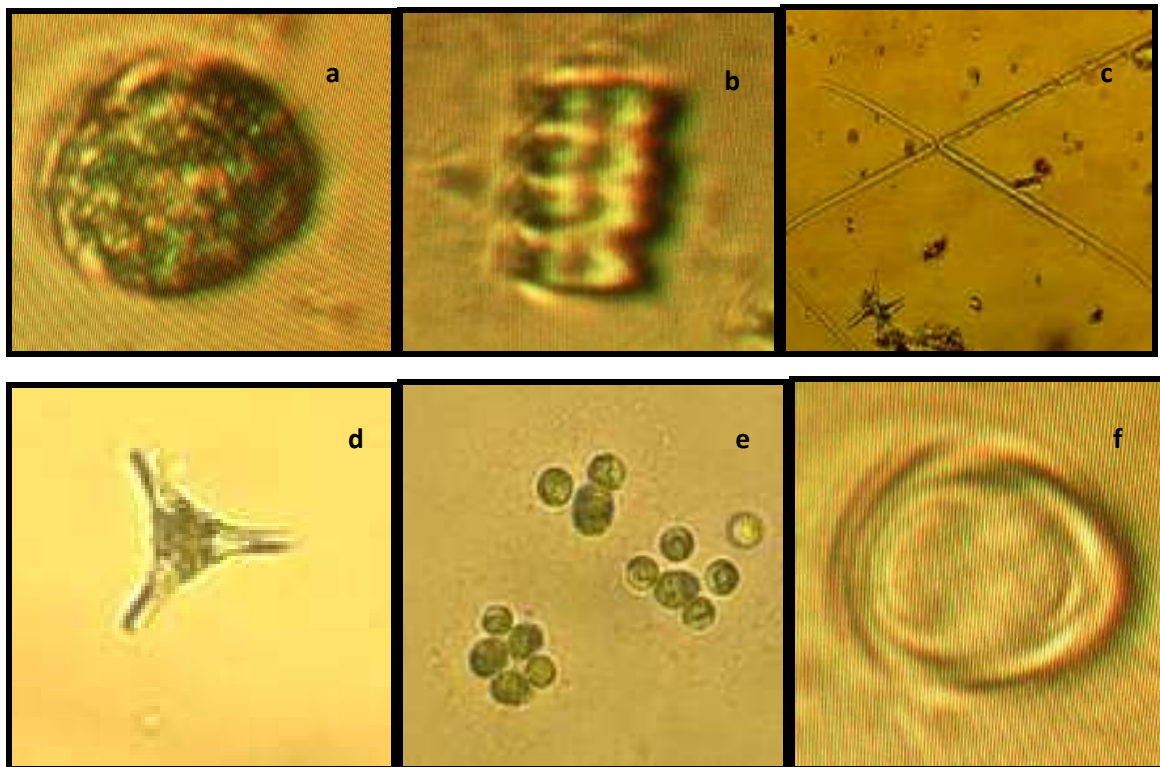


Figure 52. Classe des chlorophycées : a-*Oocystis crassa*, wittrok ; b-*Scenedesmus nanus* chodat ; c-*Ankistrodesmus falacus* (corda) ralf:acicularis; d- *Tetradron muticum* ;e- *Sphaerocystis* ; f-*Pbcotus lenticularis* stein.

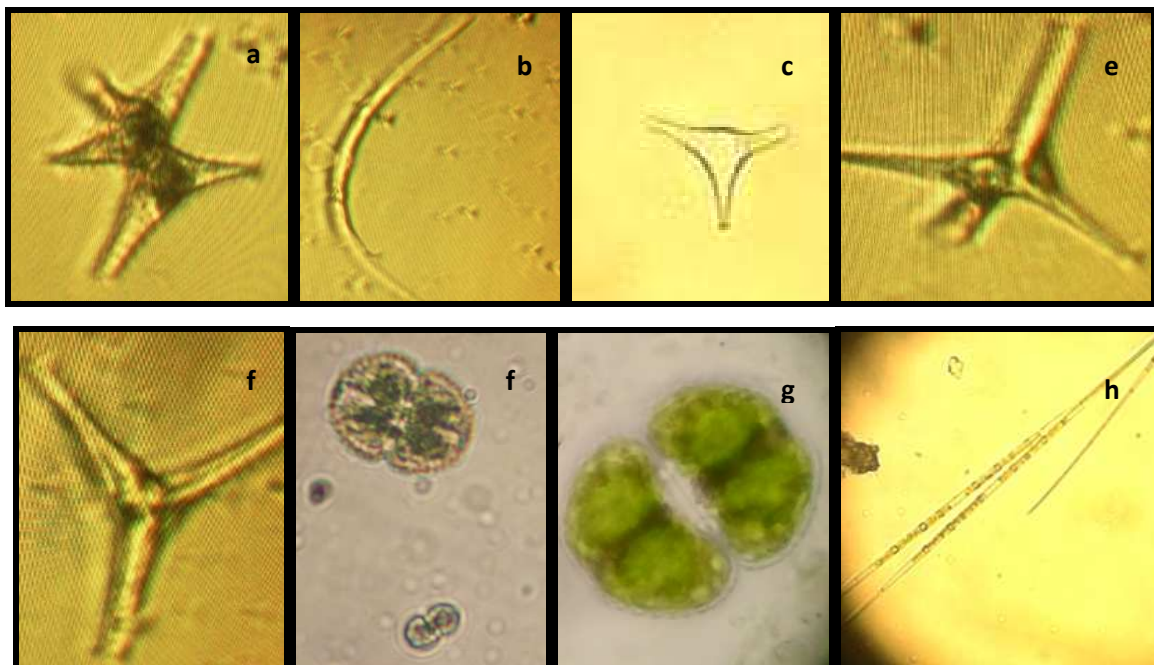


Figure 53. Classe des Ulotricophycées : a- *Staurastrum pingue* teilling ; b-*Closterium aciculare* west- (forme arquée en croissant de lune ; c- *Staurastrum affines* ; d- *Staurastrum gracile* ralfs ; e- *Staurastrum paradoun* meyen ; f- *Cosmarium leave* rabenbost ; g-

Cosmarium botrytis menghini ; h- *Clostérium aciculare*- forme droite à extrémités recourbées

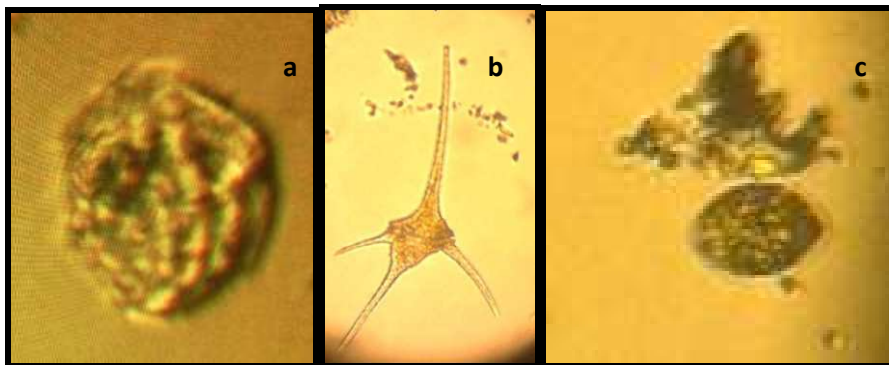


Figure 54. Classe des Dinophycées : a- *Peridinium Cinctum* ; b- *Ceratium birundinella* (muller) *scbrank fa austriacum Eritz* ; c- *Cymnodinium* sp.

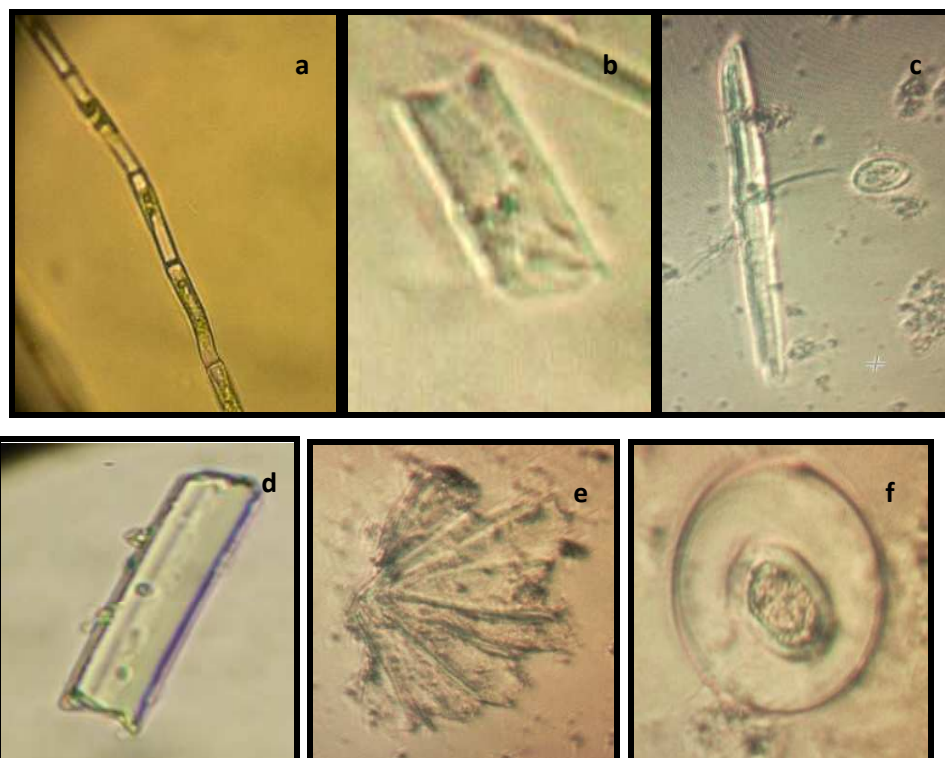


Figure 55. Classe des Diatomophycées : a- *Lyngdya limnetica lemmermann* ; b- *Diatoma vulgare bory* ; c- *Comptonema constrictum ebrenberg* ; d- *Melosira granniata* ; e- *Comptonema constrictum ebrenberg* ; f- *Cocconeis placentula ebrenberg*.

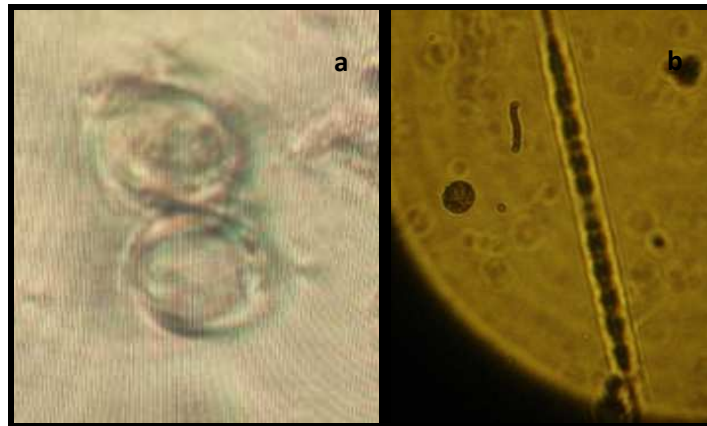


Figure 56. Classe des Cyanophycées : a- *Chroococcus minutus* ; b- ; *Cocconeis placentula ebrenberg* ; c- *Oscillatoria*



Figure 57. Classe Cryptophycées : *Gryptomonas avata ebrenberg*.

Dans les eaux du barrage de Taksebt, et durant la période d'étude printanière, qui s'est étalé du mois de Février au mois de Mai 2016, nous avons identifié 26 espèces phytoplanctoniques distribuées en 6 classes différentes, qui sont, selon leurs abondances :

- **Chlorophycées** : forme le groupe le plus dominant vient en première position avec 6 taxons, ils sont représentés principalement par les genres *Oocystis*; *Scenedesmus* ; *Pbacotus* ; ; *Tetradron* et *Ankistrodesmus*.

La dominance de ce groupe est liée aussi aux bonnes conditions climatiques. En effet, il a été montré que la croissance de ces algues augmente avec l'élévation de la température et de l'intensité de l'éclairement.

- **Ulotricophycées** : forme le groupe le plus diversifié, vient en deuxième position avec 8 taxons, ils sont représentés essentiellement par les genres : *Staurastrum* ; *Closterium*;

Cosmarium. La diversification de ce groupe est liée aussi aux bonnes conditions climatiques (la température et la lumière).

- **Dinophycées** : regroupent 3 taxons, dominés par le genre : *Gymnodinium sp.*
- **Diatomophycées** : rassemblent 6 classes représentées par les genres : *Diatoma* ; *Comphonema* ; *Melosira* ; ; *Cocconeis*.
- **Cyanophycées** : comptent 2 taxons (*Chroococcus*; *Oscillatoria*).
- **Cryptophycées** : estiment 1 taxon (*Gryptomonas*).
- Les Cyanophycées est Cryptophycées occupent les dernières classes avec une fréquence spatiotemporel faible de 8 % et de 4% respectivement.

Elles se déplacent dans la colonne d'eau, pour optimiser leurs activités photosynthétiques en fonction de l'éclairement et des concentrations en sels nutritifs, ce qui justifier leur présence dans les couches non euphotiques.

Ces classes possèdent un optimum de croissance à des températures élevée, autour de 20°C ce qui explique leur développement surtout durant la période chaude.

Nous notons que la classe des Chlorophycées qui marque une abondance durant toute la période d'étude, que les espèces qui appartiennent à cette classe représentent un intérêt nutritionnel. Nous prenons l'exemple de l'espèce *Scenedesmus* qui peuvent produire des métabolites secondaires comme des caroténoïdes.

Plusieurs sociétés utilisent la biomasse de *Scenedesmus* comme une source pour l'alimentation des bétails en raison de sa haute teneur en protéines (Aqua fuels, 2011).

En revanche la classe des Cyanophycées, leur présence dans la colonne d'eau représentent une toxicité.

Conclusion générale

Références Bibliographiques

- 📖 **Alloui F., 2008.** Le dessalement de l'eau de mer dans la perspective d'une gestion et d'un développement durable : cas de la station de dessalement de Bousfer (W .Oran). 20 p.
- 📖 **Arab. L et Oufal. N., 2016.** évaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux brutes et traitées du barrage de TAKSEBT de la ville de TIZI OUZOU. Mémoire de fin d'étude master.
- 📖 **Auckenthaler A., Huggenberger P. 2003.** Pathogen Microorganismen in Grund- und Trinkwasser, Birkhauser Verlag. Basel Boston Berlin.
- 📖 **Balaska Adel .2005.** Traitement de l'eau usée de la laiterie EDOUGH- ANNABA par des procédés physicochimiques et biologique.2005.these de magister en génie des procédés. UNIVERSITE BADJI MOKHTAR ANNABA.
- 📖 **BartheC ., Perron J et J.M.R. Perron. 1998.** Guide d'interprétation des paramètres microbiologiques d'intérêt dans le domaine de l'eau potable. Document de travail (version préliminaire), ministère de l'Environnement du Québec, 155p.
- 📖 **Belahmadi M. 2001.** Etude de la biodégradation du 2,4-dichlorophénol par le micro biote des effluents d'entrée et de sortie de la station d'épuration des eaux usées d'ibn Ziad. Thèse de magister en microbiologies et appliquées et biotechnologie microbiennes. Université Mentouri Constantine.2011.
- 📖 **Beaudry J. 1984.** Traitement des eaux copyright.
- 📖 **Best water technologie .2009.** Techniques du traitement de l'eau dans les bâtiments, 3^e édition, le moniteur
- 📖 **Boeglin Jean-Claude.1991.** Propriétés des eaux naturelles. Technique de l'ingénieur, traité environnement, G1 110.
- 📖 **Bombace, G. 1985.** Eutrofizzazione Pesca e zone protette. In : eutrofizzazione quali Interventi, atti convegno Nazionale.ministero della Marina Mercantile, Regione Marche entre autonoma Fiera di ancona.
- 📖 **Bourelly P., 1966.** Les algues d'eau douce : les algues vertes, éd. N.Boubée, 1 572 p.
- 📖 **Bourelly P., 1985.** Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. III. Les algues bkeues et rouges, les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. 2^e éd., Soc. Nouv. Ed. Boudée, Paris, 606 pp.

- 📖 **Briand J.-F., Jacquet S., Bernard C. & Humbert J. F., 2003.** Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. *Vet. Res.* 34, 361-377p.
- 📖 **Carmichael, W.W., 1992.** Cyanobacteria secondary metabolites The cyanotoxins. *Journal of applied bacteriology*, 72: 445-459p.
- 📖 **Carmichael W. W. & Falconer I. R., 1993.** Diseases related to freshwater blue-green algal toxins and control measures, dans: Falconer, I. algal toxins in seafood and drinking water, Academic Press, London. pp. 187-209.
- 📖 **Castaing J. B., 2011.** Procédés de traitement de l'eau de mer en conchyliculture pour la sauvegarde et le maintien de la qualité des mollusques bivalves. Thèse de doctorat. génie des procédés. Université de Nantes.
- 📖 **Celleric Jean Luc, 2002.** La dégradation de la qualité de l'eau dans le réseau. Edition. Ministère de l'agriculture et de la pêche. Direction de l'espace rural et de la forêt. Paris.
- 📖 **Chisholm, S.W., Olson, R.J., Zettler, E.R., Goericke, R., Waterbury, J.B. ET Welschmeyer, N.A., 1988.** A novel free - living prochlorophyte abundant in the oceanic euphotic zone. *Nature*. 6180: 340-343p.
- 📖 **Claude Cardot, 1982.** les traitements de l'eau, procédés physicochimiques et bactériologique, cour et problèmes, génie de l'environnement.
- 📖 **Codex Stan et Coin, 1981.** La pratique de l'eau : usages domestiques .Collectif et industriel .Édition : Moniteur. Paris : 3-29-326-327p.
- 📖 **Colyer, C.L., Kinkade, C.S., Viskari, P.J. Et Landers, J.P. 2005.** Analysis of cyanobacterial pigments and proteins by electrophoretic and chromatographic methods. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*. 382.
- 📖 **Couté A. & Chauveau O., 1994.** Algae. *Encyclopaedia Biospeologica I*, éd., Société de Biopédologie, ISSN 0398-7973, 3ème trimestre p: 371-380.
- 📖 **Dajoz R, 1982.** Précis d'écologie. 4ème édition, Gauthier Villars, p : 525.
- 📖 **Dauta A., Feuillade, 1995.** Croissance et dynamique des populations algales. *IN* Pourriot R. et Meybeck M. (eds). *Limnologie générale*. Masson, Paris Milan Barcelone. Collection Ecologie. P : 328 – 350.
- 📖 **Degremont, 1978.** mémento techniques de l'eau. 8em édition technique et documentation, tome I, P : 46.
- 📖 **Degremont, 1989.** Mémento technique de l'eau, vol. 1, 9ème édition. Technique et documentation, tome 1, P : 5, 24,25.

- 📖 **Degremont G., 1990.** Mémento technique de l'eau. Tome 1, 2^{ème} édition: Copyright dégrement. P: 129.
- 📖 **Degremont, 1997.** Mémento technique de l'eau. Tome 1, Paris, pp 223-229.
- 📖 **Degremont G., 2005.** Mémento technique de l'eau. Tome 1, 10^{ème} édition : Tec et doc. P: 3- 38.
- 📖 **Desjardins Raymond, 1990.** le traitement de l'eau 2^{ème}. Edition de l'école polytechnique de Montréal.
- 📖 **Desjardins Raymond, 1997.** Le traitement de l'eau. Edition de l'école polytechnique de Montréal.
- 📖 **Devillers J., Squilbin M., Yourassowsky C, 2005.** Qualité physico- chimique et chimique des eaux de surface. Institut bruxellois pour la gestion de l'environnement, observation des données de l'environnement L'IBGE : "l'eau à bruxelles. Fiche 2.
- 📖 **Diakite Siaka.** (2008) : Utilisation des solutions d'hypochlorite de sodium au CHU de l'oingt-G. faculté de médecine, de pharmacie et d'odontostomatologie. UNIVERSITE DE BAMAKO.
- 📖 **Dietrich, D.R. et S.J. Hoeger, 2005.** "Guidance values for microcystin in water and cyanobacterial supplement products (blue-green algae supplements): a reasonable or misguided approach?" Toxicology and Applied Pharmacology, vol. 203, p. 273-289.
- 📖 **Dittman M., 2009.** L'eau introduction.
<http://www.eth.cern.ch/~dittmar/thoiry/eau1juin2009.pdf>.
- 📖 **Domaizon, I., Viboud, S. et Fontvieille, D. 2003.** Taxon-specific and seasonal variations in flagellates grazing on heterotrophic bacteria in the oligotrophic Lake Annecy - importance of mixotrophy. FEMS Microbiology Ecology. 46 :317-329.
- 📖 **Douaidi.S & Yahiaoui.F;** évaluation des performances de la station de traitement des eaux de TAKSEBT de TIZI OUZOU 2011/2012
- 📖 **Ernst, B., L. Dietz, S.J., Hoeger, D.R. Dietrich, 2005.** "Recovery of MC-LR in Fish Liver Tissue", Environmental Toxicology, vol. 20, no 4, p. 449-458.
- 📖 **Fabrice. F., 2010.** La production de biodiésel à la partir de micro algues: une technologie immature mais prometteuse.
- 📖 **Feret Jean-Batiste, 2009.** Thèse de doctorat apport de la modélisation pour l'estimation de la teneur en pigments foliaires. Université pierre et marie curie 8p.

- 📖 **Figarella. J., Guy Leyral, Michèle terret. (2007)** : Microbiologie générale et appliquée. Edition Delagrave – N ° d'édition : 3328-R2- Juillet 2007.
- 📖 **Ganf, G.G., Heaney, S.I. and Corry. J, 1991.** Light absorption and pigment content in natural populations and cultures of a non-gas vacuolate cyanobacterium *Oscillatoria*
- 📖 **Gani.F, 2001.** Analyse et traitement des eaux du barrage de Taksebt. Mémoire de fin d'étude d'ingénieur en agronomie, université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzo.
- 📖 **Gaujour D., 1995.** La pollution des milieux aquatiques : Aide mémoire. 2eme édition : Lavoisier. P : 49.
- 📖 **Gaumella.C & Guerree.h ,1978.** Guide de l'alimentation en eau dans les agglomérations urbaines et rurales. Tome I.
- 📖 **Genin, B., Chauvin C. et Ménard, F, 2003.** Cours d'eau et indices biologiques : pollution – méthodes – IBGN. 2^e édition, Educagri, 221p
- 📖 **Genoutdet, 2001.** L'eau de robinet : de la source au verre. Extrait de dossier de bulletin de l'association médicale Kouzmine internationale.
- 📖 **Ghedadbia Missoum, 2012.** La contribution à l'identification générique des cyanobactéries potentiellement toxiques et l'étude de leurs paramètres de croissance : cas du lac Tonga. Magister écologie et environnement université Badji Mokhtar - Annaba -département de biologie.
- 📖 **GIP Loire Estuaire, 2005.** La dynamique de la vie – Vitalité du plancton végétal *In* GIP Loire Estuaire.
- 📖 **Groga, N., 2012.-** structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac Taabo (côte d'ivoire).
- 📖 **Haider S., Naithani V., Viswanathan P. N. & Kakkar P, 2003.** Cyanobacterial toxins: a growing environmental concern. *Chemosphere*, 52, 121
- 📖 **Haslay C et Leclerc H., 2006.** Microbiologie des eaux d'alimentation. Edition lavoisier Tec et Doc, Paris.
- 📖 **Hernandez de Leon Hector Ricardo, 2006.** Supervision et diagnostic des procédés de production d'eau potable.
- 📖 **Himmi N., Fekhaoui M., Foutlane A., Bourchic H., EL Mmaroufy M., Benazzout T., Hasnaoui M. (2003).** Relazione plankton-parametri fisici chimici in un bacino dimaturazione (laguna mista Beni Slimane – Morocco. *Rivista Di Idrobiologia*. Universitadegli studi di perugia, Dipartimento di Biologia Animale ed Ecologia laboratorio Di Idrobiologia "G.B. Grassi", 110–111p

- 📖 **Jean Figarella, Guy Leyral, Michèle terret. 2007 :** Microbiologie générale et appliquée. Edition Delagrave – N ° d'édition : 3328-R2- Juillet 2007.
- 📖 **John, D.M., 1994.** Alternation of generations in algae: its complexity, maintenance and evolution. *Biology Review*. 69: 275-291p.
- 📖 **Kemmer F., 1984.** Manuelle de l'eau .Edition : Lavoisier technique et documentation. P: 95- 96-112.
- 📖 **Kettab A., 1992.** Traitement des eaux. Les eaux potables. Edition: Office des Publications Universitaires. Alger: 4. P 118-111-123.
- 📖 **Kugrens, P. et Clay, B.L., 2003.** Cryptomonads. *Dans: Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification*. Wehr, J.D. Et Sheath, R.G. (eds). Academic Press, Paris.
- 📖 **Leclercq, L., 2009.** Le phytoplancton des eaux douces. *In Société royale cercles des Naturalistes de Belgique asbl, l'Erable, revue trimestrielle*.
- 📖 **Lepeltier S., 2005.** Un bon état écologique des eaux.
- 📖 **Lounnas Amel ,2009.** Amélioration des procédés de clarification des eaux de la station hamide-kroma de Skikda. Thèse de magister présenté à l'université du 20 Aout 1955 SKIKDA faculté des sciences département des sciences fondamentales spécialité : chimie option : pollution chimique et environnement.
- 📖 **Massachelein W.J., 1980.** L'ozonation des eaux (manuel pratique) édition Lavoisier.
- 📖 **Meghzili B., 2002.** Suivi de la qualité des eaux de la station de traitement Hamadi-Krouma (Skikda).Essais d'optimisation. Thèse de magister Université de Biskra.
- 📖 **Mekhlaf Faiza , 2009.** Réutilisation des eaux résiduelles industrielles épurées comme eau d'appoint dans un circuit de refroidissement. Mémoire de magister. Université du 20 aout 1955 SKIKDA. Faculté des sciences département des sciences fondamentales.
- 📖 **Mercier J. ,2000.** Le grand livre de l'eau. Edition: La reconnaissance du livre. Collecte art de vivre. P 91.
- 📖 **Meziani Karim, 2013.** Micro-tamissage de l'effluent d'un bioréacteur a lit mobile. Diplôme de métrise et sciences appliquées. Département des génies civil, géologique et des mines école polytechnique de Montréal,
- 📖 **Mickala Moundounga Pierre Claver, 2011/2012.** Modélisation de la coagulation par la technique de l'analyse en composantes principales (ACP) cas de la station de traitement des eaux de TAKSEBT. Mémoire de fin d'études diplôme d'ingénieur d'état en traitement des eaux et des fluides industriels ; université M'HAMED BOUGARA de BOUMERDES ;

- 📖 **Mur L.R., Skumberg O.M. & Utkilen H, 1999.** Cyanobacteria in the Environment. In: Chorus, I. Et Bartram, J 1999. (Eds.). Toxic Cyan bacteria in water. A guide to their public Health consequences, monitoring and management. WHO Ed. E & FNSPON, pp 41-111.
- 📖 **Nozaki, H., 2003.** Flagellated Green Algae. *Dans* : Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification. Wehr, J.D. et Sheath, R.G. (eds). Academic Press, Paris.
- 📖 **Office fédérale de la santé publique, 2010.**
- 📖 **OMS., 1986.** Directives de qualité pour l'eau de boisson Organisation Mondiale de la Santé, Genève.
- 📖 **Orive et al, 2002.** Nutrients and eutrophication in Estuaries. Developments in hydrobiologie.526pp.
- 📖 **Ott, D.W. Et Oldham-Ott, C.K., 2003.** Eustigmatophyte, Raphidophyte and Tribophyte Algae. Dans: Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification. Wehr, J.D. Et Sheath, R.G. (eds). Academic Press, Paris.
- 📖 **Potelon Jean-Luc, 1998.** Le guide des analyses de l'eau potable. **P 213.**
- 📖 **Prescott, L.M., Harley, J.P. Et Klein, D.A. 2003.** Microbiologie, 2ème édition. De boeck Université, Bruxelles
- 📖 **Reviere B., 2003.** Biologie et phylogénie des algues. Belin Sup. Sciences. Tome 2: 255p.
- 📖 **Rodier J., 1984.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, 7e Édition, DUNOD, Bordas, Paris.
- 📖 **Rodier J., 1996.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, 7ème édition.
- 📖 **Rodier J., 2005.** L'analyse de l'eau: Eaux naturelles, Eaux résiduaires, Eau de mer. 8eme édition: Dunod, Paris.
- 📖 **Rodier J., 2009.** L'analyse de l'eau Eaux naturelles, Eaux résiduaires, Eau de mer: 9ème édition. Dunod. Paris.
- 📖 **Ronalad V, 2003.** Eau, Environnement et Santé Publique, 2è me édition, Ed TEC&DOC, PARIS.
- 📖 **Rosowski, J.R., 2003.** Photosynthetic Euglenoids. *Dans* : Freshwater Algae of North America : Ecology and Classification. Wehr, J.D. et Sheath, R.G. (eds). Academic Press, Paris.
- 📖 **Samake Hawa, 2002.** Analyse physico-chimique et bactériologique au L.N.S des eaux de consommation de la ville de BAMAKO durant la période 2000 et 2001. Thèse

doctorat en pharmacie (diplôme d'état). Faculté de médecine, pharmacie et D'ODONTO-STOMATOLOGIE.

- 📖 **Savary P., 2010.** Guide des analyses de la qualité de l'eau .territorial éditions .p75-115.
- 📖 **Servais, P & Passerat, J., 2009.** Antimicrobial resistance of fecal bacteria in waters of the Seine river basin (France). *Science of the Total Environment*. 408 P: 365-372.
- 📖 **Suttle, CA., 2000.** Les conséquences écologiques, évolutives et géochimiques de l'infection virale des cyanobactéries et algues eucaryotes. En *écologie virale*, CJ Hurst (ed), academic (sous presse).
- 📖 **Thurston-Enriquez J.A., Haas C.N., Jacangelo J., Gerba C.P. (2003).** Chlorine Inactivation of Adenovirus Type 40 and Feline Calicivirus, *Applied and Environmental Microbiology*, Vol. 69, No. 7 p: 3979 – 3985.
- 📖 **Valentin Nicolas, 2000.** Construction d'un capteur logiciel pour le contrôle automatique du procédé de coagulation en traitement d'eau potable.
- 📖 **Walsby. A.E., 2005.** Stratification by cyanobacteria in lakes: a dynamic buoyancy model indicates size limitations met by *Planktothrix rubescens* filaments. *New Phytologist*. 168 p: 365-376. *bourrellyi* (= *Tychomema bourrellyi*). *Journal of Plankton Research*. 13 p: 1101-1121.
- 📖 **Water resources Management practicum 2000 Biology,** algae bloom in Mounds Dam impoundment caused by eutrophication.
- 📖 **Wetzel, R.G., 2001.** *Limnology: Lake and River Ecosystems*. 3rd Edition. Academic Press, London
- 📖 **WHO (World Health Organization), 1994.** Directive de qualité de l'eau de boisson. Critères d'hygiène. 2eme édition. Vol 2.Genève.

Annexes

L'annexe A II.1

a- Caractéristiques du barrage

Parmi les principales caractéristiques que nous pouvons citer :

•**Digue** : en alluvions avec noyau argileux

- Hauteur au dessus de l'oued 76m.
- Longueur en crête : 515 m.
- Largeur en crête : 8,6 m.
- Largeur a la base : 464 m.
- Nature des fondations : alluvions et schistes.

•**Prise d'eau** : comprend trois prises dans une tour inclinée sur le versant droit entre les cotes 171,5 et 127,5 m.

Les niveaux des prises :

- Prise 1 : 152,89 m
- Prise 2 : 140,89 m
- Prise 3 : 128,89 m

-Une prise inferieure (cote 111,0m) intégré dans le puits vertical d'encastrement de la tour inclinée.

-La distribution d'eau est assurée par deux tuyaux de diamètre 1200 mm noyés dans la vidange de fond (capacité 7 m³/s).

-La tour de prise inclinée est équipée sur toute sa hauteur d'un chariot élévateur.

•**Equipement des prises d'eau**

Chaque prise d'eau est équipée d'une vanne papillon de diamètre 1500 mm, d'un batardeau et d'une grille amovible. La mise en place et l'enlèvement des batardeaux et des grilles est effectuée au moyen de brimbales manœuvrées à partir de la salle de contrôle de la tour de prise calée à la cote 171,50 m.

Le transfère de cette eau vers la station est assuré par une station de pompage dont la capacité de refoulement est de 605 000 m³

•**La retenue**

-Capacité brute : 175 millions de m³

- Capacité utile : 164 millions de m³
- Volume annuel régularisable : 155 millions de m³
- Cote retenue normale : 165 m
- Cote retenue minimum : 110 m
- Cote retenue maximum : 169,62 m
- Apport annuel de sédiment : 265 000 m³

b. Bâtiments de stockage et préparation des produits chimiques

1- Préparation et dosage du sulfate d'alumine $Al_2(SO_4)_3$

Le sulfate d'alumine cristallisé $Al_2(SO_4)_3 \cdot 18H_2O$ est préparé et dosé dans le bâtiment chimie, il est injecté dans la chambre de dissipation (mélange) pour la coagulation des matières en suspension très fines et colloïdales contenues dans l'eau brute.

Le produit commercial est livré sous forme solide (poudre) à 17%, est conditionné en big-bags d'une tonne ou en sacs de 25 Kg.

Des bâchées de produit sont préparées en dissolvant le produit dans l'eau. La préparation est stockée dans 4 cuves (figure 25) est dosée par 6 pompes doseuses (3 pour chaque filière), en quantité proportionnelle au débit entrant dans la station (débit de la station de pompage et débit d'eau de lavage recyclée). Le dosage optimal de sulfate d'alumine est déterminé par le jar test.



Figure 01. Cuve de préparation et dosage de sulfate d'alumine

b- Permanganate de potassium KMnO_4

Le permanganate de potassium KMnO_4 , est principalement utilisé pour la précipitation du manganèse si la qualité de l'eau brute le demande. Il peut également être utilisé pour le contrôle des charges organiques.

Le permanganate de potassium est préparé et dosé dans le bâtiment chimie. Il est injecté dans la chambre dissipation.

c- Acide sulfurique H_2SO_4

L'acide sulfurique permet de diminuer le pH après ajout de sulfate d'alumine, la coagulation étant optimale à un pH compris entre 6,4 à 7,2. Il est de concentration 98%, est livré liquide par citerne, il est pompé et stocké dans des réservoirs.

Un débit régulé d'acide concentré est distribué par 6 pompes doseuses, en fonction des besoins. Le produit dosé subit une dilution avant d'être injecté.

d- Chlore

•**En pré-chloration** : l'injection du chlore se fait dans la chambre de dissipation, il permet d'obtenir une meilleure filtrabilité de l'eau en aidant la coagulation, et donc une meilleure qualité de l'eau. Il a pour objectif :

- destruction de micro-organisme (algue, bactéries, planctons) existants et susceptibles de se développer dans les ouvrages et dans le lit de boues. Il assure alors la propreté des décanteurs et des filtres.

- l'oxydation des matières organiques qui pourraient former des complexes organosolubles.

- l'oxydation de fer et du manganèse

Pour rendre active cette pré-chloration, il faut assurer la présence d'une petite quantité de chlore libre dans l'eau brute.

•**Inter-chloration** : le chlore est injecté en sortie des décanteurs, cette étape a les mêmes objectifs que la pré-chloration avec en plus un effet désinfectant pour le média filtrant.

•**Poste-chloration** : étape obligatoire, l'injection a lieu aval de la filtration.

On injecte dans l'eau une dose de chlore légèrement supérieure à celle obtenue durant le test de la demande en chlore (break point) pour prévenir d'éventuelles contaminations qui interviendraient au niveau de réseau de distribution.

Le chlore gazeux est prélevé à partir des citernes et dosé dans le bâtiment de chloration. De là il est distribué selon les besoins :

- Pré-chloration, point d'injection, dans la chambre de dissipation.
- Inter-chloration, point d'injection, dans les canaux d'eau décantée, en sortie de chaque filière de décanteurs.
- Poste-chloration, dans les canaux d'eau filtrée, en sortie de chaque filière de filtres.

e-Charbon actif en poudre (CAP)

Le charbon actif, délivré sous forme de sac de 450 Kg, il permet de retenir les micropolluants et le contrôle des goûts et odeurs. Son action se base sur son pouvoir d'adsorption, c'est-à-dire la capacité à fixer des ions et des molécules (gaz, molécules organique).

Le charbon actif en poudre est préparé, dilué avec de l'eau acidifiée produite par l'unité de dosage d'acide sulfurique et dosé dans le bâtiment de préparation des réactifs. Il est injecté dans la chambre de dissipation ou dans le canal d'eau décantée.

f-Polymère

Le polymère de formule commerciale AN 910 ou FO 4190 est un flocculant, permettant d'agréger les particules fines en flocs de taille supérieure, plus facile à décanter.

3- Trois points d'injection :

- Dans la chambre de mélange : le polymère permet d'agréger les colloïdes et particules fines coagulées pour décantation.
- Dans les canaux By-pass : le polymère permet d'agréger les colloïdes et particules fines coagulées pour éviter qu'elle reste en suspension au dessus des filtres, et pour faciliter leur capture au travers des filtres.
- Dans les dessableurs et épaisseurs : formation de flocs de boue pour améliorer la décantation.

Le polymère est préparé dans deux bâtiments, pour des usages distincts :

- Ligne eau : préparation et dosage dans le bâtiment spécifique, pour injection dans les chambres de répartition et/ou dans les canaux de By-pass des décanteurs.

-ligne boues : préparation et dosage dans le bâtiment spécifique, pour injection aux dessableurs et épaisseurs.



Figure 02. Cuve de préparation des polymères

- Chaux Ca(OH)_2

Le réactif utilisé est de la chaux hydratée : Ca(OH)_2 livré sous forme de poudre en vrac ou par sac de 25Kg

L'injection du lait de chaux permet de modifier les caractéristiques de l'eau, de façon à ce que le pH soit aussi proche que possible du pH_s , ou légèrement supérieur. En pratique, l'injection de la chaux sera réglée pour obtenir $\text{pH} = \text{pH}_s + 0,2$.

La chaux est chargée dans les silos (4 silos de 200 m^3 chacun) et diluée dans de l'eau. Le lait de chaux ainsi préparé et dosé dans le bâtiment de la chaux est injecté par des pompes doseuses dans les réservoirs d'eau traitée (**Douaidi.S & Yahiaoui.F**).

ANNEXE A II.2**3- Identification des ouvrages de la station**

- Un ouvrage d'arrivée d'eau brute :
 - Chambre de dissipation.
 - Chambre de mélange.
 - Canal de répartition vers les décanteurs.
- Canal de by-pass des décanteurs (canal Parshall).
- Deux filières de traitements :
 - 08 décanteurs (04 pour chaque filière).
 - 24 filtres (12 pour chaque filière).
- Bâtiments d'exploitation des filtres :
 - Production d'eau de lavage.
 - Production d'air de lavage et air comprimé.
- Cuve de contact.
- Réservoirs d'eau traitée.
- Bâtiments des réparations et dosages des réactifs :
 - ouvrage sulfate d'alumine.
 - ouvrage permanganate de potassium.
 - ouvrage acide sulfurique.
 - ouvrage chaux.
 - ouvrage chlore.
 - ouvrage CAP.
- ouvrage polymère :
 - Polymère eau.
 - Polymère boues.
- Dessaleur et reprise des eaux de lavage.
- Bassin d'équilibre.
- Epaisseurs.

Ces ouvrages et les réactifs injectés sont représentés dans le tableau (2) :

Tableau 01 : les ouvrages et réactifs injectés

	Ouvrages	Nombre	Capacité m ³ /j	Réactifs injectés
Traitement des eaux	Chambre de dissipation Cambre de mélange Canal de répartition	1	647 000	-Sulfate d'alumine Al ₂ (SO ₄) ₃ -Permanganate de potassium (KMnO ₄) -Acide sulfurique (H ₂ SO ₄) -Charbon actif en poudre (CAP) -Chlore (pré-chloration) -Polymère
	Décanteurs	8	108000	-Chlore (inter-chloration) a la sortie des décanteurs -Polymère
	Filtres	24	29500	-Chlore (post-chloration) a la sortie des filtres
	Cuve de contact Réservoir d'eau traitée	1 1	620400	Chaux
Traitement des boues	Dessableurs	3	16700	Polymère eau
	Bâches d'eau de lavage	3	16700	/
	Bassin d'équilibre	1	11400	/
	Epaississeurs	2	6700	Polymère boue

Tableau 2 : Ouvrage de la station et réactifs injectés



Figure 3. Chambre d'arrivée d'eau brute



Figure 4. Points d'injection des réactifs. a) Injection du Cl_2 (pré-chloration), b) Injection permanganate de potassium, c) Injection du charbon actif, d) Injection de sulfate d'alumine, e) Injection de l'acide sulfurique



Figure 6. Décanteurs pulsatube



Figure 07 : Canal Parshall partie amont et aval



Figure 08. Floculateur

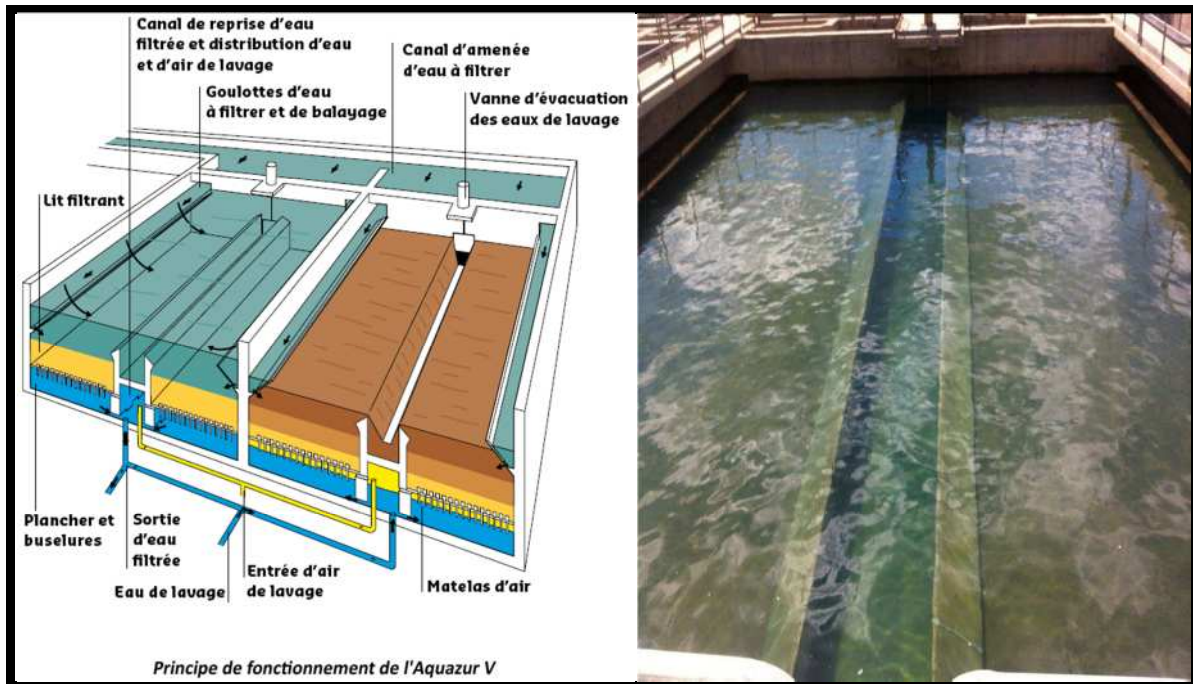


Figure 09. Principe de fonctionnement de l'Aquazur V

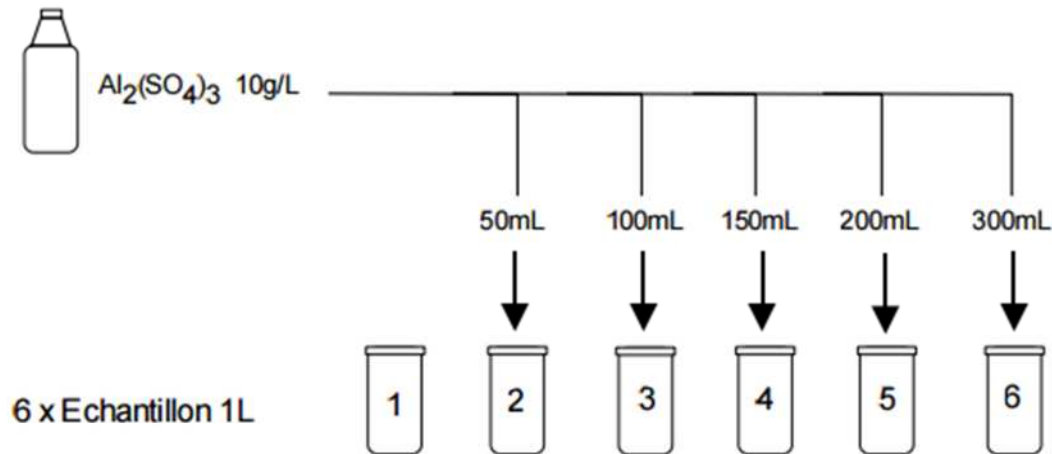
Annexe A II.3

1. Jar-test

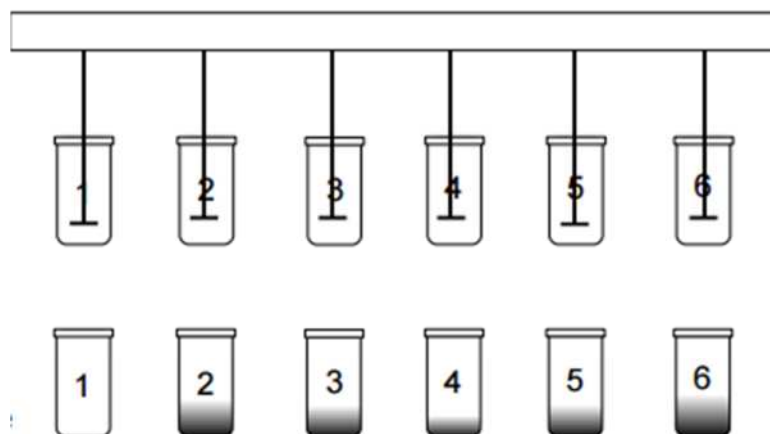
Le Jar-test est une manipulation visant à déterminer, sur un échantillon donné, l'efficacité comparée d'un coagulants en fonction des doses injectées. Nous en déduisons la dose optimale nécessaire au traitement et le pH auquel son action est la plus efficace.

- **Le principe du Jar Test**

Première partie : Sur une série d'échantillons du même produit, nous injectons une dose variable croissante de coagulant. Dans notre cas, il s'agit de Sulfate d'aluminium $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ injecté dans un échantillon d'eau. Après mélange, coagulation et décantation; la turbidité du surnageant est mesurée au turbidimètre. La dose optimale de coagulant est celle grâce à laquelle le surnageant est le plus limpide.



L'échantillon 1 est un échantillon sans coagulant pour comparer l'action de celui-ci sur les autres. Suite à l'injection, les échantillons sont soumis à une agitation rapide (150 t/min.) afin de favoriser la coagulation par le mélange. Agitation à 150 tr/min. Pendant 3 minutes, puis agitation lente pendant 15 minutes à 40 tr/min. Cette vitesse plus lente évite de casser les floccs déjà formés tout en permettant un mélange pour favoriser leur polymérisation.



Après 30 minutes de décantation, le surnageant de chaque échantillon est récupéré et mesuré au turbidimètre. Une mesure est obtenue sur une échelle en NTU. Les résultats sont compilés dans le tableau "Recherche de la dose optimale".

L'annexe A II.4.

1. Principe de lavage des filtres

Consiste principalement en l'injection d'air comprimé et d'eau à travers du filtre à contre courant. L'eau permet d'entraîner les particules capturées par sable. L'air permet de fluidifié dé-tasser et brasser la couche de sable. Un matelas d'air est formé sous le plancher de manière à distribuer uniformément l'air sur toute les buselures, (figure 17).



Figure 10. Principe de lavage du filtre Aquazur V

L'eau de lavage est stockée dans la bêche, alimentée depuis les cuves de contact.

Les filtres sont alimentés en air de lavage sous pression à partir de trois surpresseurs volumétrique.

L'annexe A III. 1

1. Mode opératoire Bactériologie

- **Composition des milieux de culture utilisés :**

1-Gélose PCA

1.1 Milieu de base :

Formule : en gramme par litre d'eau distillée

- Pastone	5,00 g
- Extrait de levure	2,50 g
- Glucose	1,00 g
- Agar	15 g
- Ph	7,00

2- Gélose lactosé au TTC et au Tergitol 7**2.1 Milieu de base :**

Lactose	20g
Peptone	10g
Extrait de levure	06g
Extrait viande	05g
Bleu de bromothymol	0,05g
Gélose	16 à 25 g
Eau distillée	1000 ml

Dissoudre les ingrédients dans l'eau bouillante. Si nécessaire, ajuster le pH à l'aide d'une solution de carbonate de sodium (100g/l) ou d'hydroxyde de sodium (40g/l) ou d'acide chlorhydrique (36,5 g/l) pour qu'après stérilisation il soit égal à $7,2 \pm 0,2$. Répartir le milieu dans des flacons de 100 ml et stériliser à l'autoclave à $121^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ pendant 15 min.

2.2 Solution TTC

Chlorure de triphényl-2, 3,5, tétrazolium (TTC)	0,05g
Eau distillée	100ml

Dissoudre le TTC dans un peu d'eau et compléter pour obtenir 100ml. Stériliser par filtration sur membrane de porosité $< 0,2 \mu\text{m}$.

2.3 Solution de TERGITOL 7

TERGITOL 7	0,2 g
Eau distillée	100ml

Dissoudre le TERGITOL dans un peu d'eau et compléter pour obtenir 100 ml. Stériliser à l'autoclave à $121^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ pendant 15 min.

2.4 Milieu complet

Milieu de base	100ml
Solution TTC	5ml
Solution de TERGITOL	5ml

Faire fondre le milieu de base et laisser refroidir a une température comprise entre 45 et 50°C.

Ajouter les solutions de TTC et de TERGITOL aseptiquement, en mélangeant vigoureusement tout en évitant la formation de bulles après chaque addition. Répartir dans des boîtes de pétris sur une hauteur d'environ 5 mm. Si l'utilisation n'est pas immédiate, conserver a 4°C dans l'obscurité pendant 10 jours au maximum.

3. Milieu SLANETZ et BARTLEY

Tryptose	20g
Extrait de levure	05g
Glucose	02g
Hydrogénogénophosphate dipotassique (K ₂ HPO ₄)	04g
Azoture de sodium (NaN ₃)	0,4g
Agar-agar	08 à 18 g
Eau distillée	1000ml

Dissoudre les ingrédients dans l'eau bouillante jusqu'à dissolution complète

4. Gélose à la bile, à L'esculine et à l'azoture (BEA)

Tryptone	17g
Peptone	03g
Extrait de levure	05 g
Bile de bœuf déshydratée	10 g
Chlorure de sodium NaCl	05 g
Esculine	01 g
Citrate d'ammonium ferrique	0,5 g
Azoture de sodium (NaN ₃)	0,15 g
Agar- Agar	08 à 10 g
Eau	1000ml

Stérilisation a 121°C pendant 15 min, répartition du milieu a raison de 225 ml par flacon.

Le pH finale après stérilisation a 25°C est de 7,2 ± 0,1°C.

5. Gélose viande-foie :

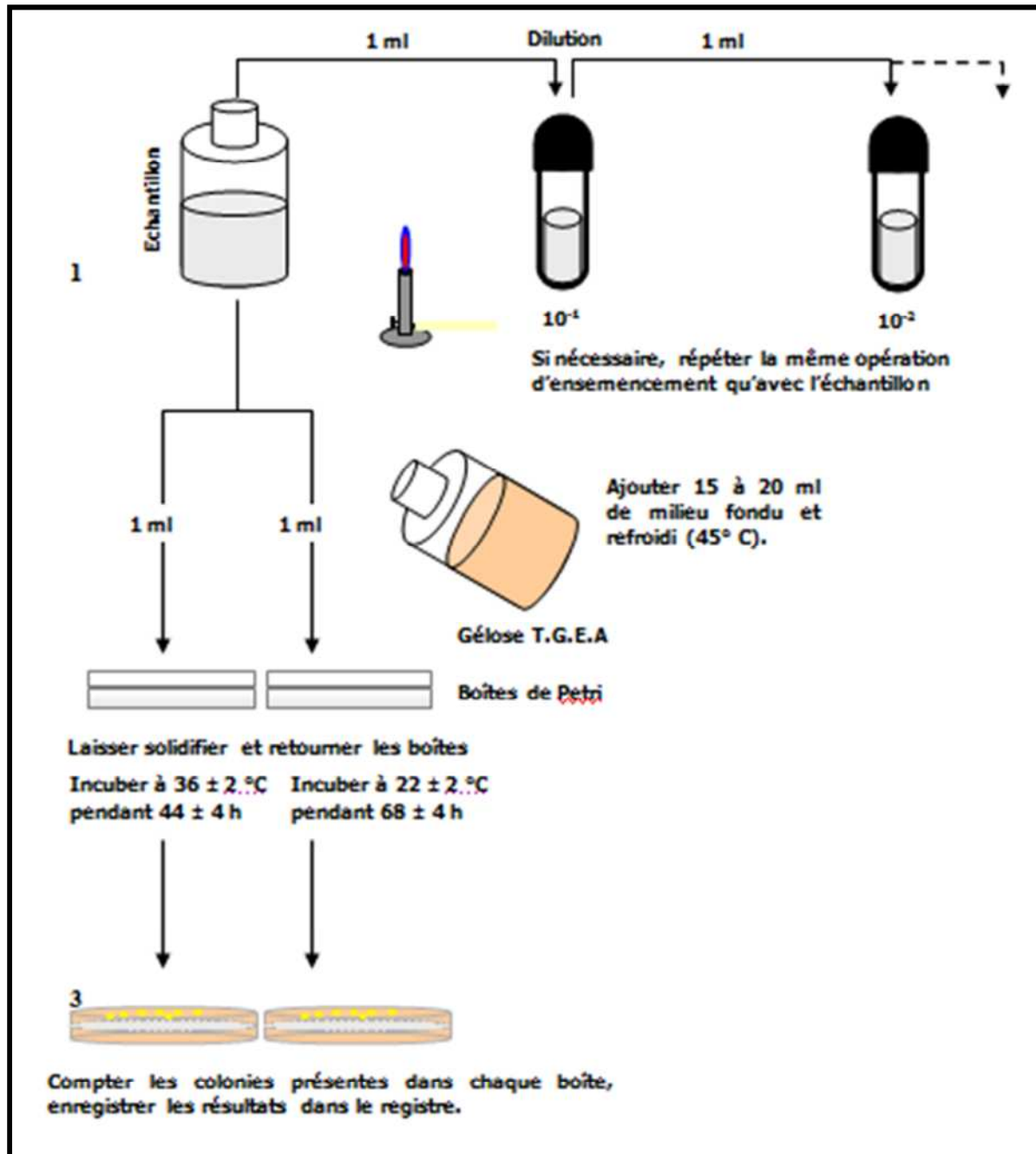
Base viande-foie	30 g
Glucose	2 g
Amidon	2 g
Sulfite de sodium	2,5 g
Sels de fer	0,5 g
Agar	11 g
pH avant autoclave :	7,7 ± 0,1°C.

Stérilisation a l'autoclave : 121 ± 3°C pendant 15 min.

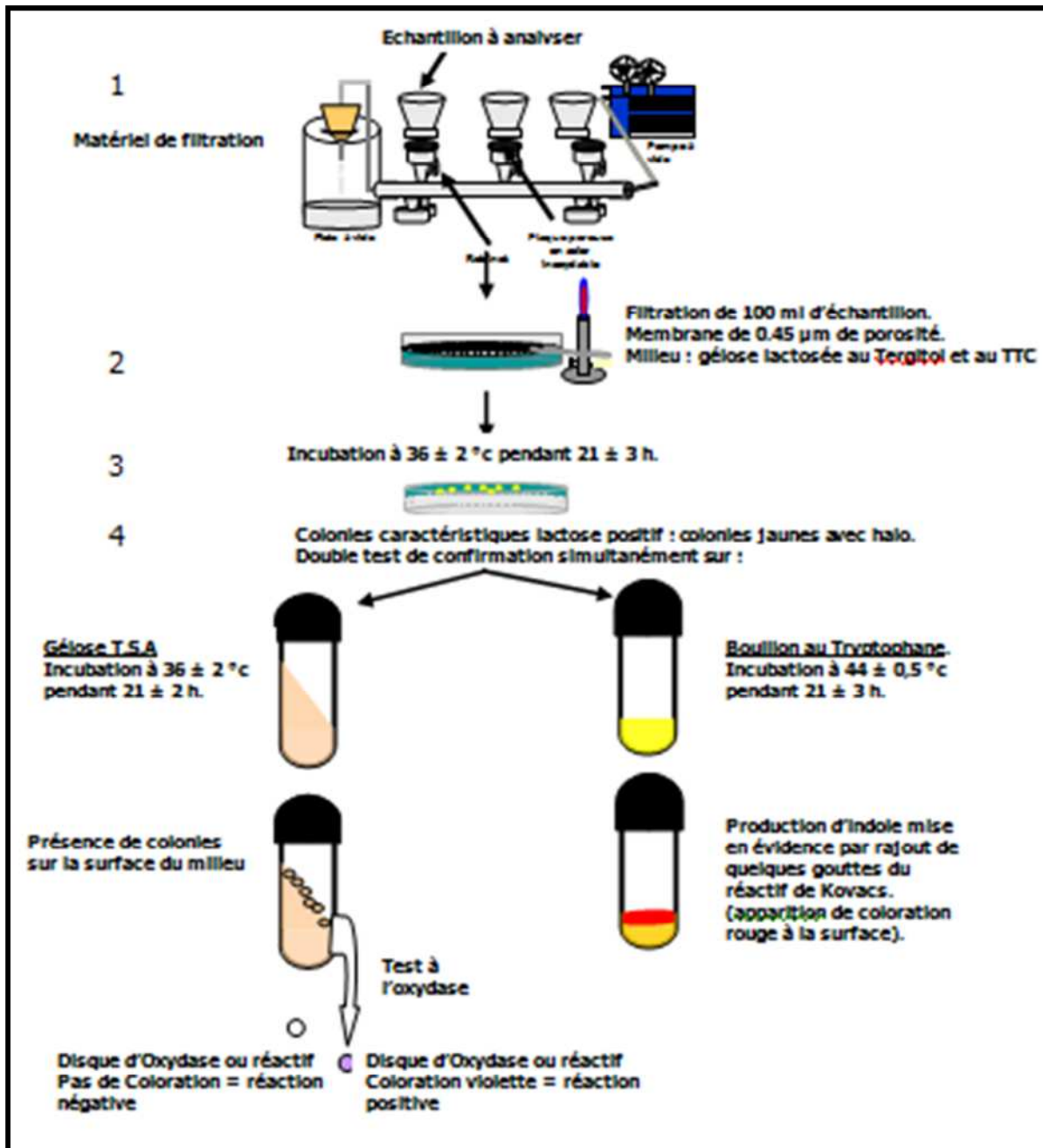
6. Gélose Chapman au Mannitol :

- Peptone	10 g
- Extrait de viande	01g
- Chlorure de sodium	75 g
- Mannitol	10 g
- Agar	15 g
- Rouge de phénol	0,025 g
- Eau permute(distille)	Qsp 1000 ml.

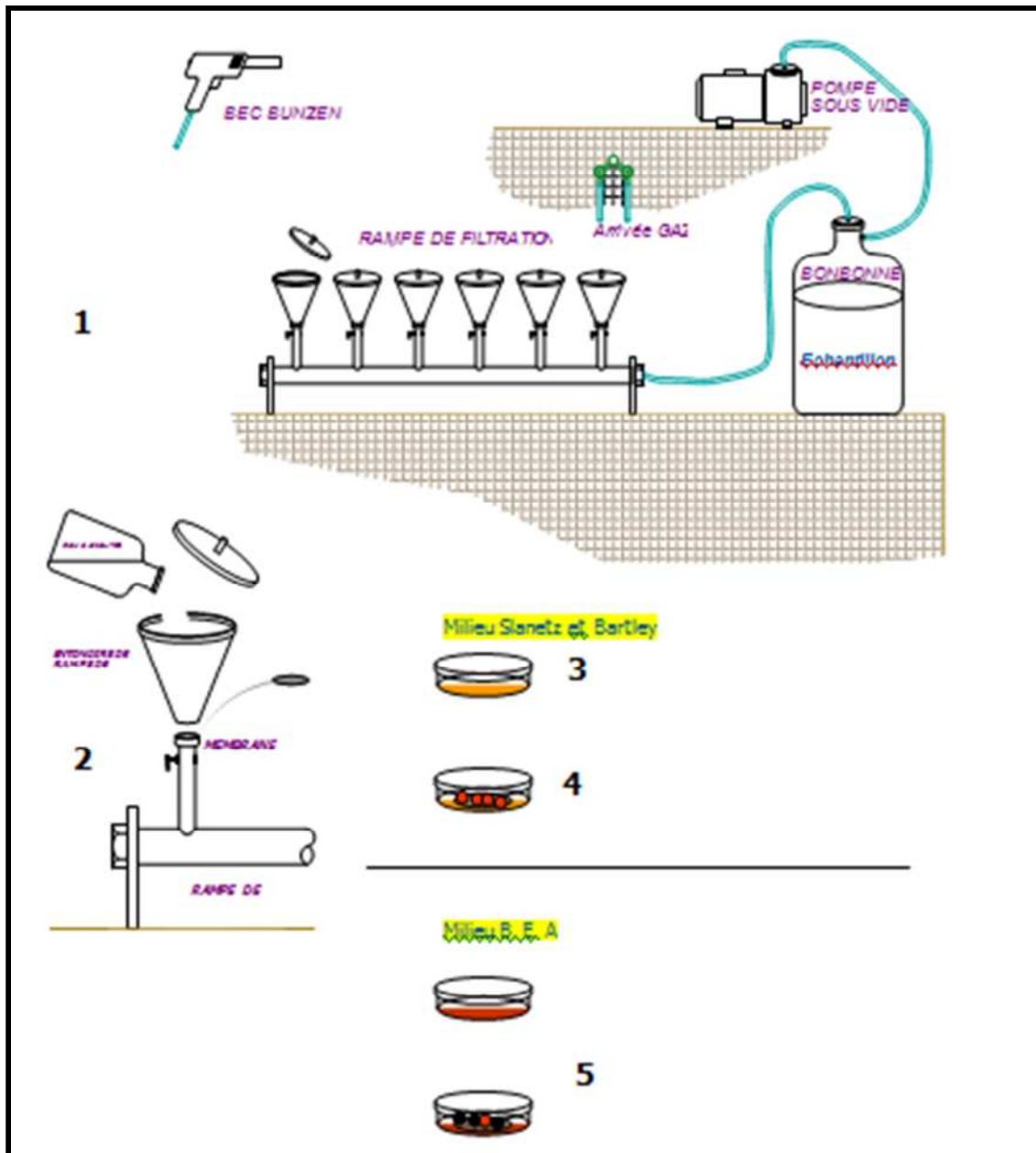
Méthode pour la recherche des microorganismes
revivifiables à 22°C et à 37°C



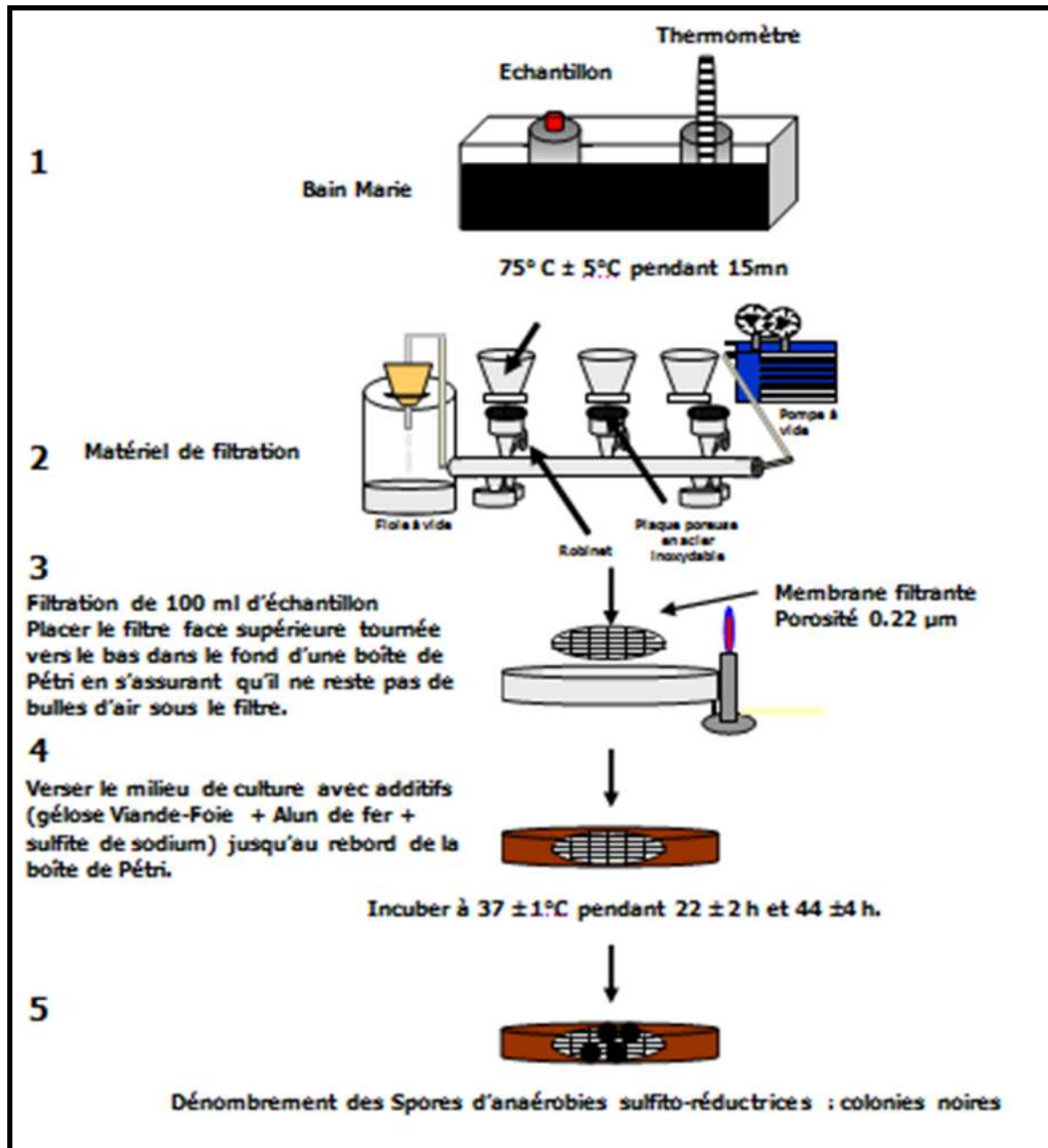
Méthode pour la recherche des coliformes par filtration sur membrane.



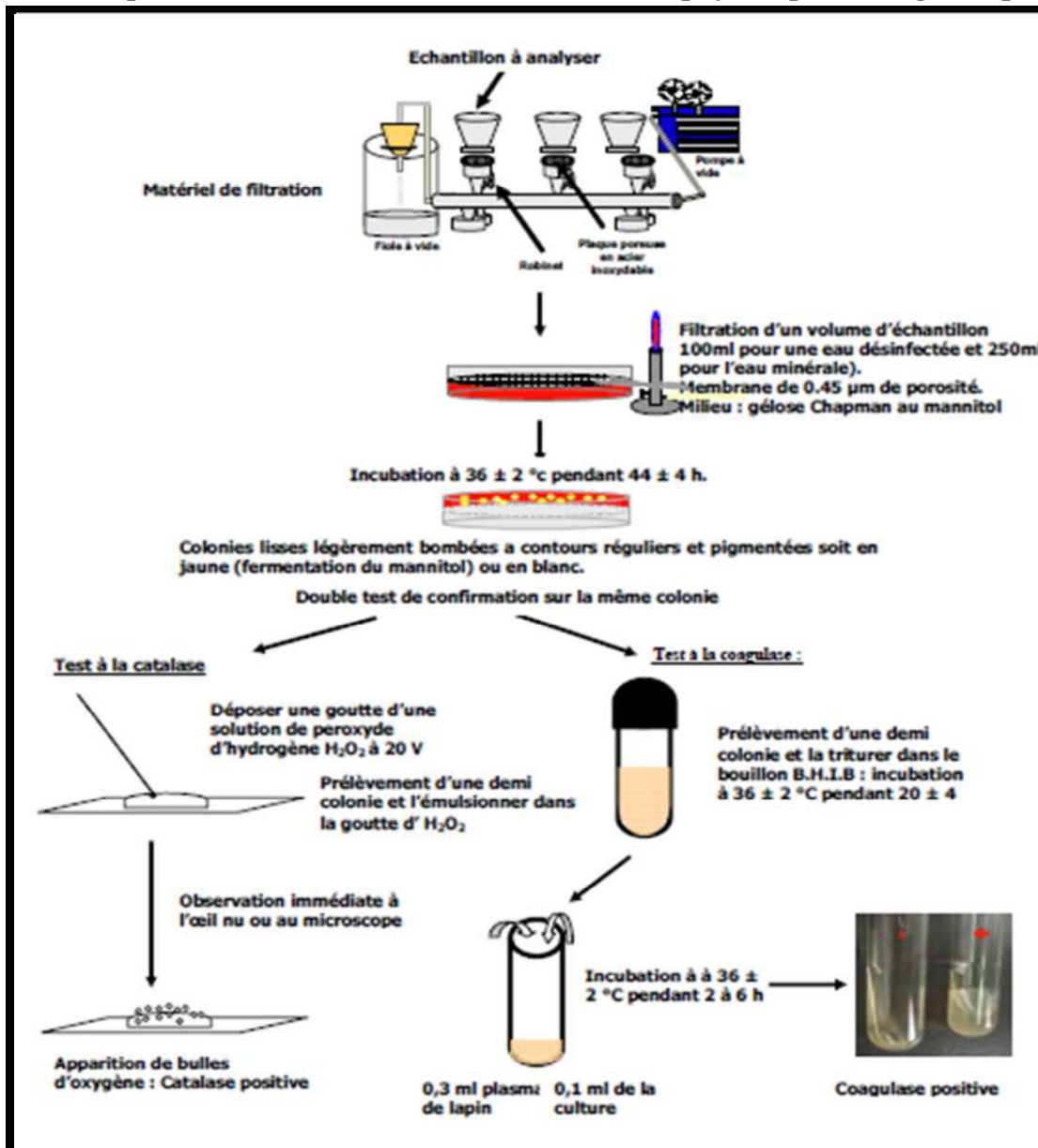
Méthode pour la recherche des Entérocoques intestinaux



Méthode pour la recherche des spores de bactéries anaérobies Sulfito-réductrices



Méthode pour la recherche et dénombrement des staphylocoques à coagulase positive.



L'annexe A VI. 1

1. Evaluation de l'indice de pollution organique dans les eaux naturelles

La méthode de traitement de données est basée sur l'indice de pollution organique IPO.

La classification des paramètres organiques se fait selon cinq classes de qualité correspondant

Le suivie d'analyse dans les différents points a fait l'objet d'un traitement de données par l'établissement des résultats de pollution organique des eaux brutes qui nous renseigne sur l'influence des rejets et la qualité des eaux par le biais d'un indice de pollution organique ; ce

dernier se calcule selon la méthode de *Leclercq et Maquet* (1987) dont le principe est de répartir les valeurs des éléments polluants en 05 classes, de déterminer à partir de ses propres mesures le numéro de classe correspondant pour chaque paramètre pour en faire la moyenne (Tableau ...) (DERRADJI *et al*, 2007).

Tableau 02 : Grille de la qualité (IPO)

	unité	05	04	03	02	01
NH4+	Mg/l	2	2-5	5,1-10	10,1-15	15
NO2-	Mg/l	0,1	0,1-0,9	2,4	2,5-6	6
PO4-	Mg/l	15	16-75	76-250	251-900	900
I KMnO4	Mg/l	5	6-10	11-50	51-150	150

$IPO = \sum \text{classes} / \text{nbr des paramètres}$

IPO= moyenne des numéros des classes des 04 paramètres:

IPO= 5,0 – 4,6 : pollution organique nulle.

IPO= 4,5 – 4,0 : pollution organique faible.

IPO= 3,9 – 3,0 : pollution organique modérée.

IPO= 2,9 – 2,0 : pollution organique forte.

IPO= 1,9 – 1,0 : pollution organique très forte.

2. Evaluation de l'indice de pollution organique dans les eaux naturelles

L'indice de qualité de l'eau naturel développé par la direction des écosystèmes aquatiques et établie par BOVESSE et DEPELCHIN(1980), est un outil de synthèse d'une grande utilité pour la diffusion des résultats concernant la qualité microbiologique de l'eau naturel,

Le mode de classification microbiologique se fait selon cinq classes de qualité correspondant A la moyenne du dénombrement et un traitement de donnée selon la méthode de la direction des écosystèmes aquatiques dont le principe est de répartir les valeurs des germes et de déterminer à partir de ses propres mesures le numéro de classe correspondant pour chaque germe pour en faire la moyenne (Hébert, 1996).

Tableau 3: Grille de la qualité microbiologique (IQm)

Les limites de classes ont été établies par BOVESSE et DEPELCHIN(1980)

Classe	unité	Coliformes	Coliformes	Entérocoques
--------	-------	------------	------------	--------------

		Totaux	Fécaux	
5	UFC/100ml	<2000	<100	<5
4		2000-9000	100-500	5-10
3		9000-45000	500-2500	10-50
2		45000-360000	2500-20000	50-500
1		>360000	>20000	>500

$$IQm = \sum \text{classes} / \text{nbr des de germes étudiés}$$

Tableau 04 :Le calcul de la moyenne des numéros de classes

IQm	Contaminant fécale
4,3-5,0	Nulle
3,5-4,2	Faible
2,7-3,4	Modérée
1,9-2,6	Fort
1,0-1,8	Très fort

Tableau 05 :Grille de classification des eaux superficielles utilisée par l'Agence Nationale des Ressources Hydrique (ANRH).

Qualité paramètres	Bonne	Moyenne	Polluée	Excessivement polluée
O ₂ Dissous (mg/l)	□ 7	5 à 7	3 à 5	Milieu aérobie à maintenir en permanence
Température (°C)	□ 20	20 à 22	20 à 25	25 à 30
pH	6,5 à 8,5	6 à 8,5	6 à 9	5,5 à 9,5
Conductivité (µs/cm) à 25°C	□ 400	400 à 750	750 à 1500	1500 à 3000
NH ₄ ⁺ (mg/l)	0 – 0,01	0,01 – 0,1	0,1 - 3	□ 3
NO ₃ ⁻ (mg/l)	0-10	10- 20	20- 40	□ 40
NO ₂ ⁻ (mg/l)	0-0,01	0,01-0,1	0,1-3	□ 3
PO ₄ ³⁻ (mg/l)	0-0,01	0,01-0,1	0,1-3	□ 3
MES (mg/l)	0-30	30-75	75-100	□100
Fe ²⁺ (mg/l)	0-0,5	0,5-1	1-2	□2
Cl ⁻ (mg/l)	□100	100-200	200-400	400-1000
Mn ²⁺ (mg/l)	0-0,01	0,1-0,3	0,3-2	□2
Cr ³⁺ (mg/l)	0	0-0,05	0,05-0,5	□0,5
Cu ²⁺ (mg/l)	0-0,02	0,02-0,05	0,05-1	□1
Zn ²⁺ (mg/l)	0	0-0,5	0,5-1	□1
F ⁻ (mg/l)	0	0-0,08	0,08-1,5	□1,5
CN ⁻ (mg/l)	0	0	0-0,02	0,02-0,05
Cd ²⁺ (mg/l)	0	0	0-0,01	□0,01

Pd ²⁺ (mg/l)	0	0	0-0,05	□0,05
Coliformes/100ml	□50	50 à 500	500 à 5000	
E.coli/100ml	□20	20 à 2000	2000 à 20000	
Streptocoques fécaux	□20	20 à 2000	2000 à 20000	

L'annexe A V

Bilan hydrologique de Tizi-Ouzou durant la période 2015 et 2016 établi par la station météorologique de Tizi-Ouzou.

Indicatif : 60395

Altitude 195 mètres

Coordonnées 36,70°N | 4,05°E

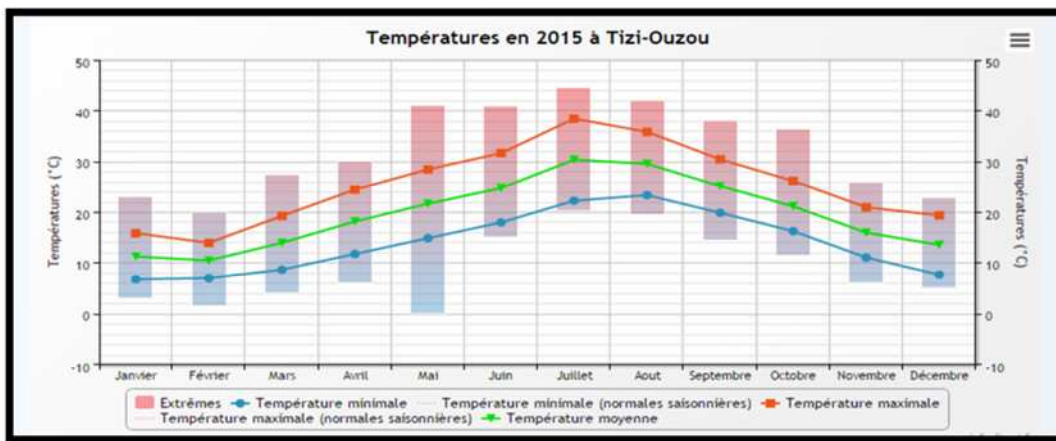


Figure 11. Variation de la température en (°C) de l'année 2015.

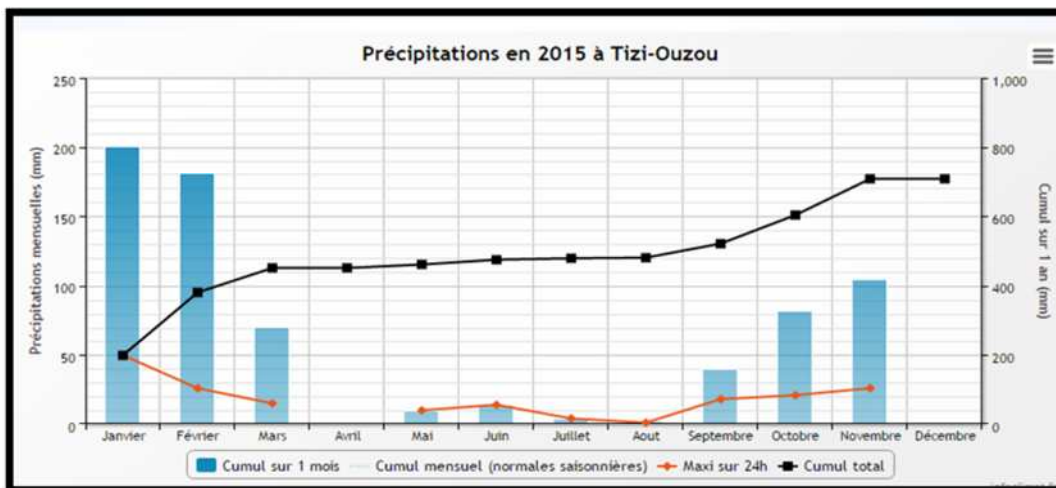


Figure 12. Variation des précipitations en (mm)de l'année 2015.

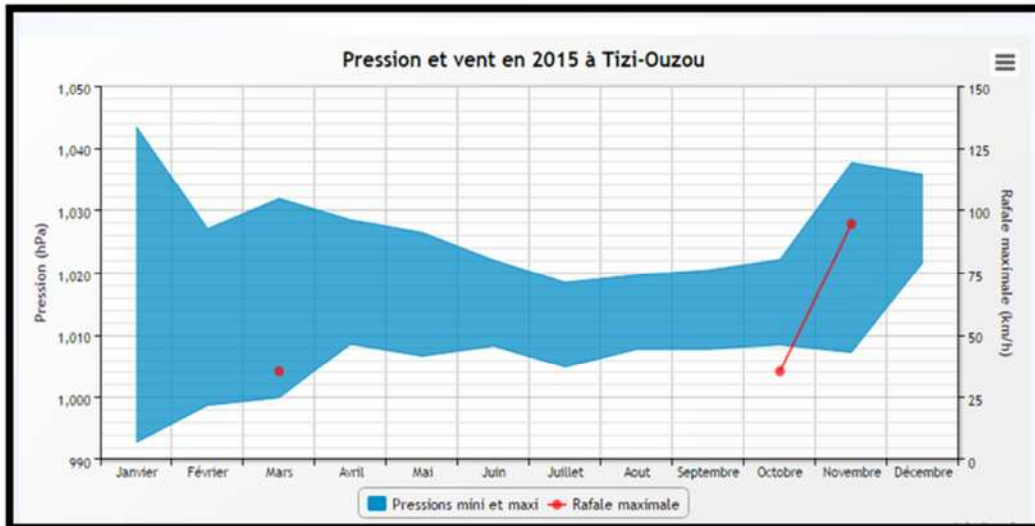


Figure 13. Variation de la pression en (hPa) et vent en(Km/h) de l'année 2015.

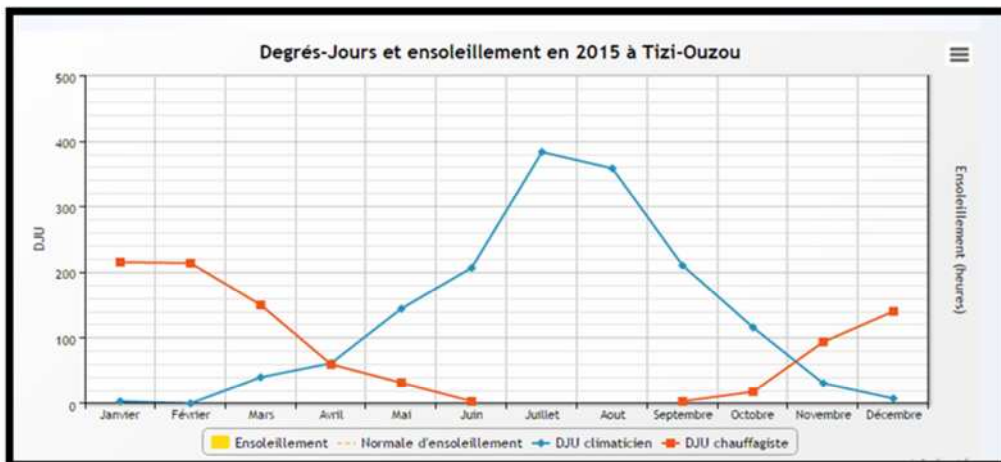


Figure 14. Variation du DJU et l'ensoleillement en (heures) de l'année 2015.

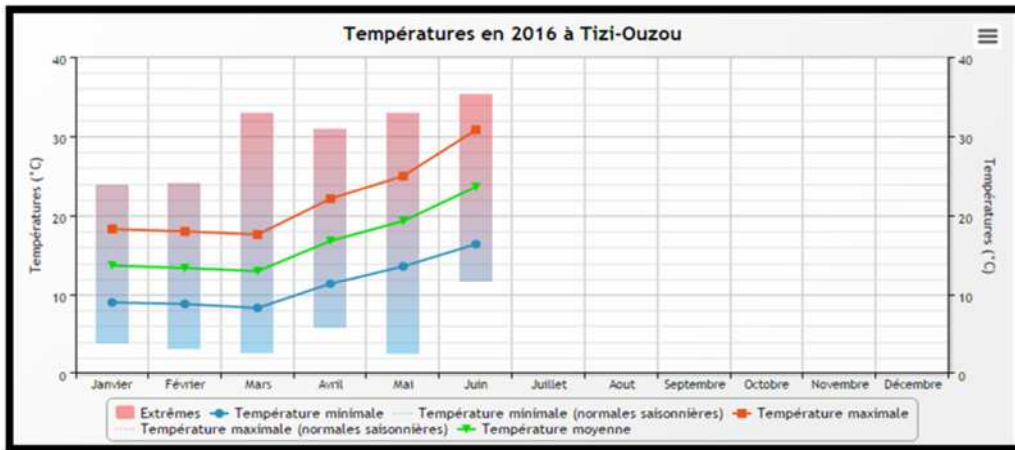


Figure 15. Variation de la température en (°C) de l'année 2016.

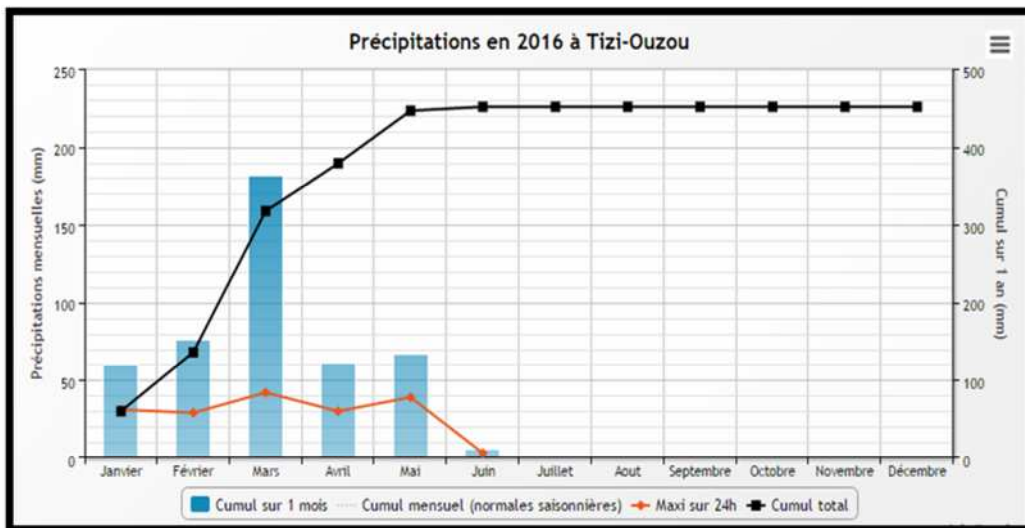


Figure 16. variation des précipitations en (mm) de l'année 2016.

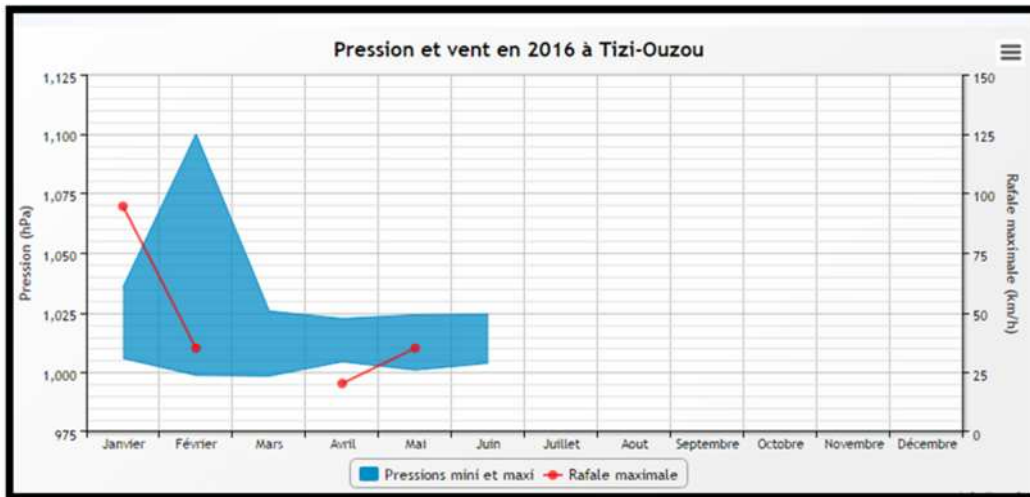


Figure 17. Variation de pression en (hPa) et vent en (Km/h) de l'année 2016.

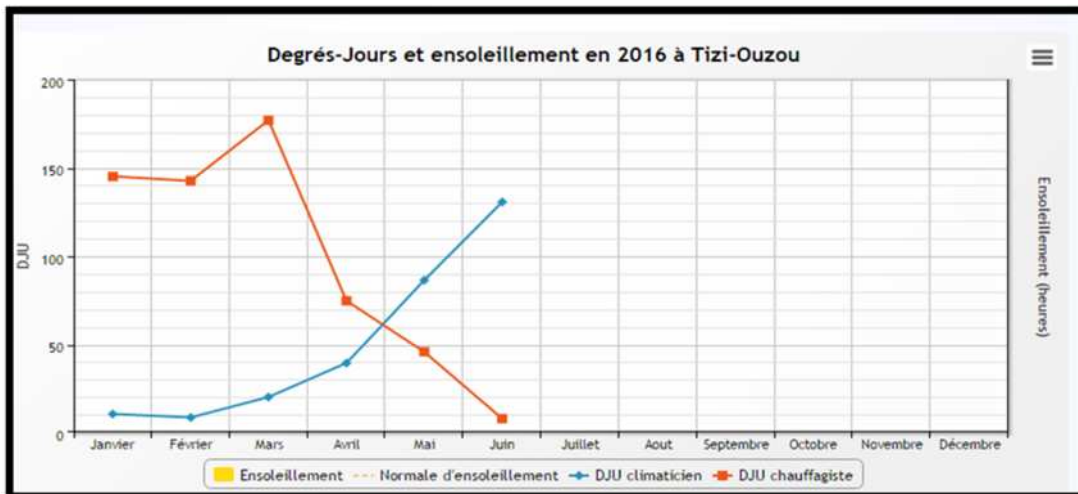


Figure 18. Variation du DJU et l'ensoleillement en (heures) de l'année 2016.