

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR EN  
SCIENCES DE LA MER

OPTION : Environnement

*Désinfection des eaux épurées par les UV solaires et artificiels*

*Cas de STEP de Tipaza*

Préparé par :

M<sup>elle</sup> LAAMA Chahinez

Soutenu le 15/07/2012 à 8 h 30 devant le jury suivant :

Mme MAOUEL .DJ

Melle AMROUCHE .L

Melle CHEKIR .N

Mme ALAMIR.H

Mr DRICHE.M

Présidente

promotrice

Co-promotrice

Examinatrice

Examineur

Session : Juillet 2012

# **REMERCIEMENT**

*C'est un plaisir et un moment très agréable de rendre hommage et de former des remerciements aux personnes qui, d'une manière ou d'autre ont apporté leur aide ,leur soutien et qui ont ainsi contribué à l'élaboration de ce mémoire.*

*Tout d'abord je remercie **Melle AMROUCHE.L** , la promotrice de ce mémoire, pour ses compétences scientifiques, sa disponibilité et ses qualités humaines, ses conseils et les fructueuses discussions.*

*Je remercie encore ma Co promotrice **Melle CHKHIR .N**, pour l'aide et le temps qu'elle a bien voulu me consacrer.*

*Mes remerciements s'adressent aussi à **Mme MAOUEL .Dj** d'avoir acceptée de présider mon jury.*

*à J'exprime ma profonde reconnaissance aux rapporteurs **Mr DRICHE.M** et **Mme ALAMIR .H** qui ont bien accepté de juger mon travail.*

*J'aime bien remercier **M' IGOUDE** pour m'avoir fait profiter de sa très grande expérience et ses connaissances et sa générosité en conseils.*

*Le personnel de l'unité de développement des équipements solaires (UDES) surtout **M<sup>me</sup> DJELTI Sahra M<sup>elle</sup> MAHYDINE Sahra .DJILALI** de **MILIANA** et **OISSILLA**.*

*Tout le personnel de laboratoire de chimie marine à **ENSESMAL** Surtout **Mr MEKY, Mr MAATOUK Youcef** et **Mme IDALIYA Nabila**.*

*Tous le personnel de la bibliothèque pour leur patience et leur gentillesse surtout **Fatima BAUCHE, Chérif** et **Mohammed**.*

***Mes chères amis** (es) : **KLOUI Hakim, Ahlem, Farida, Hossyene, Rida, Zahra ,Nacera, Said** .*

*Et à toutes les autres personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à l'accomplissement de ce travail.*

# **DÉDICACE**

*A mon père, **AHMED** et à ma mère **SAMIA**. Je ne saurai assez-vous remercier pour tout leur soutien moral, financier et tous les sacrifices que vous avez consentis pour mon éducation et ma formation. Je remercie votre patience et pour la confiance que vous m'avez toujours accordée*

*Mes adorables sœurs **Ahlem** et **Radia** ,*

*Mon unique frère **YOUCEF***

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction ..... 1

## Partie 1 : synthèse bibliographique

### CHAPITRE I : Généralités sur les eaux usées

1. Les différentes origines des eaux usées.....	3
1.1. Les eaux usées domestiques .....	3
1.2. Les eaux pluviales .....	3
1.3. Les eaux usées industrielles .....	3
1.4. Les eaux de vidange .....	3
2. La composition des eaux usées.....	4
3. Les paramètres caractéristiques des eaux usées .....	5
3.1. Les matières polluantes .....	5
3.2. Les matières azotées.....	6
3.3. Les matières phosphorées.....	6
3.4. La demande biologique en oxygène DBO <sub>5</sub> .....	6
3.5. La Demande Chimique en Oxygène DCO .....	7
3.6. Les paramètres physicochimiques.....	7
3.6.1. Le potentiel d'hydrogène pH.....	7
3.6.2. L'oxygène dissous.....	7
3.6.3. La conductivité.....	7
3.6.4. La turbidité .....	7
3.7. Les paramètres microbiologiques .....	8
3.7.1. Les germes indicateurs de contamination fécale.....	8
3.7.2. Les germes pathogènes.....	9
3.7.4. Les virus .....	10
3.7.5. Les parasites .....	10
3.8. La chlorophylle .....	11
3.9. Les hydrocarbures .....	11
3.10. Les métaux lourds toxiques.....	11

### CHAPITRE II : Traitement des eaux usées

1. L'assainissement des eaux usées.....	12
---	----

1.1. L'assainissement individuel .....	12
1.2. L'assainissement collectif .....	12
2.L'assainissement en Algérie.....	13
3. La réutilisation des eaux usées.....	13
4. Traitement des eaux usées.....	15
4.1. Les traitements « classiques » .....	15
4.2. Traitement tertiaire (la désinfection).....	16
4.2.1.Désinfection par le chlore .....	16
4.2.2. Désinfection par L'ozone.....	16
4.2.3. Désinfection par les rayons ultraviolets.....	17

### **CHAPITRE III : Désinfection par les UV**

1. Procédé de désinfection par le rayonnement ultraviolet.....	18
2.Principe de la désinfection par les UV .....	18
3.Action du rayonnement UV sur les microorganismes .....	19
3.1. Les ultras violets solaires .....	19
3.2. Les UV artificiels .....	20
4. Les Paramètres influençant l'efficacité de la désinfection.....	20
4.1. Les paramètres de fonctionnement.....	20
4.2. Les paramètres de qualité de l'effluent .....	21
5. La photocatalyse.....	22
5.1. Choix du catalyseur .....	22
5.2. Principe de photocatalyse hétérogène UV/TiO <sub>2</sub> .....	23

### **CHAPITRE IV : Présentation de la STEP de Tipaza**

1. Situation géographique .....	24
2. Caractéristiques de la STEP de Tipaza.....	25
3. principe de l'épuration des eaux par boue activée .....	25
4. Fonctionnement de la station.....	26
4.1. Prétraitement .....	26
4.2. Traitement biologique .....	28
4.3. Clarificateur.....	28
4.4.Traitement de boue.....	29
4.5. L'autosurveillance .....	30

## Partie 2 : Expérimentation

### CHAPITRE V : Matériels et Méthodes

1.Travaux effectués au niveau de l'UDES .....	31
1.1.La désinfection par les UV solaires.....	31
1.1.1.Méthode d'évaluation du rendement de désinfection des eaux par les UV solaire en fonction de la géométrie des réacteurs et du temps d'exposition.....	31
1.1.2. Etude de l'influence des variations climatiques sur le rendement de la photolyse solaire des eaux .....	33
1.2. La désinfection par les UV artificiels.....	34
1.3. La photocatalyse en utilisant TiO <sub>2</sub> .....	35
2. Échantillonnage .....	35
3.Travaux effectués au laboratoire .....	36
3.1.Analyses des paramètres bactériologiques .....	36
3.1.1.Dénombrement des Coliformes.....	37
3.1.1.1. Colimétrie des eaux par filtration.....	37
3.1.1.2. Colimétrie par NPP .....	38
3.1.2.Dénombrement des streptocoques fécaux .....	41
3.1.2.1.Dénombrement par filtration .....	41
3.1.3. Dénombrement des Staphylococcus.....	45
3.1.4. Dénombrement des spores des sulfitoréducteurs .....	45
3.1.5. Dénombrement des Levures et Moisissures.....	46
3.1.6.Recherche des salmonelles et des vibrions .....	47
3.1.7. Techniques de caractérisation des germes recherchées.....	50
3.1.7.1. Coloration de Gram.....	50
3.1.7.2. Les tests enzymatiques .....	51
3.1.7.3. Milieu TSI.....	53
3.1.7.4. Galeries d'identification biochimique .....	54
3.2. Analyses des paramètres physico-chimiques .....	54
3.2.1.Les matières en suspensions.....	54
3.2.2. La matière organique particulaire (MOP) .....	54
3.2.3.Demande biochimique en oxygène (DBO <sub>5</sub> ).....	55
3.2.4. Dosage des matières minérales azotées et phosphorées.....	56
3.2.4.1. L'azote ammoniacal.....	57

3.2.4.2. Nitrite .....	57
3.2.4.3. Nitrate .....	57
3.2.4.4. Phosphate .....	57
3.3. Dosage de la chlorophylle .....	58
3.4. Dosage des hydrocarbures totaux.....	60
3.5. Dosage des métaux lourds.....	62

## **CHAPITRE VI : Résultats et discussion**

1. Les paramètres physicochimiques .....	63
1.1. Température, pH, Conductivité .....	63
1.2. La Demande biochimique en Oxygène DBO <sub>5</sub> .....	64
1.3. Les matières en suspension .....	66
1.3.1. L'action des UV Artificiels sur les MES .....	66
1.3.2. L'action des UV solaires sur les MES .....	66
1.4. La matière organique particulaire .....	67
2. Evaluation de la qualité microbiologique des eaux désinfectées .....	69
2.1. Caractéristiques des eaux épurées de la STEP de TIPAZA .....	69
2.2. Photolyse .....	70
2.2.1. Désinfection des eaux épurées par photolyse solaire .....	70
2.2.2. Désinfection des eaux épurées par photolyse artificielles.....	75
2.2.3. Comparaison des performances de désinfection des eaux épurées par les UV solaires et artificiels.....	79
2.3. La photocatalyse.....	79
2.4. L'effet des UV solaires et artificiels sur les pathogènes .....	81
3. Les sels nutritifs.....	82
3.1. Photolyse .....	82
3.1.1. UV solaires.....	82
3.1.2. Les UV artificiels .....	84
3.1.3. Evolution des concentrations en sels nutritifs lors de la désinfection des eaux par photolyse solaire et artificielle .....	85
3.1. Evolution des concentrations en sels nutritifs lors de la désinfection des eaux par photocatalyse solaire et artificielle.....	86
4. Chlorophylle.....	87

4.1. Evolution des concentrations en chlorophylle lors de la désinfection des eaux par photolyse solaire et artificielle .....	87
4.1.1. L'effet des UV solaire sur la chlorophylle <i>a</i> contenue dans les eaux épurées .....	87
4.1.2. L'effet des UV artificiels sur la chlorophylle <i>a</i> .....	88
4.2. Evolution des concentrations en chlorophylle lors de la désinfection des eaux par photocatalyse solaire et artificielle .....	89
5. Evolution des concentrations en métaux lourds lors de la désinfection des eaux par photocatalyse solaire et artificielle .....	90
6. Evaluation du traitement des eaux épurées par photocatalyse solaire et artificielle dans l'élimination des hydrocarbures totaux .....	91
<b>Conclusion</b> .....	92
<b>Références Bibliographiques</b> .....	95
<b>Annexes</b>	

## Chapitre II

Figure II. 1: Répartition par secteur et localisation des expériences mondiales les plus importantes en réutilisation des eaux résiduaires urbaines .....	14
---	----

## Chapitre III

Figure III.1: Spectre des rayonnements ultraviolet et leurs effets .....	18
Figure III.2: Absorption du rayonnement ultraviolet par l'eau et l'ADN.....	19
Figure III.3: Mécanisme d'action des UV sur l'ADN.....	20
Figure III.4: Mécanisme de dégradation photocatalytique .....	23

## Chapitre IV

Figure IV.1 : situation géographique de la STEP de Tipaza .....	24
Figure IV.2 : Compartiments de la STEP de Tipaza.....	25
Figure IV.3 : poste de relevage .....	26
Figure IV.4 : Dégrilleur grossier.....	27
Figure IV.5 : Dessablage - déshuilage .....	28
Figure IV.6 : Banne pour la récupération du sable .....	28
Figure IV.7 : bassin d'aération.....	28
Figure IV.8 : la liqueur mixte.....	29
Figure IV.9 : Clarificateur.....	29
Figure IV.10: Filtre à bande .....	30
Figure IV.11: étapes de traitement des eaux usées par boue activée .....	30

## Chapitre V

Figure V.1 : Caractéristiques de réacteur tubulaire.....	32
Figure V.2 : Dispositif tubulaire dynamique.....	32
Figure V.3 : Dispositif de ballon.....	33
Figure V.4 : dispositif des Erlenmeyers.....	33
Figure V.5 : Désinfection par les UVC.....	34
Figure V.6 : désinfection par les UVA .....	34
Figure V.7 : schéma de la rampe de filtration.....	36
Figure V.8: technique de dénombrement des coliformes totaux et fécaux par filtration.....	38
Figure V.9: technique de dénombrement des coliformes totaux par la méthode de NPP....	39
Figure V.10: technique de dénombrement des coliformes fécaux .....	40
Figure V.11 : technique de dénombrement des streptocoques fécaux .....	42

Figure V.12 : Recherche des Streptocoques fécaux par la méthode de NPP .....	43
Figure V.13 : technique de dénombrement des staphylocoques .....	44
Figure V.14: technique de dénombrement des spores des sulfitoréducteurs .....	45
Figure V.15 : technique de dénombrement des levures et des moisissures .....	46
Figure V.16: Technique de recherche des Salmonelles .....	47
Figure V.17 : Technique de recherche des Vibrions.....	48
Figure V.18 : Coloration de Gram .....	49
Figure V.19 : Test urée-indol .....	51
Figure V.20 : Milieu TSI.....	52
Figure V.21: four à moufle.....	54
Figure V.22: DBO mètre.....	55
Figure V.23: Auto Analyser San Plus .....	56
Figure V.24: étapes de dosage de la chlorophylle <i>a</i> et des phéopigments .....	59
Figure V.25: étapes de dosage des hydrocarbures totaux .....	62

## Chapitre VI

Figure VI.1 : Spectres d'émission relatifs des lampes à basse pression et à moyenne	64
Figure VI.2 : variation de la concentration moyenne de $DBO_5$ des eaux traitées par les UV solaires et artificiels.....	65
Figure VI.3: variation des concentrations moyennes des MES en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels .....	66
Figure VI.4: comparaison des variations des concentrations moyennes des MES en fonction de temps d'exposition aux UV solaires.....	67
Figure VI.5 : pourcentage de la matière organique particulaire en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels .....	67
Figure VI.6 : pourcentage moyen de la MOP pour les UV solaires et artificiels.....	68
Figure VI.7: Représentation des concentrations moyennes des micro-organismes contenues dans les eaux épurées de la STEP de Tipaza prélevées durant les journées d'expérimentations. ....	69
Figure VI.8 : Taux abattements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire dynamique	70
Figure VI.9 : Taux abattements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire statique.....	70
Figure VI.10 : taux abattements des micro-organismes dans le.....	72
réacteur tubulaire statique en journée pluvieuse et nuageuse .....	72

Figure VI.11: taux abattements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire statique en journée ensoleillée.....	72
Figure VI.12: Abattements des germes recherchés dans le réacteur Erlyenmyer en fonction de temps d'exposition aux UV solaires.....	73
Figure VI.13 : Abattements des germes recherchés dans le réacteur Ballon en fonction de temps d'exposition aux UV solaires.....	73
Figure VI.14: Evolution des abattements des germes recherchés en fonction de temps d'exposition aux UVC.....	74
Figure VI.15: Evolution des abattements des germes recherchés en fonction de temps d'exposition aux UVA .....	75
Figure VI.16: Performance de réacteur Erlyenmyer dans l'élimination des microorganismes par les UVC.....	75
Figure VI.16: Performance de réacteur Ballon dans l'élimination des microorganismes par les UVC .....	75
figure VI. 17: Taux Abattement de réacteur Erlyenmyer dans l'élimination des microorganismes par les UVA .....	76
Figure VI.18 : Taux abattement de réacteur Ballon dans l'élimination des germes en fonction de temps d'exposition aux UVA .....	77
Figure VI.19 : Variation moyenne des taux d'abattement des micro-organismes après désinfection par les UV solaires et artificiels.....	77
Figure VI.20 : Taux moyens d'abattements des germes recherchés en fonction du temps d'exposition aux UVA et UVC en présence de TiO <sub>2</sub> (photocatalyse) .....	78
Figure VI.21: comparaison des Abattement des UV solaires et artificiels en fonction de germes recherchés (photocatalyse).....	79
Figure VI.22: Variation des concentrations moyennes des sels nutritifs en fonction du temps d'exposition aux UV solaires .....	81
Figure VI.23 : Variation des concentrations moyennes des sels nutritifs dans les dispositifs tubulaires dynamique et stationnaire.....	82
Figure VI.24: Variation des concentrations moyennes des sels nutritifs en fonction du temps d'exposition aux UV artificiels. ....	83
Figure VI.25: Comparaison de l'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs pour les eaux traitées par UV solaires et artificiels.....	84
Figure VI.26: l'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs pour les UV solaires et artificiels (photocatalyse) .....	85

Figure VI.27: Concentration de chlorophylle et phéopigement en fonction de temps d'exposition aux UV solaires .....	88
Figure VI.28: concentration moyenne de la chlorophylle et des phéopigments en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels.....	89
Figure VI.29: l'évolution de la concentration moyenne de la chlorophylle pour les UV solaire et artificiels (photocatalyse) .....	90
FigureVI.30: Variation des concentrations des métaux lourds dans les eaux traitées par photocatalyse.....	90
Figure V. 31: Profil spectral des eaux épurées désinfectées par les UV solaires.....	91
Figure VI. 32: Profil spectral des eaux épurées désinfectées par les UVA.....	92
FigureVI. 33 : Profil spectral des eaux épurées désinfectées par les UVC.....	92

## Chapitre I

**Tableau I.1** : les bactéries pathogènes dans les eaux usées ..... 5

## Chapitre II

**Tableau II.1**: Evolution des volumes d'eaux usées rejetées en Algérie ..... 13

**Tableau II.2**: comparaison entre les différents procédés de désinfection..... 17

## Chapitre VI

**Tableau VI.1** : caractéristiques physicochimiques des eaux épurées (SEAAL ., 2012)..... 63

**Tableau VI.2**: Valeurs extrêmes, moyenne et écart type des eaux désinfectées par les UV solaires..... 63

**Tableau VI.3**: Moyenne et écart type des eaux désinfectées pour les UV artificiels ..... 64

**Tableau VI.4**: Moyenne et l'écart type des sels nutritifs des eaux épurées ..... 82

<b>ADN</b>	: Acide Désoxyribonucléique.
<b>BCPL</b>	: bouillon lactosé au bromocrésol pourpre.
<b>CES</b>	: Communication économique et social.
<b>CF</b>	: Coliformes fécaux.
<b>CT</b>	: Coliformes totaux.
<b>DBO</b>	: Demande Biologique en Oxygène.
<b>E .Coli</b>	: Escherichia Coli.
<b>ENSSMAL</b>	: école nationale supérieure des sciences de la mer et d'aménagement de littoral.
<b>EPA</b>	: Eau Peptonée Alcaline.
<b>MDDEP</b>	: ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs.
<b>MES</b>	: Matière en suspension.
<b>MOP</b>	: Matière Organique Particulaire.
<b>NPP</b>	: Nombre le plus probable.
<b>S</b>	: spores des sulfitoréducteurs.
<b>SF</b>	: Streptocoques fécaux.
<b>SFB</b>	: Bouillon au sélénite de sodium et cystéine.
<b>SODIS</b>	: Solar Water Disinfection.
<b>ST</b>	: Staphylocoques.
<b>STEP</b>	: station d'épuration.
<b>TiO<sub>2</sub></b>	: Dioxyde de Titane.
<b>TSI</b>	: Triple Sugar Iron.
<b>UFC</b>	: unité formant colonie.
<b>UV</b>	: ultra-violet.
<b>UVA</b>	: ultra-violet de la bande A.
<b>UVB</b>	: ultra-violet de la bande B.
<b>UVC</b>	: ultra-violet de la bande C.
<b>SEAAL</b>	: Société Des Eaux Et De L'assainissement D'Alger.
<b>L</b>	: Levure.
<b>M</b>	: Moisissure.

# Introduction

### Introduction

De nos jours, les eaux usées urbaines doivent être épurées avant d'être renvoyées vers les rivières ou la mer, où elles réintègrent le cycle de l'eau.

De par leur fonction, certaines zones du milieu naturel requièrent également une qualité microbiologique accrue car elles constituent un facteur de propagation d'épidémies, par l'ingestion des pathogènes qu'elles comportent. C'est le cas notamment des zones comprenant les eaux de baignade, les eaux conchylicoles et les eaux servant à l'irrigation.

En 2003, SHUVAL estima le coût global annuel des maladies provenant de la baignade, de l'ingestion de produits et des eaux de mer polluées, à 12 billions de dollars (SHUVAL., 2003 in OTTOSON et al., 2006).

Il s'agit donc ici d'une problématique environnementale qui mérite une attention particulière car l'impact sur la santé humaine peut s'avérer fort important. D'autant plus qu'en Algérie, une proportion importante de ces zones dites « sensibles » n'atteint pas les qualités microbiologiques requises par la législation.

Le présent travail s'intéresse à une œuvre de la nature « **plage chenoua** » qui se trouve aux pieds du mont Chenoua. Elle part du bord de l'enceinte des ruines romaines de Tipaza et développe sa courbe magnifique 2 km plus loin au pied d'un petit village donnant accès à la route de la corniche.

L'une des principales sources de contamination de la plage de Chenoua est les eaux apportées par l'embouchure de l'Oued Nador.

Bien qu'il existe une station d'épuration à boues activées à Tipaza fonctionnant selon la norme internationale ISO 14001 qui assure l'épuration de la ville du Chenoua, Tipaza et Nador, elle reste à faible charge et surtout son milieu récepteur final est Oued Nador.

Néanmoins, cette station conçue pour l'élimination de la pollution solide, dissoute, physico-chimique et biologique, n'affine pas cette dépollution par la désinfection considérée comme secondaire puisque les eaux épurées ne sont pas destinées à la réutilisation.

Cependant, il a été constaté ces dernières années, que face au manque d'eau dans la région, les agriculteurs pompent de façon illicite les eaux issues de la STEP pour l'irrigation des cultures maraichères.

C'est dans ce contexte que nous proposons à travers des expérimentations, la désinfection des eaux épurées issue de cette station par les UV solaires et artificiels.

Les études de la désinfection par les UV solaires et artificiels sont peu nombreuses en Algérie, elles sont limitées à quelques travaux de recherche au niveau de l'unité de développement des équipements solaires (UDES).

La première étude qui s'intéresse au control de la qualité bactériologique des eaux épurées désinfectées par les UV solaires a été faite le cadre de convention faite entre ENSSMAL et UDES par **MOUSSAOUI** et **BOUMRAR (2011)**.

L'objectif principal de cette étude est donc de déterminer les conditions optimales de désinfection des eaux épurées par photolyse et photocatalyse solaires et artificielles.

Notre travail consiste dans un premier temps à l'évaluation des performances d'un nouveau photoréacteur tubulaire (conçu au niveau de l'UDES et breveté par l'INAPI en juillet 2012) en optimisant certains paramètres comme la durée d'exposition au soleil et le fonctionnement du dispositif statique et dynamique.

Dans un deuxième temps, nous essayerons de comparer les performances de ce système à celui de la désinfection par les UVA et UVC. Comme nous avons étudié également la photocatalyse en utilisant le  $TiO_2$  en suspension dans le réacteur tubulaire dynamique.

Afin d'évaluer l'efficacité de la désinfection, des paramètres microbiologiques, physicochimiques et chimiques ont été analysés.

En fin, nous nous intéresserons aux résultats dans l'élimination des micro-organismes par ces différents traitements. La technique la plus performante serait éventuellement proposée comme traitement tertiaire à la STEP de Tipaza.

# Partie 1 : Synthèse bibliographique

# **Chapitre I : généralités sur les eaux usées**

Les eaux usées sont des liquides de composition hétérogène, chargées de matières minérales ou organiques, pouvant être en suspension ou en solution ,et dont certaines peuvent avoir un caractère toxique .A cette charge s'associent presque toujours des matières grasses et des matières colloïdales **(KOLLER., 2009)**.

### 1. Les différentes origines des eaux usées

L'office international de l'eau (2005), définit quatre types de pollution pour lesquels des moyens de lutte doivent être mis en œuvre.

#### 1.1. Les eaux usées domestiques

Constituant généralement l'essentiel de la pollution, elles se composent :

- des eaux vannes d'évacuation des toilettes.
- des eaux ménagères d'évacuation des cuisines et salles de bain.

Les déchets présents dans ces eaux souillées sont constitués par des matières organiques dégradables et des matières minérales. Ces substances sont sous forme dissoute ou en suspension **(L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005)**.

#### 1.2. Les eaux pluviales

Les eaux de pluie sont des eaux de bonne qualité pour l'alimentation humaine. Elles sont saturées d'oxygène et d'azote et ne contiennent aucun sel dissous, comme les sels de magnésium et de calcium **(DESJARDINS ., 1990)**. Mais les eaux de ruissellement peuvent être particulièrement polluées surtout en début de pluie par le lessivage des sols, des surfaces imperméabilisées, et la remise en suspension des dépôts des collecteurs, ... **(L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005)**

#### 1.3. Les eaux usées industrielles

Les caractéristiques des eaux usées d'origine industrielle sont bien évidemment directement liées aux types d'industries implantées **(L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005)**. Indépendamment de la charge de la pollution organique ou minérale, de leur caractère putrescible ou non, elles peuvent présenter des caractéristiques de toxicité propres liées aux produits chimiques transportés **(KOLLER., 2009)**.

#### 1.4. Les eaux de vidange

Dans toutes les communes, il existe des habitants non raccordés ou non raccordables à l'égout public. Or, toute fosse septique (ou appareil équivalent) produit obligatoirement des matières de vidange. L'évacuation et le traitement de ces matières domestiques font partie intégrante de l'assainissement. Ces matières de vidange sont un concentré de pollution **(L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005)**.

## 2. La composition des eaux usées

Les eaux usées véhiculées par le réseau d'assainissement contiennent toutes sortes de résidus rejetés (KOLLER., 2009).

GÉRARD MIQUEL (2003) , distingue plusieurs catégories de polluants :

- **Les substances à effets toxiques**, c'est à dire des substances qui peuvent entraîner une mortalité immédiate ou des effets néfastes différés sur les milieux aquatiques telles que métaux toxiques, micropolluants adsorbés sur charbon actif, matières inhibitrices.
- **les matières en suspension**, qui peuvent provoquer la mort des poissons et empêchent la lumière solaire de pénétrer dans les eaux.
- **les matières oxydables**, qui consomment de l'oxygène et entraînent l'asphyxie des organismes vivants.
- **les sels solubles**, qui modifient la composition ionique des eaux.
- **les composés azotés et matières phosphorées**, responsables de l'eutrophisation des milieux aquatiques.

Les apports d'azote et de phosphore dans l'environnement ne sont pas limités aux seules activités agricoles : ainsi chaque habitant rejette par jour 9 à 12 g d'azote (essentiellement associé aux urines) et 3 à 4 g de phosphore qui, quant à lui, provient principalement des détergents et des poudres à lessiver.

- **Les micro-organismes** comprennent, par ordre croissant de taille : les **virus**, les **bactéries**, les **protozoaires** et les **helminthes**. Ils proviennent dans leur immense majorité des matières fécales (BAUMONT ., 2006).

Le tableau I.1 regroupe les principales bactéries pathogènes que l'on trouve dans les eaux usées, avec les pathologies qui leur sont associées, éventuellement le nombre moyen de bactéries que l'on trouve dans un litre d'eau usée et la voie de contamination principale du pathogène.

Tableau I.1 : les bactéries pathogènes dans les eaux usées

Agent pathogène	Symptômes, maladie	Nombre de germe pour un litre d'eau usée	Voies de contamination principales
<i>Salmonella</i>	Typhoïde, paratyphoïde, salmonellose	23 à 80 000	Ingestion
<i>Shigella</i>	Dysenterie bacillaire	10 à 10 000	Ingestion
<i>E. coli</i>	Gastro-entérite		Ingestion
<i>Yersinia</i>	Gastro-entérite		Ingestion
<i>Campylobacter</i>	Gastro-entérite	37 000	Ingestion
<i>vibrio</i>	Choléra	100 à 100 000	Ingestion
<i>Leptospira</i>	Leptospirose		Cutanée/Inhalation/Ingestion
<i>Legionella</i>	Légionellose		Inhalation
<i>Mycobacterium</i>	Tuberculose		Inhalation

Source : adapté d'ASANO (1998) et du site Internet du ministère de la Santé du Canada ([www.hc-sc.gc.ca](http://www.hc-sc.gc.ca)) in (BAUMONT., 2006)

### 3. Les paramètres caractéristiques des eaux usées

#### 3.1. Les matières polluantes

##### 3.1.1. Les matières en suspension

Ce sont des particules dont la taille est supérieure à 1 micron, elles sont responsables essentiellement de troubles de l'eau ; les plus lourdes sédimentent rapidement et constituent les matières décantables (L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005)

##### 3.1.2. Les matières dissoutes ou liquides

Leurs taille est inférieure à 1/1000 micron. Certains de ces liquides (huile, hydrocarbures, ...) ne se mélangent pas à l'eau. Disposés en fines gouttes, on dit qu'ils forment alors des émulsions (L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005)

##### 3.1.3. Les matières colloïdales

Elles ont une taille intermédiaire, elles participent au trouble et à la coloration de l'eau. Ces matières colloïdales ne sont pas décantables.

##### 3.1.4. Les matières biodégradables et non biodégradables

Les matières biodégradables représentent l'ensemble des composés transformables par des organismes vivants, essentiellement des bactéries. Cette transformation peut se réaliser en présence d'oxygène de l'air : on parle de dégradation aérobie. Elle peut également survenir en absence d'oxygène : on parle alors de la dégradation anaérobie.

### 3.2. Les matières azotées

Les formes de l'azote dans les eaux usées sont l'azote total (NTK), les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) et les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ). En plus de la toxicité de la forme ammoniacale et nitrique, l'azote intervient dans le phénomène de l'eutrophisation. Sa caractérisation et sa quantification sont donc primordiales pour les rejets liquides dans le milieu naturel (**DERONZIER et al., 2001 in BELOKDA ., 2009**).

Dans les eaux usées urbaines, la production d'un habitant représente 13 à 15 g d'azote par jour, dont 1/3 sous forme de  $\text{NH}_4^+$  et 2/3 sous forme d'azote organique, et qui sont éliminés essentiellement par les urines (**REJESK ., 2002**).

### 3.3. Les matières phosphorées

Le phosphore est présent dans les eaux usées sous différentes formes (**REJESK ., 2002**):

- **Le phosphore organique** qui est un élément constitutif de biomolécules comme les phospholipides, les phosphoprotéines ;
- **Le phosphore minéral** qui est un dérivé de l'acide phosphorique comme les orthophosphates.

Dans les eaux urbaines, la moitié du phosphore provient des rejets humains avec un taux moyen de l'ordre de 6 à 20 mg par litre (**REJESK ., 2002**) et l'autre moitié de l'utilisation des détergents (lessives) (**L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005**).

### 3.4. La demande biologique en oxygène $\text{DBO}_5$

C'est la quantité d'oxygène nécessaire aux micro-organismes pour assimiler la pollution biodégradable sur une période définie. En effet, une période allant de 21 à 28 jours serait nécessaire aux micro-organismes pour assimiler la totalité de la pollution biodégradable. Il a été déterminé qu'une période de 5 jours correspondait à l'assimilation de la pollution biodégradable carbonée (oxydation), et qu'ensuite les micro-organismes assimilaient la pollution biodégradable azotée (nitrification) (**L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU ., 2005**).

### 3.5. La Demande Chimique en Oxygène DCO

Elle représente la quantité totale de pollution oxydable (**BADIA-GONDARD ., 2003**). La Demande Chimique en Oxygène représente la quantité d'oxygène consommée par toutes les matières réductrices. L'oxygène est fourni par un oxydant très puissant (dichromate de potassium) en condition acide et porté à ébullition pendant 2 heures. (**CARDOT., 1999**).

### 3.6. Les paramètres physicochimiques

#### 3.6.1. Le potentiel d'hydrogène pH

Il est utilisé pour caractériser le degré d'acidité ou basicité d'un milieu (LE PIMEC et al ., 2002) .Les eaux usées urbaines possèdent un pouvoir tampon élevé ce qui fait que la valeur du pH soit souvent proche de la neutralité, cette mesure peut apporter les renseignements sur la qualité d'une eau ou sur le traitement d'épuration approprié (REJESK ., 2002).

#### 3.6.2. L'oxygène dissous

L'oxygène dissous est un composé essentiel de l'eau car il permet la vie de la faune et il conditionne les réactions biologiques qui ont lieu dans les écosystèmes aquatiques. Dans le domaine de l'épuration, l'oxygène dissous est indispensable pour la dégradation biologique des matières polluantes qui se fait principalement en aérobie. Sa concentration est très faible, le plus souvent, proche de zéro dans les eaux usées brutes, cela est dues aux concentrations importantes en composés réducteurs et à l'activité des microorganismes présents (REJESK ., 2002).

#### 3.6.3. La conductivité

C'est la capacité d'une solution à laisser passer un courant électrique. Celle-ci dépend des sels solubles dans l'eau et de la température de mesure. La conductivité de l'eau est environ proportionnelle à la concentration totale de solides dissous (RIBONI ., 2003).

#### 3.6.4. La turbidité

C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matière non dissoutes. Elle est causée, dans les eaux, par la présence de matières en suspension fines, comme les argiles, les limons, les grains de silice et les microorganismes. Une faible part de la turbidité peut être due également à la présence de matières colloïdales d'origine organique ou minérale (REJESK ., 2002).

### 3.7. Les paramètres microbiologiques

Les eaux résiduaires urbaines contiennent de nombreux germes (*champignons, protozoaires, bactéries et virus*) dont certains sont pathogènes.

La présence de certains germes témoignent d'une contamination fécale permettent d'apprécier, avec plus ou moins de sûreté ou de précocité, le risque d'une contamination par des matières fécales pouvant véhiculer des microorganismes pathogènes (RODIER et al ., 2009).

### 3.7.1. Les germes indicateurs de contamination fécale

#### 3.7.1.1. Les coliformes totaux

Sous le terme de coliformes, sont regroupées certaines espèces bactériennes appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae*.

Les coliformes selon l'organisation internationale de standardisation (ISO) *in* **RODIER et al (2009)** , correspond à des organismes en bâtonnets ,non sporogènes, Gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence des sels biliaires ou autres agents de surface possédant des activités inhibitrices de croissance similaire et capable de fermenter le lactose (et le mannitol) avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures ,à des température de 35 à 37°C .

Les coliformes sont intéressants car un très grand nombre d'entre eux vivent dans le tube digestif de l'homme et des animaux à sang chaud où ils représentent moins de 10% des microorganismes (**REJSEK ., 2002**). Dans les eaux brutes, le nombre de coliformes est un indicateur de probabilité de la présence de bactéries pathogènes .Dans les eaux traitées, la présence des coliformes est un indicateur d'inefficacité de la station d'épuration (**GÉRARD MIQUEL ., 2003**).

#### 3.7.1.2. Les coliformes thermotolérants

Les coliformes thermotolérants (dont la majorité est d'origine fécale) sont un sous-groupe des coliformes totaux avec la caractéristique de dégrader le lactose avec production de gaz à 44°C.

Ils constituent des indicateurs relativement fiables de présence, de survie ou de résistance au traitement. Ils sont en grande majorité représentés par *Escherichia coli* (entre 95 et 98%). Cette bactérie a l'avantage d'être fortement spécifique d'un habitat normal intestinal et de ne pas se multiplier dans l'environnement (**VANDERMEERSCH ., 2006**), sa présence traduit donc une contamination fécale récente (**JOFFIN et JOFFIN ., 2010**).

#### 3.7.1.3. Les streptocoques fécaux ou entérocoques

Les *Entérocooccus*, coques à Gram positif, cultivant en aérobiose, catalase négative et esculinase positive en général, sont des bactéries des matières fécales. Leur antigène de paroi les classe dans le groupe D de Lancefield (**JOFFIN et JOFFIN ., 2010**). Ceux sont des bactéries commensales de la flore intestinale humaine et animale (**DELLARAS ., 2007**).

L'apport des entérocoques par rapport aux coliformes consiste en leur plus grande résistance dans les eaux naturelles ; leur présence serait donc le signe d'une contamination fécale de l'eau plus ancienne (**REJSEK ., 2002**).

### 3.7.1.4. Les *Clostridium sulfitoréducteurs*

Ceux sont des bacilles à Gram positif, anaérobies strictes, sporulés, commensaux de l'intestin, telluriques (du sol), réduisant les sulfites en sulfures. Ils existent sous formes végétatives ou sporulées très résistante (**JOFFIN et JOFFIN ., 2010**). Les *Clostridium sulfitoréducteurs* sont souvent considérés comme des témoins de pollution fécale. La forme sporulée, beaucoup plus résistante que les formes végétatives des coliformes fécaux et des streptocoques fécaux, permettrait ainsi de déceler une pollution fécale ancienne ou intermittente (**RODIER et al ., 2009**).

### 3.7.2. Les germes pathogènes

#### 3.7.2.1. Les Staphylocoques

Les Staphylocoques sont des bactéries appartenant à la famille de Micrococcaceae, de forme sphérique (coque), de 0,8 µm à 1,0 µm de diamètre. Ces coques à Gram positif se présentent généralement en grappes, par paires ou en cellules individuelles. Elles sont non mobiles, asporulées et aérobies facultatifs possédant une catalase (**CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE DU QUÉBEC., 2006**).

*S. aureus*, nommé aussi le « staphylocoque doré », est un micro-organisme pathogène à coagulase positive et produisant des toxines (**BERAUD ., 2004**).

#### 3.7.2.2. Les Salmonelles

Le genre *Salmonella* comprend de nombreuses espèces pathogènes, elles sont éliminées par les selles et peuvent contaminer les eaux (**GAUJOUS ., 1998**).elles sont pour la plus part des parasites du tubes digestif de l'homme et des animaux. Seules les espèces *S.typhi* et *S.paratyphi A* sont strictement adaptées à l'homme (**BERAUD ., 2004**).

#### 3.7.2.3. Les Vibrions

Le genre *Vibrio* constitue un groupe bactérien composé de bacilles Gram négatif, non sporulés, droits ou incurvés. Toutes les espèces sont mobiles, aérobies stricts, utilisant les glucides par voie oxydative et donc présentant une réaction à l'oxydase positive. Il est subdivisé en deux groupes en fonction de leur exigence ou non en chlorure de sodium : les espèces halophiles nécessitent pour leur croissance du NaCl et les espèces non halophiles comme *V.Cholerae* poussent en l'absence de NaCl (**BERAUD ., 2004**).

Ce sont des bactéries de l'eau. Elles vivent en saprophytes<sup>1</sup> dans les eaux douces, mais également dans les eaux de mer (**HELENE et al ., 1997**).

<sup>1</sup> Qui tirent leur nourriture de matières organiques en décomposition (**GAUJOUS ., 1998**).

### 3.7.3. Les champignons

Les champignons sont des microorganismes eucaryotes, filamenteux, dont l'élément structural est l'hyphes, plusieurs hyphes<sup>2</sup> formant le mycélium ou thalle (DELLARAS ., 2007).

Les champignons recherchés dans l'eau sont les levures et les moisissures (GAUJOUS ., 1998).

Les levures sont des champignons unicellulaires alors que les moisissures sont des champignons filamenteux (DELLARAS ., 2007).

### 3.7.4. Les virus

Ce sont des microorganismes très petits, constitués d'une membrane protéiques (capside) contenant un acide nucléique (ADN ou ARN) (GAUJOUS .,1998).Ne possédant ni noyau, ni capacité de synthèse, ce sont des parasites obligatoires d'une cellule vivante dont ils détournent, à leur profit, les systèmes enzymatiques, énergétiques et de synthèse (VANDERMEERSCH ., 2006).

### 3.7.5. Les parasites

#### 3.7.1. Les protozoaires

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires eucaryotes, plus complexes et plus gros que les bactéries. Leur taille varie de quelques microns à quelques millimètres, mais la plupart des espèces ne dépassent pas quelques centaines de microns. La plupart des protozoaires pathogènes sont des organismes parasites et se développent aux dépends de leur hôte. Ils sont souvent rencontrés dans les eaux où ils se nourrissent de matière organique ou de bactéries. Certains protozoaires adoptent au cours de leur cycle de vie une forme de résistance, appelée kyste (en particulier, oocyste pour *Cryptosporidium* et kyste pour *Giardia*)(VANDERMEERSCH.,2006).

#### 3.7.2. Les helminthes

Les helminthes sont des vers multicellulaires plats (plathelminthes) ou ronds (némathelminthes).Tout comme les protozoaires, ce sont majoritairement des organismes parasites. Ce sont, pour la plupart, des vers intestinaux, souvent rejetés avec les matières fécales sous forme d'œufs très résistants. La contamination se fait par ingestion ou par voie transcutanée (par fixation puis pénétration des larves à travers la peau) (VANDERMEERSCH ., 2006).

### 3.8. La chlorophylle

La chlorophylle est un pigment indispensable à la photosynthèse. Sa présence dans les organismes vivants lui permet de synthétiser ses propres matières organique carbonées en utilisant l'énergie solaire (AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983). Le dosage de la chlorophylle permet de caractériser la biomasse (quantité de matière vivante) phytoplantoniques. C'est

---

<sup>2</sup> Filament à parois souvent composées de chitine.

un descripteur de la capacité de production d'un végétal d'une manière générale (RODIER et al ., 2009).

### 3.9. Les hydrocarbures

C'est un groupe de composés organiques constitués par des dérivés hydrogénés du carbone .On distingue trois catégories d'hydrocarbures (RAMADE ., 2000) :

- **les hydrocarbures aliphatiques**, molécules linéaires ou ramifiées de longue chaîne.
- **les hydrocarbures aromatiques** (benzène et homologues supérieurs), qui sont constitués de cycles dont le squelette moléculaire renferme six carbones.
- **les hydrocarbures hétérocycliques** dont les cycles renferment un nombre différent de carbone et peuvent être très complexes.

### 3.10. Les métaux lourds toxiques

Le groupe des métaux lourds toxiques est un ensemble constituant les métaux lourds<sup>3</sup> ainsi que les autres éléments métalliques de plus faible masse atomique mais également de forte toxicité tels que l'aluminium, le cuivre, le zinc, le cadmium ou l'arsenic (RAMADE ., 2000) .

Les métaux lourds que l'on trouve dans les eaux usées urbaines sont extrêmement nombreux ; les plus abondants (de l'ordre de quelques µg/l) sont le fer, le zinc, le cuivre et le plomb. Les autres métaux (manganèse, aluminium, chrome, arsenic, sélénium, mercure, cadmium, molybdène, nickel, etc.) sont présents à l'état de traces. Leur origine est multiple : ils proviennent « des produits consommés au sens large par la population, de la corrosion des matériaux des réseaux de distribution d'eau et d'assainissement, des eaux pluviales dans le cas de réseau unitaire, des activités de service (santé, automobile) et éventuellement de rejets industriels » (CAUCHI, 1996 in BAUMONT., 2006).

Les eaux usées contiennent une variété de polluants provenant de différentes origines. Elles sont caractérisées par des paramètres physicochimiques, microbiologiques ou autres, qui permettent de définir l'importance de la charge polluante.

Il est impératif de traiter cette pollution avant de la rejeter dans le milieu naturel, il faut qu'elle soit évacuée directement vers une station d'épuration.

<sup>3</sup> Métaux de forte masse atomique comme le plomb ou mercure.

## **Chapitre II : Traitement des eaux usées**

L'épuration des eaux usées consiste à séparer l'eau des substances indésirables, apportées au cours des divers usages domestiques ou industriels, pour le milieu récepteur (**LE PIMEC et al ., 2002**).

### 1. L'assainissement des eaux usées

L'assainissement est l'ensemble des techniques permettant la collecte et l'épuration d'effluents domestiques, urbains ou industriels présentant une pollution microbiologique ou/et chimique (**RAMADE ., 2000**).

L'épuration des eaux usées est réalisée par des installations d'assainissement individuelles ou collectives.

#### 1.1. L'assainissement individuel

Il est réalisé dans des petites communes lorsqu'il n'existe pas de station d'épuration collective. Les eaux usées sont collectées dans des fosses septiques. Celles-ci renferment des bactéries capables d'effectuer une dégradation anaérobie des matières organiques. Cet assainissement, dont le rendement d'élimination est compris entre 30 et 70 %, peut être complété par un épandage souterrain des eaux dans un terrain filtrant au sein duquel se poursuit l'épuration (**BEAUX ., 2006**).

#### 1.2. L'assainissement collectif

Dans une station d'épuration, les eaux usées subissent des traitements physiques (rétention des matières en suspension), chimiques (précipitation de certains composés) et surtout biologiques (station d'épuration biologique dites à boues activées). La plus part des stations permettent une élimination convenable des matières en suspension et de la pollution carbonée, avec des rendements d'ordre de 70 à 80% (**BEAUX ., 2006**).

Il existe deux modes de collecte des eaux usées :

- **Le réseau collectif**

Deux réseaux distincts sont mis en place l'un pour évacuer les eaux pluviales et l'autre pour évacuer les eaux usées. Dans ce système, seules les eaux domestiques arrivent à la station d'épuration (**REJESK ., 2002**).

- **Le réseau unitaire**

Un seul collecteur assure le transport à la fois des eaux domestique et des eaux pluviales. En principe, toutes ces eaux doivent arriver à la station avec un effluent de qualité et de quantité très variable (**REJESK ., 2002**).

## 2. L'assainissement en Algérie

L'Algérie est un pays semi-aride, voire même Aride et les ressources en eau sont faibles, irrégulières, et localisées dans la bande côtière.

En Algérie, la population était de 23 millions en 1987, et sera de 46 millions en 2020, soit une consommation en eau potable et industrielle de l'ordre de 6 milliards de m<sup>3</sup>/an. En matière d'assainissement et d'épuration des eaux, l'Algérie disposait, jusqu'en 2000, de 48 stations d'épuration pour un volume épuré de 200 millions de m<sup>3</sup>. Le volume rejeté, à l'époque était de 600 millions de m<sup>3</sup>. Il passera en 2020 à 1.15 milliards de m<sup>3</sup> selon **ROUISSAT (2009)**.

**Tableau II.1: Evolution des volumes d'eaux usées rejetées en Algérie (ROUISSAT., 2009)**

Type d'agglomération	Volume d'eaux usées rejetées (Vx10 <sup>9</sup> ) m <sup>3</sup>			
	1995	Taux (%)	2020	Taux (%)
<b>Côtières</b>	169	31	282	25
<b>Amont barrages</b>	48	09	122	11
<b>Proximité des périmètres</b>	62	11	143	12
<b>Autres</b>	149	27	352	30
<b>&gt; 20 000 &lt; 50 000 hab</b>	122	22	251	22
<b>Total</b>	550	100	1 150	100

Selon **ROUISSAT (2009)**, Le réseau national d'assainissement des eaux usées totalise à présent 38.000 km, contre 21.000 km en 1999 soit une progression de près de 82% alors que les capacités nationales de traitement des eaux usées sont passées de 90 millions de m<sup>3</sup> en 1999 à 350 millions de m<sup>3</sup> actuellement. Elles ont atteint 600 millions en 2010 avec la réception des projets en cours de réalisation, soit plus de 86% du volume actuel des eaux usées, qui est de 750 millions de m<sup>3</sup>.

## 3. La réutilisation des eaux usées

Par définition, la réutilisation des eaux usées est une action volontaire et planifiée qui vise la production des quantités complémentaires en eau pour différents usages afin de combler des déficits hydriques.

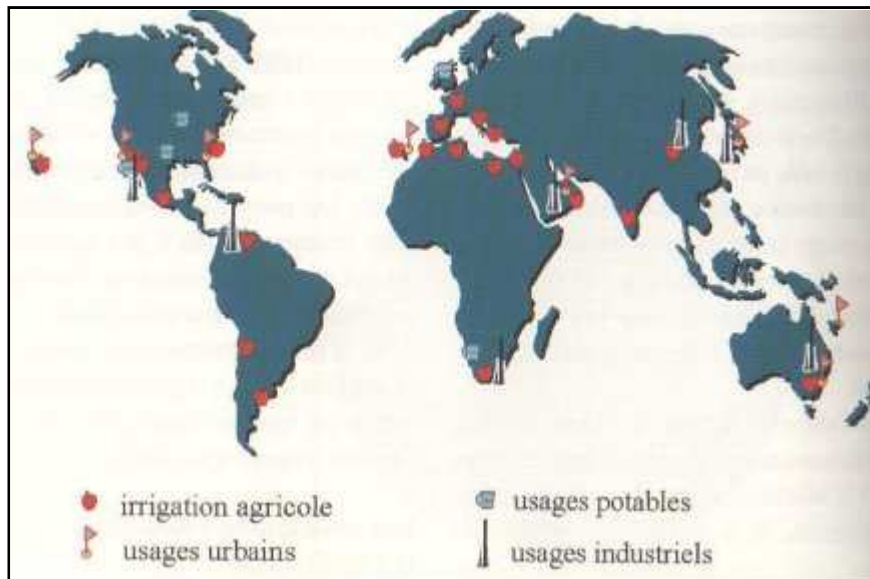
L'objectif principal de la réutilisation des eaux usées selon **ECOSSE (2001)**, est non seulement de fournir des quantités supplémentaires d'eau de bonne qualité en accélérant le cycle d'épuration naturelle de l'eau, mais également d'assurer l'équilibre de ce cycle et la

Protection du milieu environnant.

En fonction des exigences des consommateurs, on distingue plusieurs catégories de réutilisation:

- **Réutilisation pour l'irrigation** : Cultures fourragères ou maraîchères, céréales, prairies, etc. ;
- **Réutilisation industrielle** : Circuit de refroidissement, construction, papeteries, industries textiles, etc. ;
- **Réutilisation en zone urbaine** : Lutte contre l'incendie, lavage de voirie, recyclage des eaux usées d'un immeuble, arrosage de parcs, golfs, cimetières, etc. ;
- **la production d'eau potable et la recharge de nappe phréatique.**

La Figure II.1 résume les principales voies de réutilisation des eaux dans les pays ayant une expérience significative dans ce domaine. Il apparaît que la réutilisation pour l'irrigation est essentiellement présente dans les pays réputés agricoles mais dont les ressources hydriques sont faibles. Les plus grands projets de réutilisation ont été développés dans les régions de l'Ouest et de l'Est des Etats-Unis, l'espace méditerranéen, l'Australie, l'Afrique du Sud et dans les zones semi-arides de l'Amérique du Sud et de l'Asie du Sud (**LAZAROVA ., 1998 in ECOSSE ., 2001**).



**Figure II. 1: Répartition par secteur et localisation des expériences mondiales les plus importantes en réutilisation des eaux résiduaires urbaines (LAZAROVA ., 1998 in ECOSSE .,2001)**

## 4. Traitement des eaux usées

On distinguera les **traitements « classiques »** largement utilisés par les stations d'épuration, et les **traitements tertiaires** dont la désinfection.

Selon la nature et l'importance de la pollution, différents procédés peuvent être mis en œuvre pour l'épuration des eaux usées en fonction de leurs caractéristiques et du degré d'épuration désiré (Koller., 2009)

### 4.1. Les traitements « classiques »

Ils consistent à associer judicieusement différentes étapes pour satisfaire une qualité d'eau traitée compatible avec la qualité du milieu récepteur (REJESK ., 2002).

#### 4.1.1 Les prétraitements

Ils permettent d'éliminer les matières les plus grossières, susceptibles d'endommager les organes mécaniques ou perturber l'efficacité des étapes ultérieures. Ils font appel (REJESK ., 2002) :

- A des **procédés mécaniques**, comme des grilles ou des tamis, pour éliminer des grosses particules transportées par les eaux.
- A des **procédés physiques**, comme des phénomènes de décantation pour éliminer les sables, ou de flottation pour éliminer les graisses (matières grasses).

#### 4.1.2. Le traitement primaire

Il s'agit le plus souvent d'une décantation qui permet d'éliminer les matières en suspension décantables en 2 heures. L'utilisation de réactifs chimique pour éliminer des particules plus fins constitue un traitement physicochimique .ce traitement permet donc essentiellement l'élimination de la pollution particulaire et d'une partie de la pollution organique sous forme particulaire (REJESK ., 2002).

#### 4.1.3. Le traitement secondaire

L'élimination des matières organiques implique le recours à des traitements biologiques qui font intervenir des organismes vivants, essentiellement des bactéries.

Ces procédés biologiques, le plus souvent aérobies, reposent sur la biodégradation des matières organiques en présence d'oxygène par des microorganismes hétérotrophes.

Ils reproduisent les phénomènes naturels d'autoépuration qui se réalisent dans le milieu naturel (REJESK ., 2002).

Il existe deux groupes de procédés (REJESK ., 2002) :

- Les procédés à culture fixée où la biomasse épuratrice est fixée sur des supports. L'eau à traiter coule au contact de ces supports. Les microorganismes fixent donc la pollution organique et la dégradent (ex : biofiltration)
- Les procédés à culture libre où la biomasse est en suspension dans l'eau à traiter. Les micro-organismes fixent la pollution et se développent sous forme de floes biologiques que l'on peut séparer de l'eau traitée par décantation (ex : boues activées).

### 4.2. Traitement tertiaire (la désinfection)

Une eau même très bien épurée contient encore une grande quantité de micro-organismes (bactéries, virus, champignons, protozoaires, etc.), dont certains sont des agents pathogènes, donc susceptibles de provoquer des dommages pour l'homme et les animaux (KOLLER., 2009).

La désinfection est un traitement visant à éliminer les microorganismes pathogènes, bactéries et parasites ainsi que la majorité des germes banaux moins résistants. Elle est assurée par des oxydants chimiques tels que le chlore  $Cl_2$ , le dioxyde de chlore  $ClO_2$ , l'ozone  $O_3$  et dans un certain nombre de cas, par un procédé physique comme le rayonnement UV (CARDOT., 1999).

#### 4.2.1. Désinfection par le chlore

Le chlore est un oxydant puissant, il est très actif dans l'élimination des micro-organismes. Cependant, suite aux réactions avec la matière organique et/ou l'ammonium, il y aura formation de composés secondaires organochlorés et/ou chloramines très cancérigènes. Étant donné le caractère cancérigène des sous-produits de la chloration, le chlore est de moins en moins utilisé et même interdit dans certains pays (VANDERMEERSCH., 2006).

#### 4.2.2. Désinfection par l'ozone

L'ozone est un gaz instable que l'on doit générer sur place, dans les stations d'épuration, au moyen d'une décharge électrique produite dans l'air ou l'oxygène. L'opération consiste à transformer l'oxygène sous forme  $O_2$  en oxygène sous forme  $O_3$  (MDDEP., 2002).

L'ozone apparaît aujourd'hui comme le plus efficace. Il est le seul procédé à avoir une action sur le *Cryptosporidium*. Il permet également d'éliminer d'autres produits comme le fer et le manganèse mais n'a pas d'effet rémanent dans le réseau (contrairement au chlore) et son coût est relativement élevé (CES., 2003).

### 4.2.3. Désinfection par les rayons ultraviolets

La désinfection par les UV se déroule sans aucune adjonction de produits chimiques. les propriétés physicochimiques de l'eau sont conservées et aucun sous-produit n'est formé (CARDOT., 1999).

Le tableau II.2 récapitule une étude comparative réalisée par (BEN MESSAOUD., 2009) entre la désinfection chimique en utilisant le chlore et l'ozone et la désinfection physique en utilisant les UV.

**Tableau II.2: comparaison entre les différents procédés de désinfection  
(BEN MESSAOUD., 2009)**

Considérations	Chloration	Ozonation	Rayonnement UV
Inactivation bactérienne	Bonne	Bonne	Bonne
Inactivation virale	Faible	Bonne	Bonne
Toxicité pour la vie aquatique	Elevée	Faible	Non
Formation de produit secondaire nuisible	oui	faible	Non
Corrosion <sup>1</sup>	Oui	Oui	Non
Risque pour le personnel exploitant	Oui	Oui	Faible
Transport requis	Oui	Non	Non
Complexité relative de la technologie	Simple à Modérée	Elevée	Simple à Modérée
Contrôle du procédé	Développé	Assez bien développé	Assez bien développé
Fiabilité des équipements	Bonne	Moyenne à bonne	Moyenne à bonne
Taille de la STEP	Toutes les tailles	Moyennes et grandes	Petites et moyennes et de plus en plus pour les grandes
Niveau de prétraitement requis	Aucun	Secondaire	Secondaires
Exploitation et maintenance	Minime	Elevé	Moyen
Temps de contact requis	Long	Moyen	Court

Dans le cadre de cette étude, nous nous sommes intéressés à la désinfection par les UV qui fera l'objet du chapitre suivant.

<sup>1</sup> La **corrosion** désigne l'altération d'un matériau par réaction chimique avec un oxydant

## **Chapitre III : Désinfection par les UV**

## 1. Procédé de désinfection par le rayonnement ultraviolet

Le domaine des rayons ultra-violet se situe dans la fourchette 100 - 400 nm. Les ultraviolets *A*, *B* et *C* se situent respectivement entre 400 – 315 , 315 – 280 et 280 à 200 nm.

Les *UVA* sont responsables de la pigmentation de la peau, les *UVB* permettent la synthèse de la vitamine D à partir des précurseurs présents dans l'alimentation et seuls les *UVC* présentent une action biocide (CARDOT., 1999) (figure III.1).

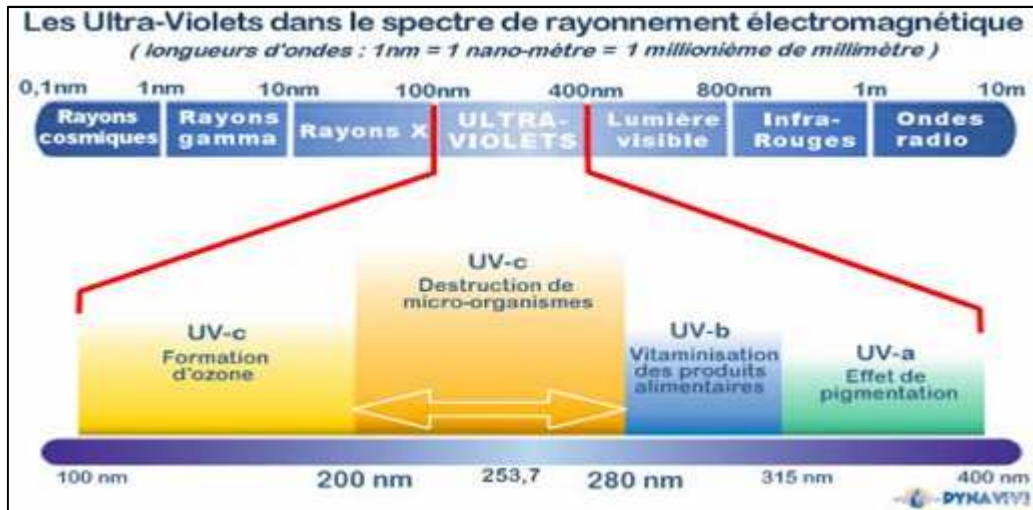


Figure III.1: Spectre des rayonnements ultraviolet et leurs effets

(<http://www.dynavive.eu/ultra-violet.html>)

## 2. Principe de la désinfection par les UV

Le principe de la stérilisation de l'eau par les ultraviolets est très simple : on expose l'eau à une source d'irradiation UV, qui a un effet germicide par destruction des molécules d'ADN (RIBONI., 2003). Cet effet est maximum pour une longueur d'onde de 253,7 nm (figure III.2). Ces rayons UV inhibent la réplication de l'ADN en provoquant la dimérisation de bases thymines adjacentes (CARDOT., 1999).

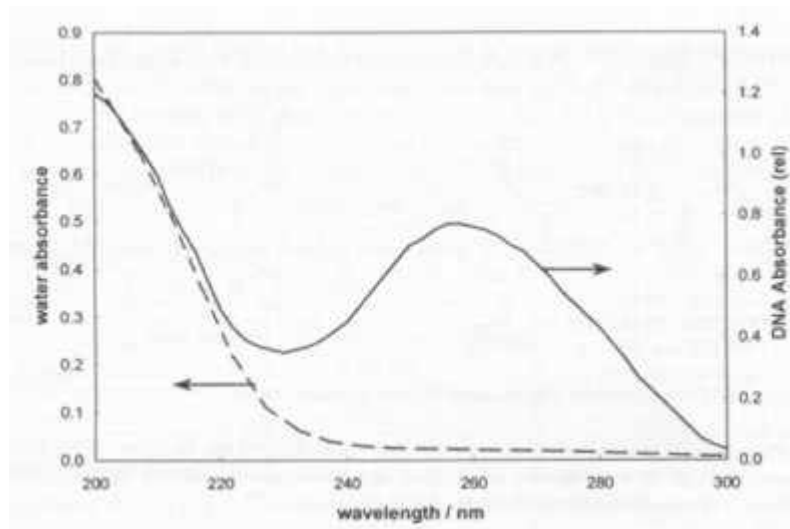


Figure III.2: Absorption du rayonnement ultraviolet par l'eau et l'ADN

(JAMES ., 2001 in RIBONI., 2003)

### 3. Action du rayonnement UV sur les microorganismes

#### 3.1. Les ultraviolets solaires

Seuls les UVA et les UVB de longueur d'onde supérieure à 320 nm accèdent à la surface du sol, les autres rayons de plus courte longueur d'onde sont absorbés dans l'atmosphère en particulier par la couche d'ozone (RAMADE ., 2000). Leur activité délétère sur l'ADN s'explique soit par effet direct (liés aux UVB), soit par effet indirect (via les UVA).

- **L'effet indirect** par le rayonnement UVA met en jeu des molécules photosensibles (RAVANAT et CADET, 1995 in CHOLLAT-NAMY., 2006) principalement par deux types de réaction :
  - **Les réactions de type I** : impliquent des réactions d'arrachement d'un électron ou d'un atome d'hydrogène à une molécule cible qui peut être l'ADN.
  - **Les réactions de type II** : aboutissent à la formation d'oxygène, réagissant de manière spécifique avec la guanine.
- **L'effet direct** des photons UVB sur l'ADN découle des propriétés même de l'ADN. Le pic de la bande d'absorption UV caractéristique de l'ADN se situe à 260 nm. Aussi toutes les bases sont capables d'absorber directement une partie de l'énergie du rayonnement UVB (DOUKI et al ., 2000 in CHOLLAT-NAMY., 2006 ).

### 3.2. Les UV artificiels

Ils sont générés artificiellement à travers des lampes à vapeur de mercure avec différentes longueurs d'ondes. Cela est applicable surtout pour produire les UVC car théoriquement ils n'atteignent pas le sol et qui ont aussi un effet germicide le plus puissant par rapport aux UVA et UVB.

Le mécanisme d'action germicide est basé sur l'absorption des photons par les bases pyrimidine de l'ADN, principalement « thymine » mais aussi « cytosine ». L'irradiation provoque alors la dimérisation à partir de bases voisines avec rupture de la chaîne ADN de telle sorte que la réplication ultérieure est inhibée (CHAUSSADE et MESTRALLET., 2005) (figure III.3).

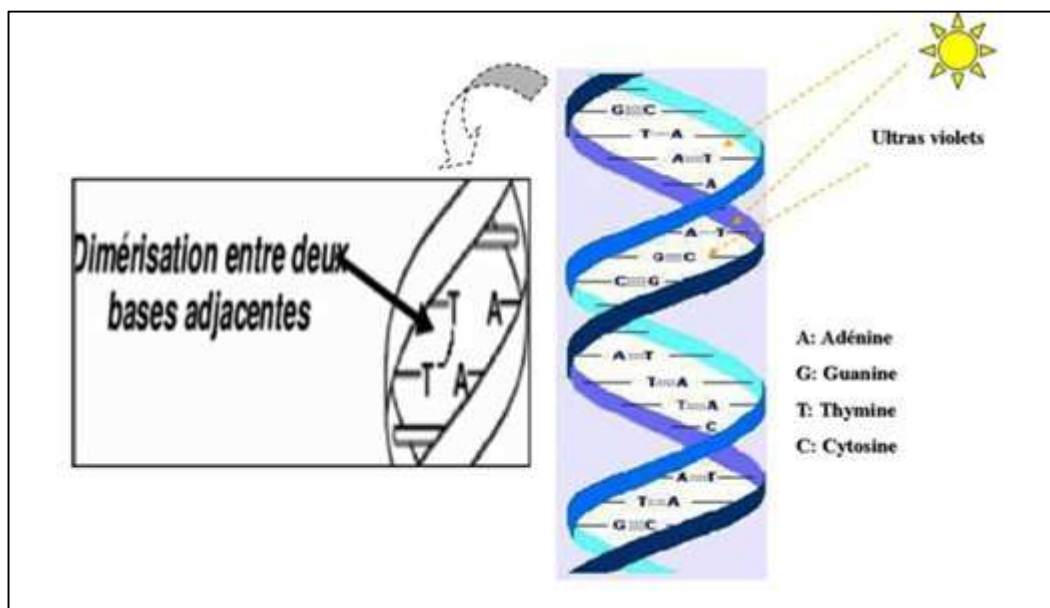


Figure III.3: Mécanisme d'action des UV sur l'ADN

## 4. Les Paramètres influençant l'efficacité de la désinfection

L'efficacité de la désinfection pour une installation UV dépend des paramètres de fonctionnement et des paramètres de qualité de l'effluent.

### 4.1. Les paramètres de fonctionnement

#### 4.1.1. Dose de rayonnement UV

La dose<sup>1</sup> requise pour assurer une désinfection correcte est variable, elle dépend de la résistance du microorganisme, de l'intensité de la radiation et du temps d'exposition (CARDOT., 1999).

<sup>1</sup>L'énergie reçue par unité de surface. Cette énergie est le produit de l'irradiation (unité : mW/cm<sup>2</sup>) par le temps d'exposition (unité : seconde) et elle s'exprime en mWs/cm<sup>2</sup> (microWatt /seconde/cm<sup>2</sup>).

### 4.1.2. Le temps d'exposition

### 4.1.3. L'intensité des ultraviolets émis par les lampes

L'intensité UV nominale est en fonction du nombre de lampes allumées. L'intensité reçue par l'effluent diminue avec l'éloignement par rapport à la lampe, notamment par dissipation de l'énergie dans un volume plus grand. Il faut également tenir compte de : la température ; l'âge des lampes dont l'intensité diminue de 65% en fin de vie (MIGNOT., 2006).

## 4.2. Les paramètres de qualité de l'effluent

### 4.2.1. Transmission des UV

Les constituants contenus dans l'effluent absorbent le rayon UV dirigé contre les bactéries. Il y a aussi plusieurs composés chimiques tels que les composés phénoliques, les acides humiques, les sulfonâtes, le fer ainsi que les agents de coloration, interfèrent avec la transmission (MIGNOT., 2006).

### 4.2.2. Les matières en suspension

Les MES contenues dans l'effluent peuvent fournir une protection aux microorganismes. Selon MIGNOT (2006), pour une bactérie, trois (03) scénarios sont possibles:

- le rayon n'atteint pas (déviation) ou partiellement (pénétration incomplète) la bactérie libre parce qu'une particule lui sert de «parapluie» ;
- la pénétration du rayon sera également incomplète ou nulle si la bactérie est adsorbée à une particule.
- La protection sera favorisée par le nombre de particules et leurs tailles qui sont égales ou supérieures à celles des bactéries (environ 1µm).

### 4.2.3. La turbidité

Elle quantifie la diffusion de la lumière par une particule éclairée par une source lumineuse. Elle intègre les M.E.S et les matières dissoutes (MIGNOT.,2006).

La turbidité joue également un rôle fondamental car elle modifie le pourcentage de transmission des UV dans l'eau (CARDOT., 1999). La transparence de l'eau est donc un facteur essentiel, malheureusement bien souvent contrarié par la turbidité des eaux usées (BADIA-GONDARD., 2003).

## 5. La photocatalyse

La photocatalyse fait partie des Procédés d'Oxydation Avancée <sup>2</sup> et constitue un autre moyen d'utiliser les photons pour dépolluer l'air ou l'eau (DJAAFER ., 2011). Elle inclut le procédé de photosensibilisation par lequel une altération photochimique est réalisée sur une espèce chimique résultant de l'absorption initiale d'une radiation par d'autres espèces chimiques appelées photo-sensibilisateurs (SARANTOPOULOS., 2007).

La photocatalyse elle est hétérogène car les photons sont absorbés par un photocatalyseur, le plus souvent dans un milieu hétérogène liquide-solide ou gaz-solide (DJAAFER ., 2011).

### 5.1. Choix du catalyseur

Un catalyseur est un solide qui a la propriété d'accélérer la vitesse de réaction d'une transformation chimique thermodynamiquement possible. Le catalyseur se retrouve inaltéré à la fin de la réaction.

Le choix du catalyseur se porte généralement sur le dioxyde de titane. Il permet de dégrader un grand nombre de molécules polluants (BARKA., 2008) du fait de sa forte activité photocatalytique, de sa stabilité dans les conditions expérimentales, de son insolubilité, de sa non toxicité et enfin de son cout modéré par rapport à celui des autres semi-conducteur (HUCHON .,2006 ; SARANTOPOULOS.,2007) . Ce solide photo-actif est utilisé soit sous forme de poudre soit en couche mince déposée sur différents matériaux

Le TiO<sub>2</sub> est de loin le plus utilisé pour la purification de l'eau, grâce aux avantages considérables que présente ce dernier (PARRA CARDONA ., 2001 ; SARANTOPOULOS ., 2007):

- Stable, peu onéreux, non toxique;
- Le photocatalyseur le plus efficace ;
- Favorise la photodégradation d'une large gamme de polluants d'intérieur à température ambiante ;
- L'utilisation d'additifs n'est pas nécessaire.

### 5.2. Principe de photocatalyse hétérogène UV/TiO<sub>2</sub>

Il consiste à irradier un semi-conducteur (TiO<sub>2</sub>), à l'aide d'un rayonnement ultraviolet (UV) produit naturellement via la lumière solaire ou artificiellement à l'aide d'une lampe UV (SIMONS et al ., 2008).

---

<sup>2</sup> pour l'amélioration des performances de l'oxydation chimique sont aujourd'hui développés des procédés d'oxydation avancée capable de produire des rendements de dégradation poussés pour les polluants organiques dans l'eau (CHAUSSADE et MESTRALLET.,2005) .

La méthode repose sur un processus électronique qui se produit à la surface du catalyseur ( $\text{TiO}_2$ ). Selon SARANTOPOULOS (2007), le procédé photocatalytique peut être divisé en cinq étapes:

- Transfert des molécules réactives dispersées dans le fluide vers la surface du catalyseur ;
- Adsorption des molécules réactives sur la surface du catalyseur ;
- Réaction sur la surface de la phase adsorbée ;
- Désorption des produits formés ;
- Eloignement des produits de l'interface fluide /catalyseur.

La réaction photocatalytique se produit lors de l'étape 3. Quand un catalyseur semi-conducteur est exposé par des photons d'énergie égale ou supérieure à la largeur de bande interdite  $E_g$  ( $h\nu \geq E_g$ ), il y a absorption de ces photons et création, dans la masse du solide, de paires électron-trou qui se dissocient en photoélectrons libres dans la bande de conduction et en photo-trous dans la bande de valence (figure III.4).

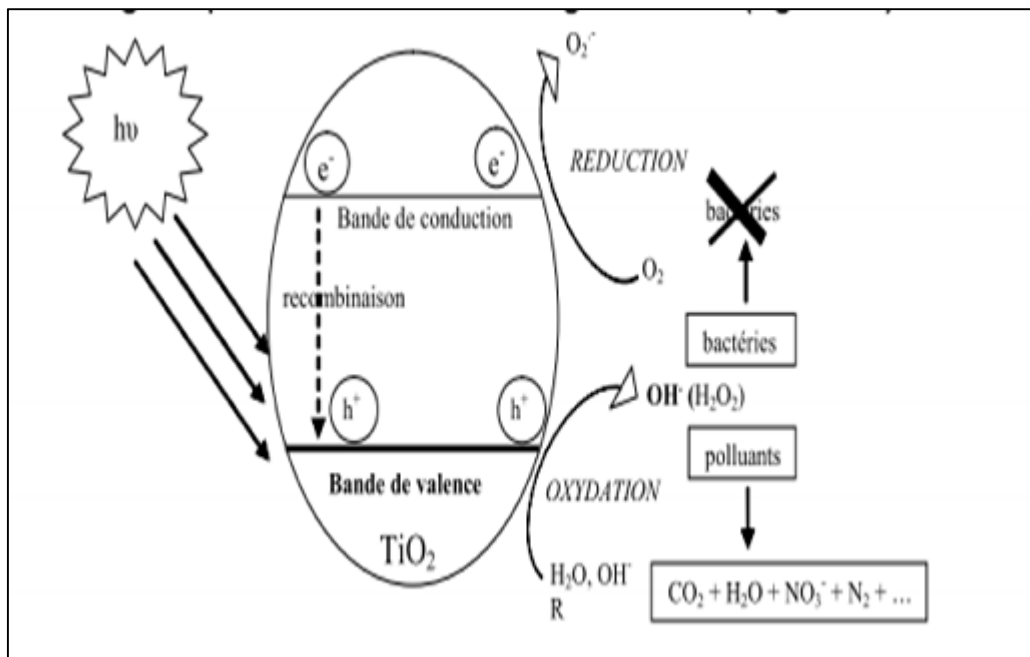


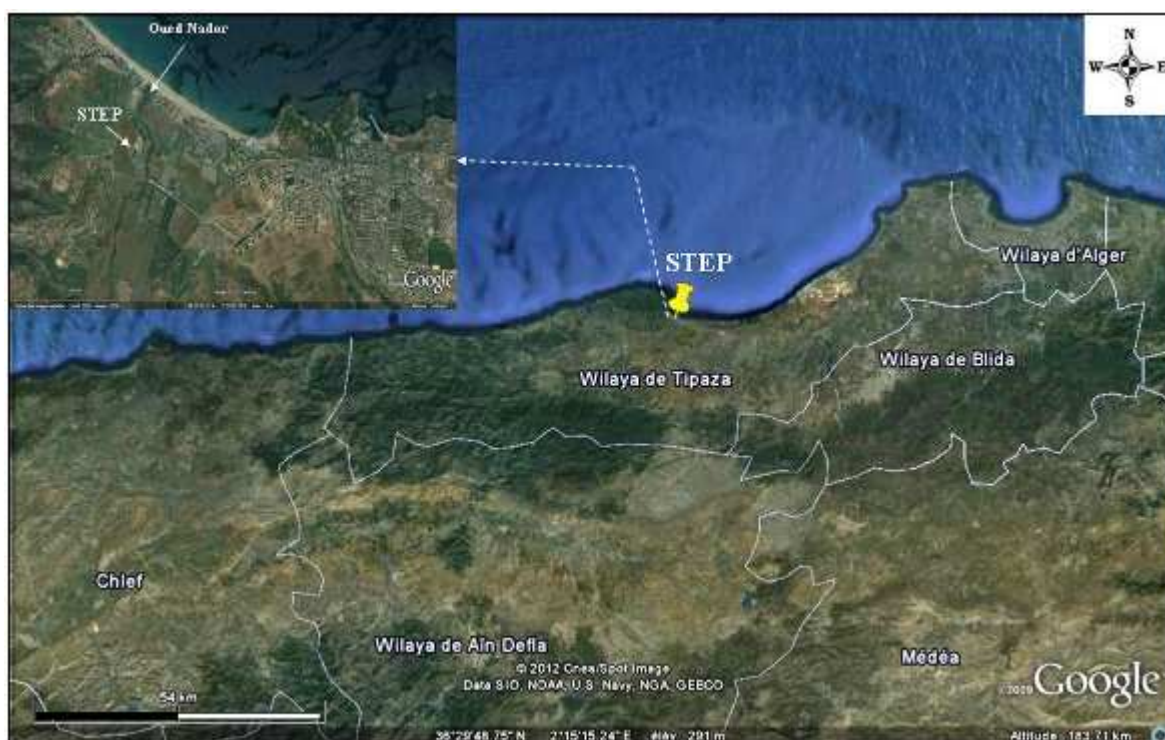
Figure III.4: Mécanisme de dégradation photocatalytique  
(BLANGIS et LEGUBE., 2007)

# **Chapitre IV : Présentation de la station d'épuration de Tipaza**

Il existe plusieurs méthodes pour le traitement des eaux usées mais la méthode la plus fréquente en Algérie est celle de traitement biologique par les boues activées. C'est le cas de la station d'épuration de Tipaza.

### 1. Situation géographique

La station d'épuration des eaux usées de Tipaza est administrativement localisée dans la daïra et la wilaya de Tipaza, elle est géographiquement située dans la région de Chanoua à environ 70 km à l'ouest de la wilaya d'Alger (Figure IV.1).



**Figure IV.1 : situation géographique de la STEP de Tipaza  
(Google earth 2009 modifié par LAAMA)**

La station d'épuration de Tipaza a été mise en service en 2008. Elle a une capacité de 70 000 équivalent /habitat et traite les eaux de la ville de Cheneoua, Tipaza et Nador. Le traitement est de type boues activées à faible charge avec aération prolongée (SEAAAL, 2012). Son milieu récepteur est Oued Nador qui se déverse après une dizaine de mètres dans la plage de Cheneoua.

Elle a été sous la direction de l'office nationale d'assainissement puis en janvier 2012 est passée sous la direction de la Société Des Eaux Et De L'assainissement D'Alger (SEAAAL).

## 2. Caractéristiques de la STEP de Tipaza

- ✓ Nombre d'équivalent habitant : 70 000 ;
- ✓ Principe de traitement des eaux usées : traitement biologique ;
- ✓ Débit nominal : 10500 m<sup>3</sup>/jour ;
- ✓ Débit moyen traité: 700 000 m<sup>3</sup>/jour ;
- ✓ Destinée au traitement des eaux usées domestiques en provenance des stations de relevage (06 stations) ;

## 3. principe de l'épuration des eaux par boue activée

Les procédés biologiques aérobies pour lesquels l'activité épuratoire s'appuie sur le développement de certaines bactéries (normalement présentes dans le sol, l'eau et l'air) qui se nourrissent de matière organique. la pollution est donc transformée en corps bactériens et réserves alimentaires qui s'agglomèrent en particules appelées floes (LE PIMEC., 2002).

Le principe du procédé consiste donc à provoquer le développement d'un floc bactérien dans un bassin alimenté par l'eau usée soumis à une aération (bassin d'activation).

La figure IV.2 montre les différents compartiments de la STEP de Tipaza

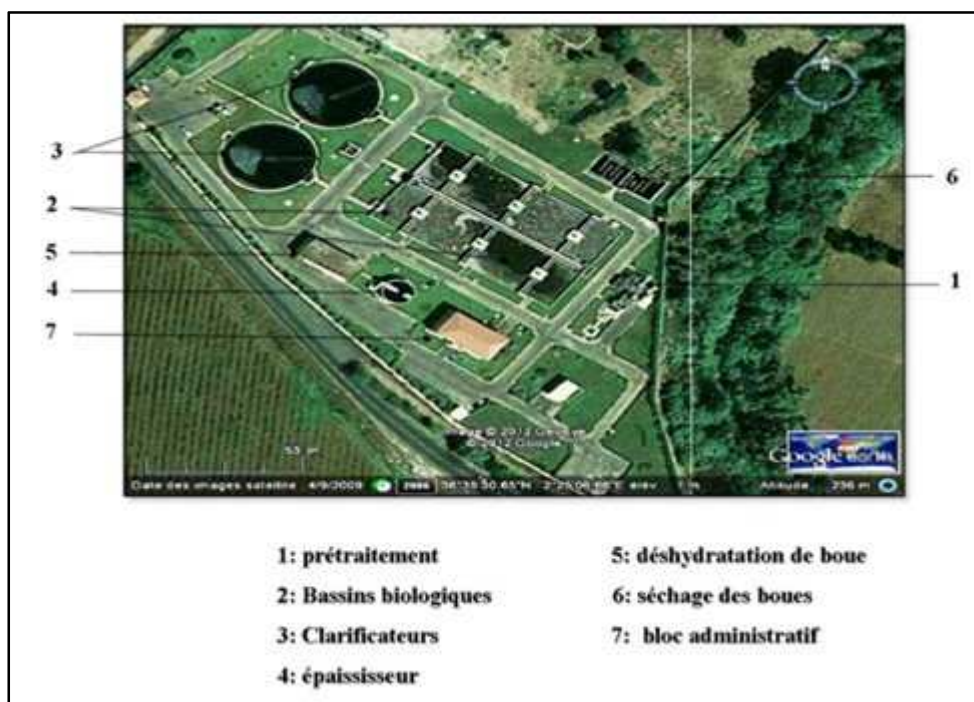


Figure IV.2: Compartiments de la STEP de Tipaza  
(Google earth 2009 modifié par LAAMA)

### 4. Fonctionnement de la station

Au sein de la station d'épuration de Tipaza, les eaux usées subissent plusieurs processus de traitement avant d'être rejetés dans le milieu naturel ;

#### 4.1. Prétraitement

Leur rôle est de séparer de l'eau usée brute les matières ne pouvant être normalement dégradées lors du traitement et qui, de plus, risqueraient d'entraver la bonne marche des équipements constitutifs de la filière (LE PIMEC., 2002).

Dans le cas de notre station, le prétraitement se fait en deux étapes principales qui retiennent les matières les plus volumineuses charriées par l'eau brute.

##### 4.1.1. Dégrillage

Après avoir reçu les eaux usées à traiter par l'intermédiaire d'un ouvrage appelé « le poste de relevage » (figure IV.3), les eaux usées passent à travers le Dégrilleur grossier dont l'espacement entre les barreaux est de 5cm qui a pour rôle de débarrasser les eaux brutes des déchets grossiers solides à l'entrée de la station.



Figure IV.3 : poste de relevage

Puis cet effluent passe au Dégrilleur fin dont l'espacement entre les barreaux est de 20 mm afin de retenir les matières solides ayant échappés à la grille grossière (figure IV.4).



Figure IV.4 : Dégrilleur grossier

#### 4. 1.2. Dessablage - déshuilage

Le dessableur est un ouvrage dans lequel les particules denses vont pouvoir se décanter. Il s'agit principalement de sable. Ce dernier est récupéré dans une banne (figure IV.6).

Le déshuileur a pour objet la rétention des graisses par flottation naturelle qui sont ensuite éliminés par un racleur de surface (figure IV.5).



Figure IV.5 : Dessablage - déshuilage



Figure IV.6: Banne pour la récupération du sable

### 4.2. Traitement biologique

L'effluent en provenance de dessableur – déshuileur est introduit en tête de deux bassins d'aération de forme rectangulaire et munies de 6 aérateurs de surface (figure IV.7).

Afin d'assurer la biodégradation des matières organiques par le métabolisme bactérien, un apport d'oxygène est donc indispensable pour le traitement biologique, un apport artificiel d'oxygène dissous de l'ordre de 3 mg/l est maintenue dans le système d'aération.



**Figure IV.7 : bassin d'aération**

Lors de ce procédé biologique aérobie, on assiste la formation de ce que n'appel *la liqueur mixte* qui est le mélange entre les bioflocs<sup>1</sup> et le liquide aéré (figure IV.8).



**Figure IV.8: la liqueur mixte**

### 4.3. Clarificateur

Le but de cette opération est la séparation de l'eau épurée des boues qu'elle contient. La liqueur mixte est introduite au centre de clarificateur ; l'eau clarifiée déborde en périphérie (figure IV.9).

<sup>1</sup> La biomasse flotte librement dans le liquide aéré, sous forme de petits amas



**Figure IV.9 : Clarificateur**

Le clarificateur est muni d'un pont racleur, il permet l'accumulation de la boue au centre du bassin et aussi il racle la surface.

La boue est renvoyée vers le bassin d'aération, alors que celle en excès est récupérée dans l'épaississeur pour être traitée.

#### **4.4. Traitement de boue**

Il se fait en deux parties : l'épaississement pour réduire la quantité d'eau et la déshydratation en ajoutant un polymère qui assure la coagulation et aussi l'élimination de l'eau ceci en utilisant un filtre à bande (figure IV.10 ).



**Figure IV.10: Filtre à bande**

Figure IV.11 récapitule les étapes de traitement des eaux usées par la méthode biologique

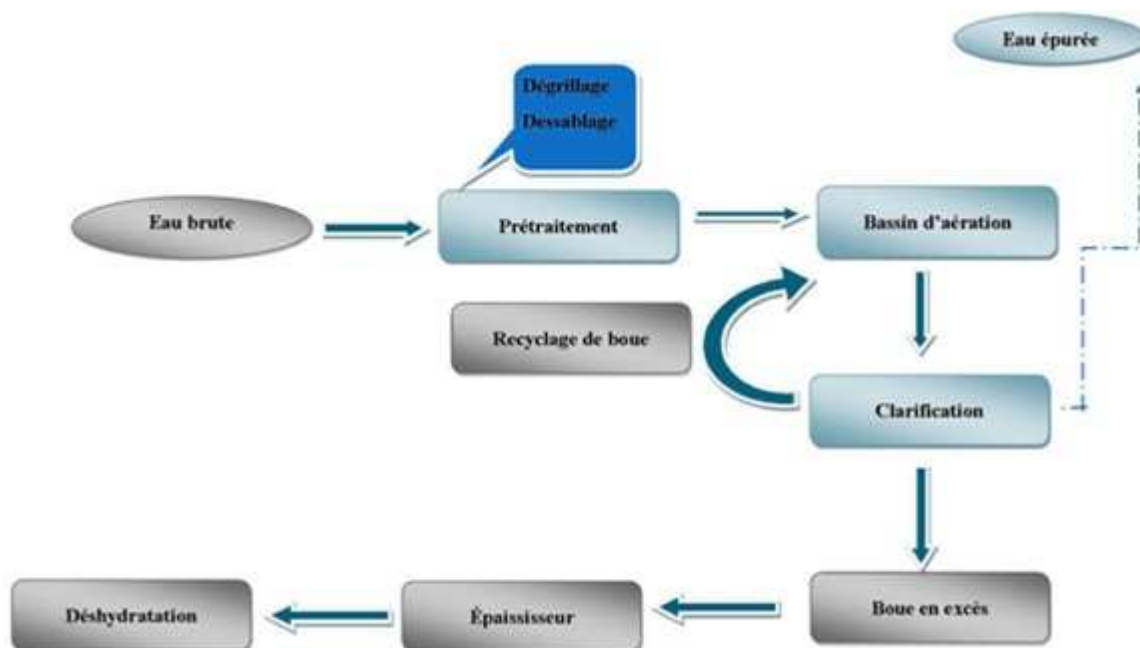


Figure IV.11 : étapes de traitement des eaux usées par boue activée

#### 4.5. L'autosurveillance

La STEP de Tipaza est équipée d'un laboratoire d'analyse pour le suivi de tous les processus de traitement afin d'assurer son bon fonctionnement. Ceci est réalisé quotidiennement pour la filière eau et boue.

Un certain nombre de paramètres sont mesurés à savoir : pH, Conductivité, MES, DCO, DBO<sub>5</sub>, etc ... Afin d'assurer les normes de rejet qui sont les suivantes :

- La demande chimique en oxygène (DCO) < 90 mg/l.
- La demande biochimique en oxygène (DBO) < 30mg/l.
- Les matières en suspension (MES) < 30mg/l.

Après cette description, on remarque que la STEP de Tipaza est dépourvu d'un traitement de désinfection et les eaux épurées sont rejeter directement dans le milieu naturelle au lieu d'être utilisé pour les différentes usages (l'irrigation et l'industrie).

Dans notre étude, on propose un traitement de désinfection moins couteux qui est celui des ultraviolets et on vérifier l'efficacité de ce traitement à travers des analyses physicochimiques et microbiologiques.

# Partie 2 : Expérimentation

---

# **Chapitre V: matériels et méthodes**

L'objectif principal de ce travail est de déterminer les conditions optimales de désinfection des eaux épurées par photolyse et photocatalyse solaires et artificielles.

Afin d'évaluer l'efficacité de la désinfection, des paramètres microbiologiques, physicochimiques et chimiques ont été analysés.

### **1. Travaux effectués au niveau de l'UDES**

Les eaux épurées de la STEP de Tipaza ont été prélevées au niveau de la sortie des deux clarificateurs, aussitôt les échantillons sont mis dans des glacières et acheminés vers à l'unité de développement des équipements solaires (UDES) à Bou Ismail, la désinfection a été effectué au niveau du laboratoire de l'équipe de recherche « Epuration et valorisation des eaux de rejet ».

#### **1.1. La désinfection par les UV solaires**

Trois (03) photoréacteurs ont été utilisés dans le but de vérifier la qualité microbiologique des eaux traitées par les UV naturelles et voir si la géométrie influe sur le rendement de la désinfection.

##### **1.1.1 Méthode d'évaluation du rendement de désinfection des eaux par les UV solaire en fonction de la géométrie des réacteurs et du temps d'exposition**

###### **1.1.1.1 Dispositifs tubulaires**

Le dispositif expérimental utilisé est un réacteur tubulaire, il a été conçu au niveau des ateliers de l'Unité de Développement des Equipements Solaire (UDES). Il est formé de 5 tubes en verre placé en série. Sa capacité est de 40 litres d'eau. Ses caractéristiques sont illustrées dans la figure V.1.

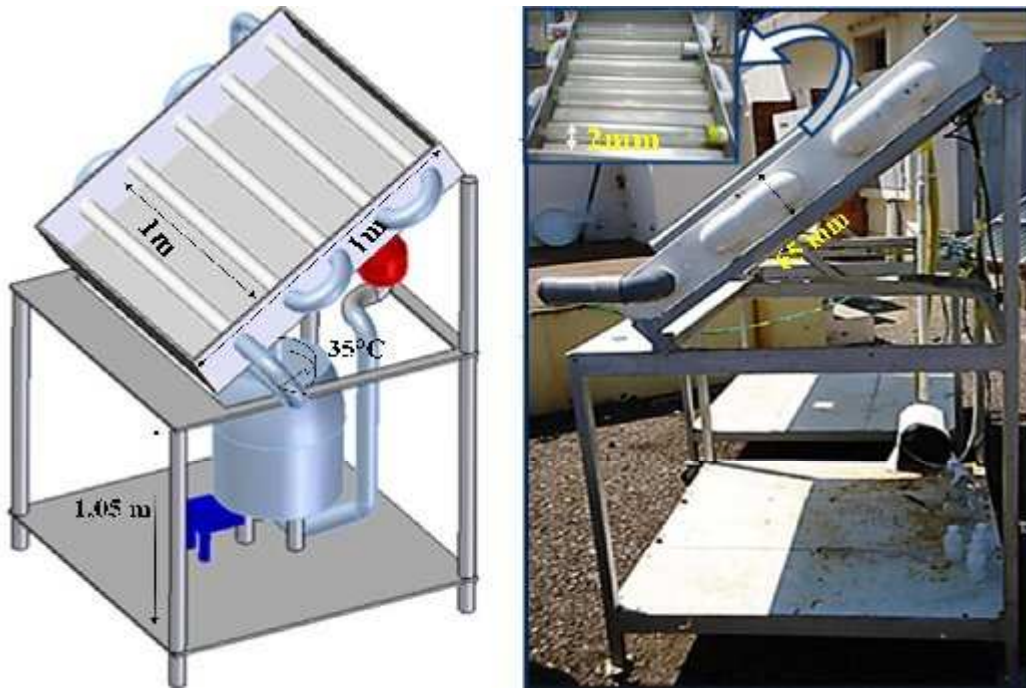


Figure V.1 : Caractéristiques de réacteur tubulaire

Pour pouvoir faire une étude comparative : on a deux expérimentations, l'une le réacteur tubulaire est statique (eau est stagnante) (figure V.1) et l'autre le réacteur tubulaire est dynamique qui possède un réservoir de capacité de 30 litres (l'eau circule avec un débit moyen de 60 l/ minute à l'aide d'une pompe) (figure V.2).



Figure V.2 : Dispositif tubulaire dynamique

### 1.1.1.2 Dispositifs Ballons

Ce dispositif est formé de (03) ballons à fond plat en verre borosilicaté. Les ballons ont été remplis avec l'eau épurée (2 l chacun) et fermés hermétiquement pour éviter toute contamination. On place des sondes reliées à un agitateur pour les relevés de température (figure V.3).



Figure V.3 : Dispositifs ballons

### 1.1.1.3 Dispositifs Erlenmeyers

Trois (03) Erlenmeyers en verre ont été remplis avec 2 litres d'eaux épurées et hermétiquement fermés (figure V.4).



Figure V.4 : Dispositifs Erlenmeyers

Les trois dispositifs sont placés au niveau de l'UDES dans un endroit où il y a un maximum d'intensité lumineuse. Cette dernière est quantifiée au niveau de la station météo de l'UDES. A différents intervalles de temps, des prélèvements ont été effectués dans des conditions d'asepsie pour les analyses chimiques et bactériologiques.

### 1.1.2 Etude de l'influence des variations climatiques sur le rendement de la photolyse solaire des eaux

Cette expérimentation, qui a été réalisée durant deux jours dans des conditions climatiques

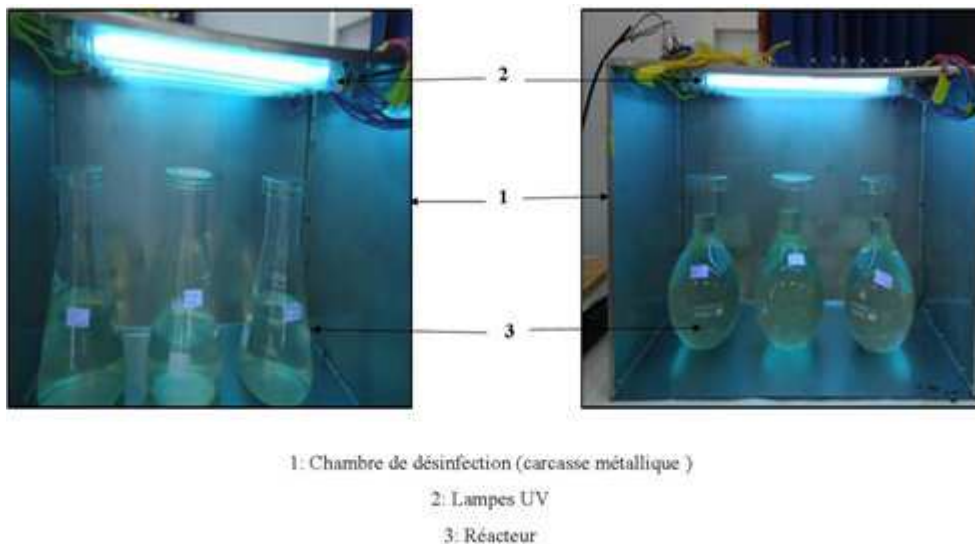
différentes. Une journée caractérisée par des orages, des nuages et des averses (présence de cyclone dans la baie), et l'autre particulièrement ensoleillée, l'objectif étant de mettre en évidence l'influence des variations climatiques sur l'inactivation des microorganismes.

### 1.2. La désinfection par les UV artificiels

La génération des UV artificiels est assurée par (04) lampes, à moyenne pression<sup>1</sup> de vapeur de mercure en quartz de marque **Philips** avec une puissance de 15 Watt chacune.

L'objectif est **l'évaluation du rendement de désinfection des eaux par les UV artificiels en fonction de la géométrie des réacteurs et du temps d'exposition.**

Afin d'assurer la désinfection, on a utilisé deux types de lampes, les UVA et les UVC avec des longueurs d'onde qui sont respectivement 365 nm et 254 nm. Deux types de réacteurs (ballon et erlenmeyer) ont été testés pour voir l'impact de la géométrie sur le rendement du traitement (figure V.5 et V.6).



**Figure V.5 : Désinfection par les UVC**

<sup>1</sup> l'énergie lumineuse sera libérée dans un spectre beaucoup plus étendu que 254 nm c'est-à-dire le spectre de dispersion de la lumière générée n'est pas limité à la zone germicide : il s'étend jusque dans le visible (cas des lampes de haute pression) .



Figure V.6 : désinfection par les UNA

### 1.2. La photocatalyse en utilisant $\text{TiO}_2$

Lors de cette étude, nous avons utilisé du dioxyde de titane  $\text{TiO}_2$  de type T42 sous forme de poudre dispersée dans l'eau à désinfecter à l'aide d'un agitateur afin d'assurer l'homogénéisation de la solution.

En se basant sur les résultats de l'étude qui a été faite par **MOUSSOU** et **BOUMRAR (2011)**, concernant la concentration optimale de  $\text{TiO}_2$ , la concentration de 1,5 g/l a été retenue lors de nos expérimentations. Deux photoréacteurs ont été utilisés, le Dispositif tubulaire dynamique (figure V.2) et le dispositif ballon pour les UVA et les UVC en utilisant un agitateur pour assurer l'homogénéisation du catalyseur.

### 2. Échantillonnage

Avant chaque désinfection des eaux, des relevés de pH, de température et de conductivité ont été réalisés in situ à l'aide d'un multi paramètre de type **Inolab Multilevel I 2690** équipé de sonde à conductivité et à pH.

Un échantillon d'eau épurée (1litre) considéré comme témoin a été prélevé à la sortie des deux clarificateurs au niveau de la STEP de Tipaza.

A différents intervalles de temps lors de la désinfection par les UV solaires ou artificiels, des échantillons d'eaux (1litre) ont été prélevés stérilement à partir de chaque dispositif et conditionnés dans des flacons stériles de 500 ml.

Concernant le dosage des métaux lourds, le prélèvement se fait dans des grandes bouteilles en plastique.

Pour les hydrocarbures totaux, il se fait dans des flacons en verre brun traité au préalable avec tétrachlorure de carbone ( $\text{CCl}_4$ ) puis l'Hexane et sécher à l'étuve pendant 24 heure.

Après chaque prélèvement, les échantillons ont été conditionnés à basse température (4°C) dans une glacière et acheminés au laboratoire à ENSSMAL pour effectuer l'analyse.

Les prélèvements se sont étalés sur une période de deux mois (Avril et Mai), le rythme d'échantillonnage, de traitement et d'analyse était d'un prélèvement par semaine. Les expérimentations ont été réalisées entre 9 h et 16 h.

### 3. Travaux effectués au laboratoire

#### 3.1. Analyses des paramètres bactériologiques

Dans la présente étude, deux techniques de recherche et dénombrement des indicateurs de pollution ont été retenues pour l'analyse bactériologique.

##### a) Méthode de filtration sur membrane

###### ▪ Principe

La technique de filtration permet d'avoir une estimation plus exacte sur la charge bactérienne. Elle consiste à faire passer des produits liquides sur une membrane poreuse qui retient les bactéries (DELLARRAS., 2007). Les pores du filtre, généralement de 0,45µm, étant plus petits que les microorganismes, le filtre les arrête. Une fois la filtration terminée, le filtre est déposé sur un milieu adéquat (JOFFIN et JOFFIN., 2010).

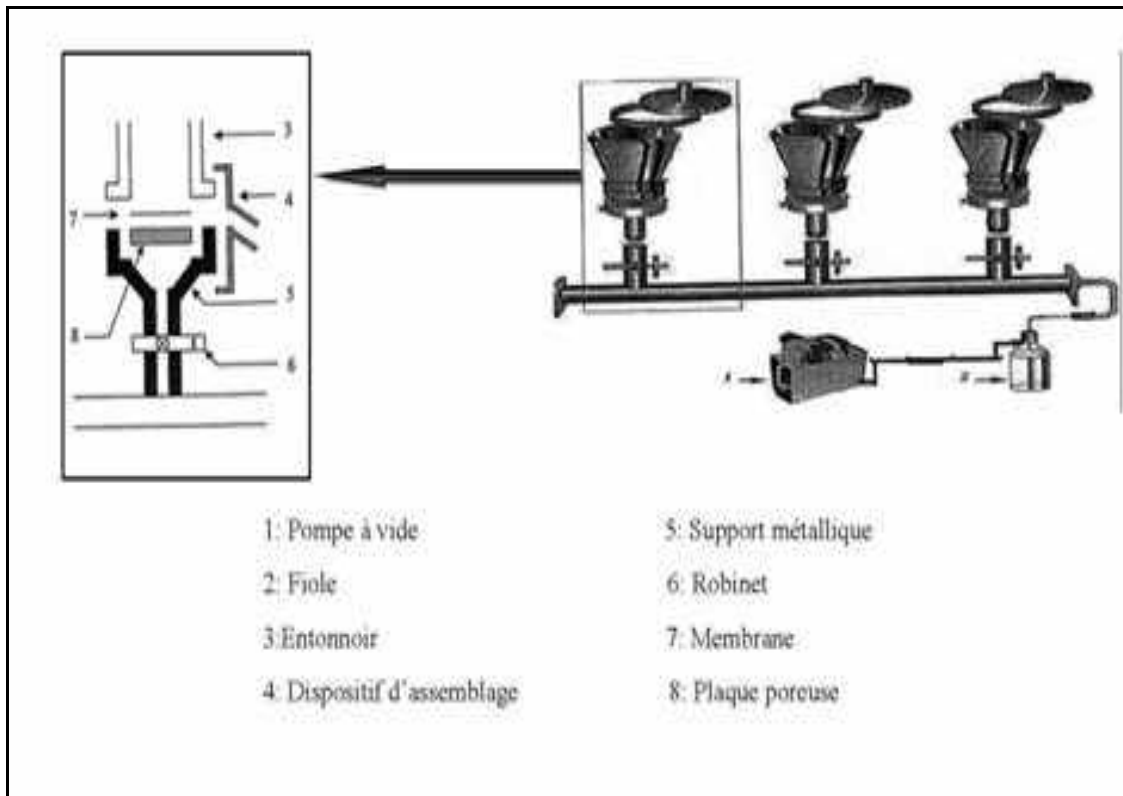
###### ▪ Matériel

L'appareil utilisé est un simple système de filtration à l'aide d'une rampe de filtration de marque *SATORIUS STEDIM* sous pression réduite (figure V.7).

###### ▪ Mode opératoire

La technique de filtration a été faite en suivant les étapes décrites ci-dessous

- Stériliser le dispositif de filtration ;
- Mettre en place le dispositif ;
- Poser stérilement la membrane stérile ;
- filtrer un volume d'échantillon;
- Déposer le filtre sur le milieu adéquat, sans faire de bulles d'air et sans la retourner;
- Incrire sur la boîte de Pétri, le numéro de l'échantillon et la date ;
- Placer les boîtes de Pétri en position inverse et les Incuber à une température adéquate;
- Flamber l'ensemble godet-base pour une autre manipulation.



**Figure V.7 : schéma de la rampe de filtration**

Cette technique a été utilisée pour l'eau désinfectée par photolyse (sans le catalyseur) solaire et artificielle.

### **b) La méthode de fermentation en tubes multiples ou du nombre le plus probable (NPP)**

Cette méthode est une estimation statistique du nombre de microorganismes supposés contenus dans l'eau. Elle est basée sur l'ensemencement de plusieurs séries de tubes contenant des milieux de culture liquides, puis la détermination du nombre caractéristique (nombre de tubes positifs pour chaque dilution qui permettra l'établissement du nombre le plus probable, par le calcul ou la consultation de la table de Mc Grady ( **RODIER et al ., 2009**). Cette méthode a été adoptée pour le contrôle bactériologique des eaux désinfectées par photocatalyse (en présence de  $TiO_2$ ).

#### **3.1.1. Dénombrement des Coliformes**

##### **3.1.1.1. Colimétrie des eaux par filtration**

Une prise d'essai de 50 ml de la de la dilution (1/10) est filtrée dans des conditions d'aseptie, puis la membrane est déposé sur un milieu de culture sélectif (Tergitol 7 supplémenté d'un additif TTC) (annexe 1).L'incubation est faite à 37°C pour les coliformes totaux, et à 44°C pour les coliformes fécaux pendant 24 heures (figure V.8).

Concernant les coliformes totaux, les colonies suspectes sont de coloration jaune orangée, rouge brique ou verte. Alors que pour les thermotolérants, elles sont caractérisées par une coloration nettement *orangée* avec *halo jaune* autour des colonies.

Les colonies suspectes ont fait l'objet d'une identification biochimique.

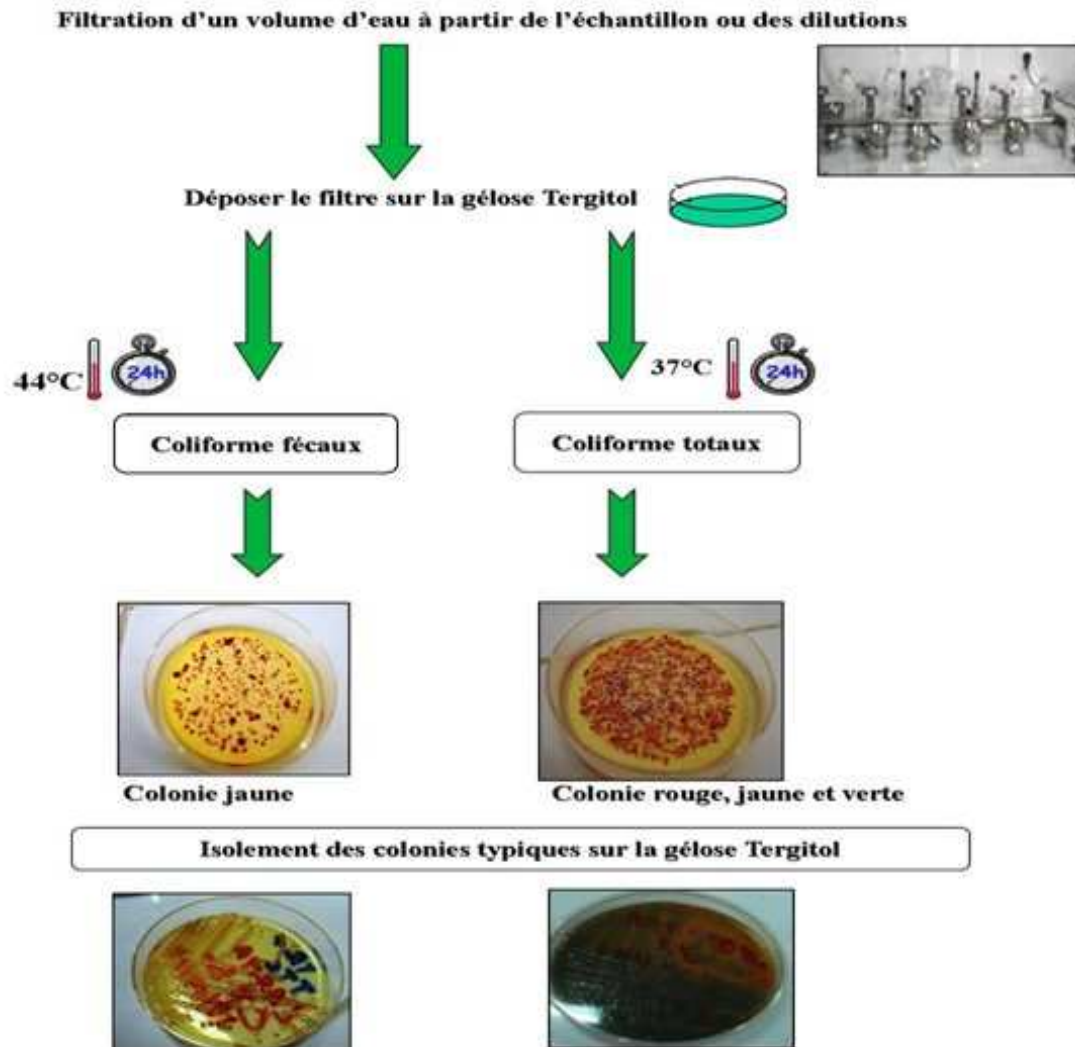


Figure V.8: technique de dénombrement des coliformes totaux et fécaux par filtration

### 3.1.1.2. Colimétrie par NPP

Le dénombrement des coliformes a été effectué par la méthode de NPP (série de cinq) (RODIER et al, 2005). Il fait appel à deux tests consécutifs à savoir : La technique en milieu liquide fait appel à deux tests consécutifs à savoir :

- **le test de présomption** est réservé à la recherche des Coliformes totaux .
- **le test de confirmation** encore appelé test de Mac Kenzie et réservé à la recherche des Coliformes fécaux à partir des tubes positifs du test de présomption.

- **Test de présomption** (figure V.9).

A partir de l'eau à analyser, porter aseptiquement :

- ✓ 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham
  - ✓ 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham
  - ✓ 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche de Durham, comme l'indique le schéma n° 2.
- Chasser le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.

**Incubation :** L'incubation se fait à 37°C pendant 24 heures.

**Lecture :** Sont considérés comme positifs les tubes présentant à la fois :

- un dégagement gazeux (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche,
- un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (ce qui constitue le témoin de la fermentation du lactose présent dans le milieu) .

Ces deux caractères étant témoins de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites.

La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table du NPP qui figure en annexe 10 .

- **Test de confirmation ou test de Mac Kenzie** (figure V.10).

Le test de confirmation ou test de Mac Kenzie est basé sur la recherche de Coliformes thermotolérants parmi lesquels on redoute surtout la présence d'*Escherichia coli*.

Les coliformes thermotolérants ont les mêmes propriétés de fermentation que les coliformes mais à 44°C.

Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des Coliformes totaux feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'une öse bouclée dans tube contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham, comme l'indique la figure V.10.

- Chasser le gaz présent éventuellement dans les Cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.

**Incubation :** L'incubation se fait cette fois-ci au bain marie à 44°C pendant 24 heures.

**Lecture :** Sont considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- un dégagement gazeux, et
- un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia Coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP en tenant compte du fait qu'*Escherichia Coli* est à la fois producteur de gaz et d'indole à 44°C.

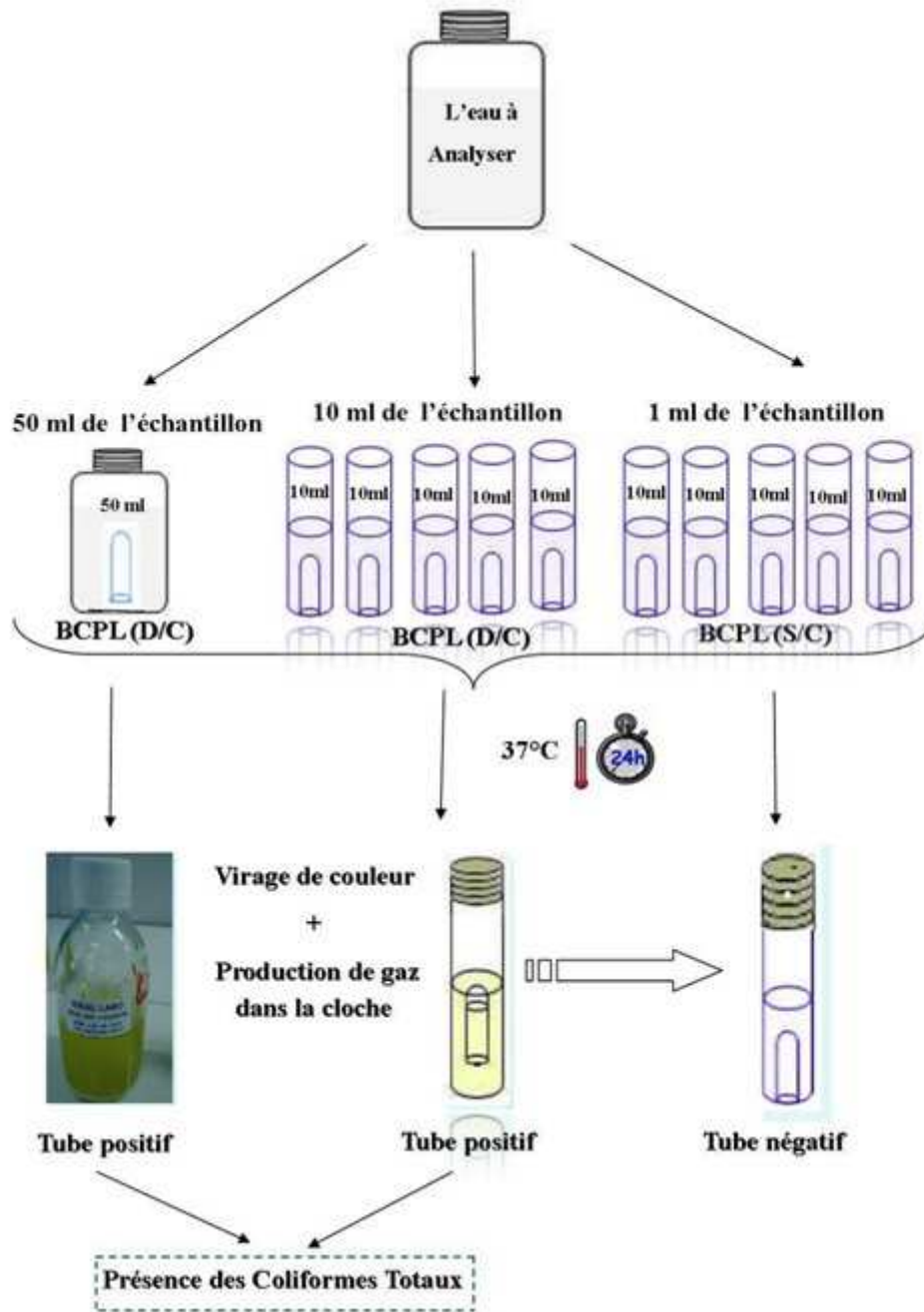


Figure V.9: technique de dénombrement des coliformes totaux par la méthode de NPP

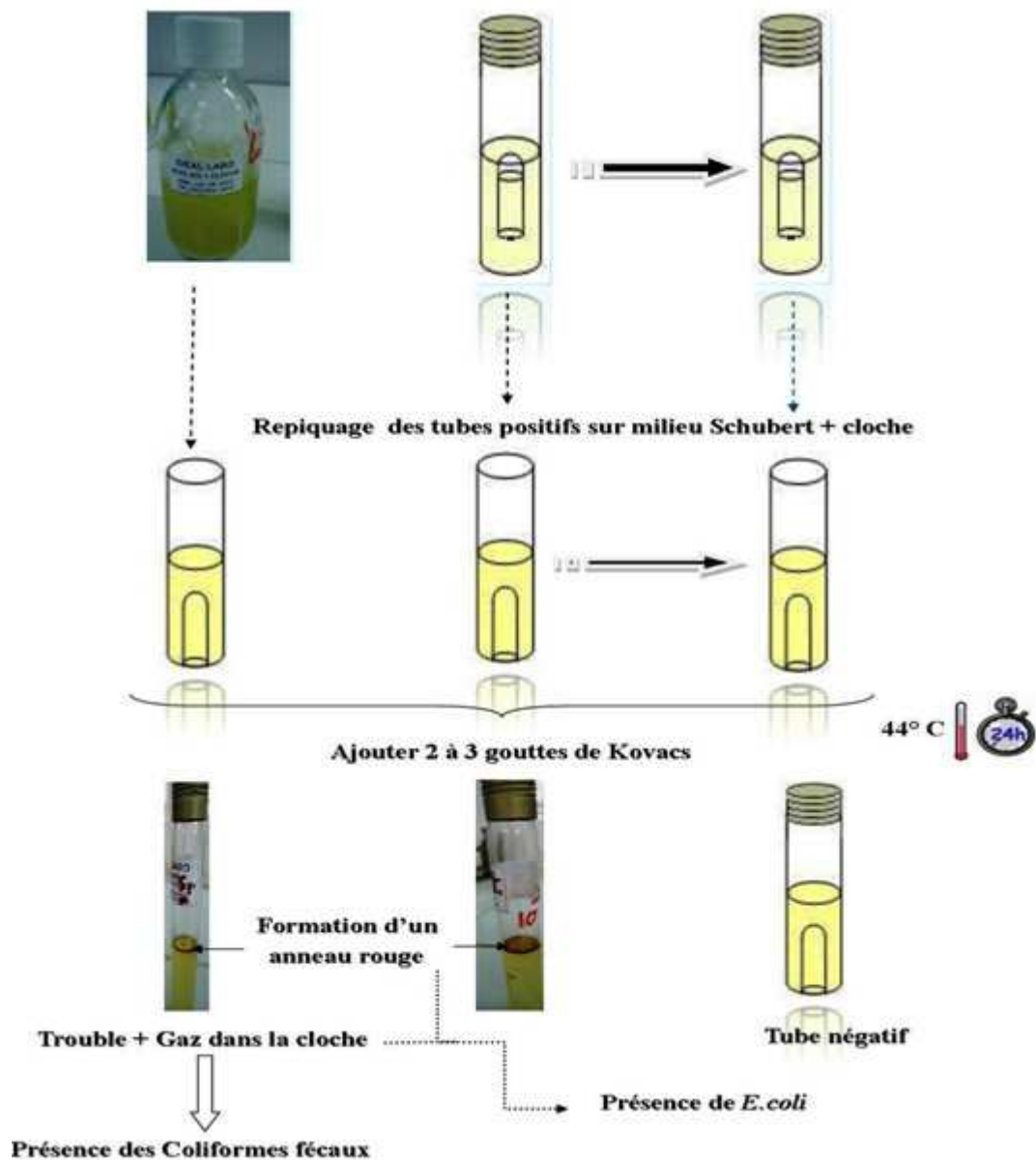


Figure V.10: technique de dénombrement des coliformes fécaux

### 3.1.2. Dénombrement des streptocoques fécaux

#### 3.1.2.1. Dénombrement par filtration

La technique de recherche des Streptocoques fécaux nécessite deux tests :

- **Le test présomptif** : on procède à la filtration de 50 ml de l'échantillon dilué au 1/10<sup>ème</sup> . La membrane est déposée sur un milieu sélectif de Slanetz et Bratley (annexe 1).on incube à 37°C pendant 24 heures.

On considère les colonies comme des entérocoques présumés toutes les colonies présentant une coloration rouge, marron ou roses, lisses, légèrement bombées. (REJSEK., 2002).

- **Test confirmatif** : la membrane est retirée et portée délicatement à la pince sur un milieu BEA (bile esculine azide) (annexe 1) puis incubé 1 à 2 heures.

Les bactéries des colonies donnant une coloration noire diffusant dans le milieu sont considérées comme entérocoques (**JOFFIN et JOFFIN., 2010**) (figure V.11).

### 3.1.2.2. Dénombrement par la NPP

La technique de recherche des Streptocoques fécaux par la NPP nécessite deux tests (**RODIER ., 2009**) (figure V.12) :

- **Test présomptif** : Ensemencer le nombre choisi de tubes de milieu de Rothe puis incuber à 37 °C pendant 24 heures.
- **Test de confirmation.**

Le test de confirmation est basé sur la confirmation des Streptocoques fécaux éventuellement présents dans le test de présomption. Les tubes de ROTHE trouvés positifs feront donc l'objet d'un repiquage à l'aide d'une öse bouclée dans tube contenant le milieu LITSKY EVA. Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

**Incubation** : L'incubation se fait cette fois-ci à 37°C pendant 24 heures .

**Lecture** : Sont considérés comme positifs, les tubes présentant **à la fois** :

- un trouble microbien,
- une pastille violette (blanchâtre) au fond des tubes.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP qui figure en annexe 10.

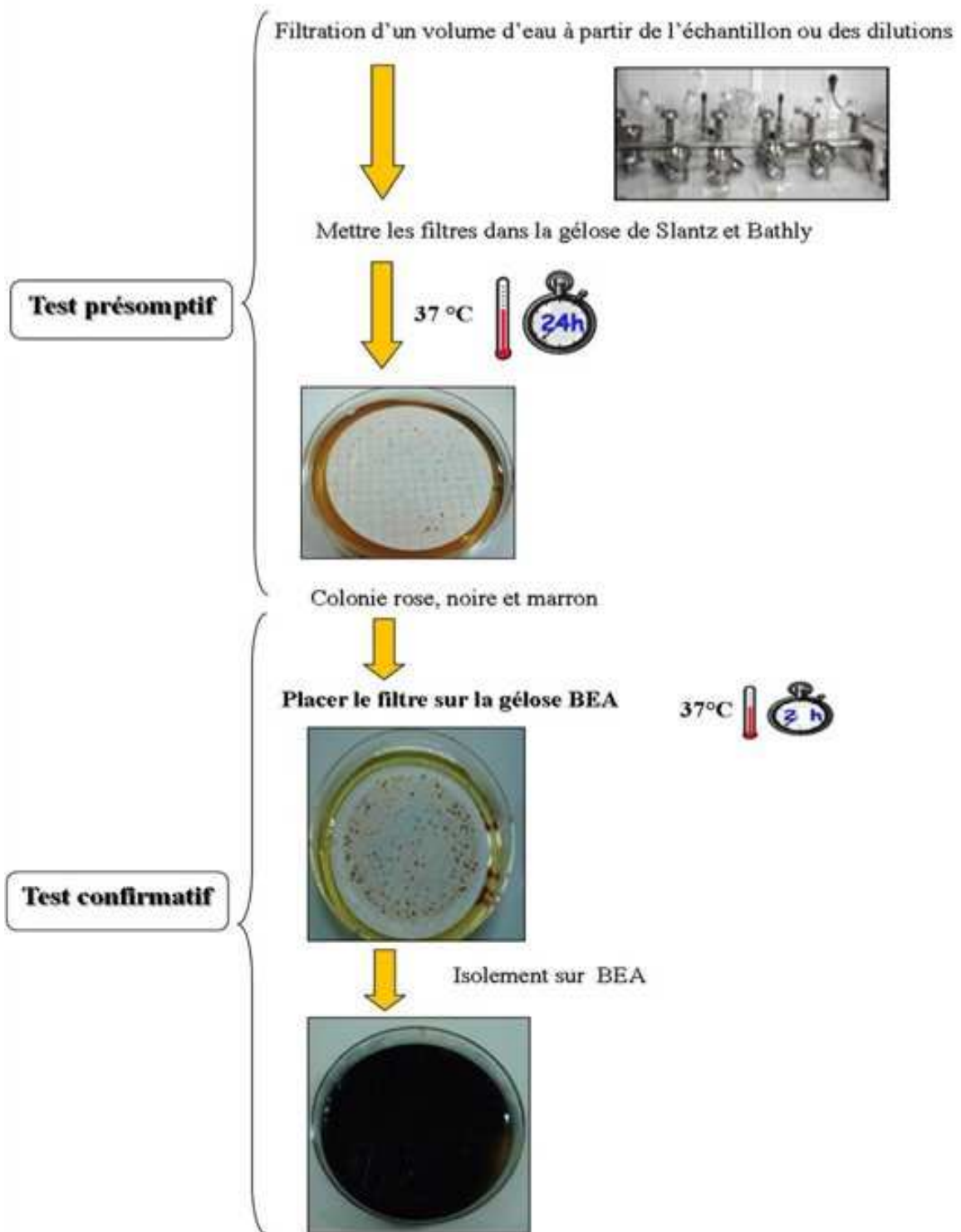


Figure V.11 : technique de dénombrement des streptocoques fécaux

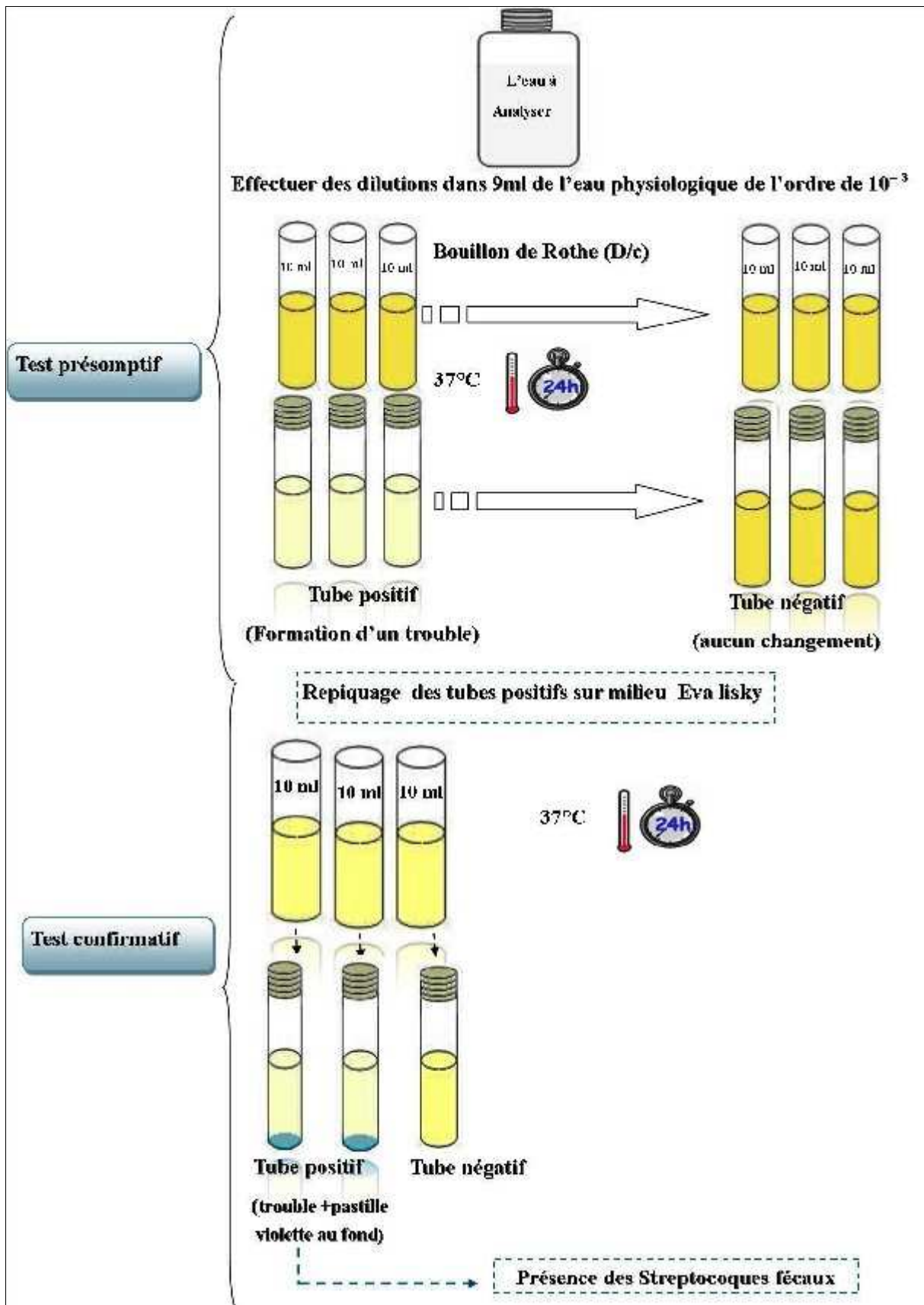


Figure V.12 : Recherche des Streptocoques fécaux par la méthode de NPP

### 3.1.3. Dénombrement des Staphylococcus

Technique de filtration : Un volume d'eau de 50 ml de la dilution 1/10<sup>ème</sup> est filtré. la membrane est reportée sur la gélose de Chapman (annexe 1). Ce milieu est caractérisé par sa forte concentration en chlorure de Sodium ce qui permet un isolement sélectif des Staphylocoques (RODIER et al ., 2009). L'incubation est faite à 37°C pendant 24 heures (figure V.13).

La fermentation du mannitol, révélée par un virage de l'indicateur coloré à sa teinte acide (virage du rouge au jaune) .Un pigment jaune d'or est caractéristiques de l'espèce *Staphylococcus aureus* (HELENE et al ., 1997 ). ceci reste à confirmer en utilisant le test de coagulase .

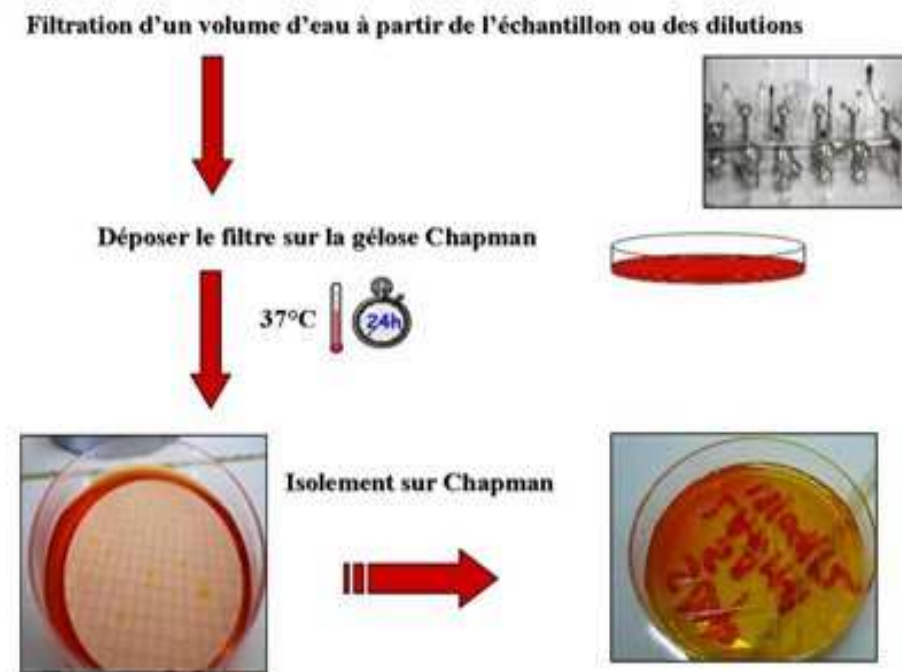


Figure V.13 : technique de dénombrement des staphylocoques

### 3.1.4. Dénombrement des spores des sulfitoréducteurs

Après destruction des formes végétatives par chauffage à 80 °C, l'échantillon est incorporé à un milieu de base fondu (viande fois) (annexe 1), régénéré, additionné de sulfite de sodium et de sels de fer (RODIER et al ., 2009). L'incubation est faite à 37°C pendant 16 à 24 heures .

La présence de germes sulfitoréducteurs se traduit par un halo noir autour des colonies. Les étapes de dénombrement sont schématisées dans la figure V.14.

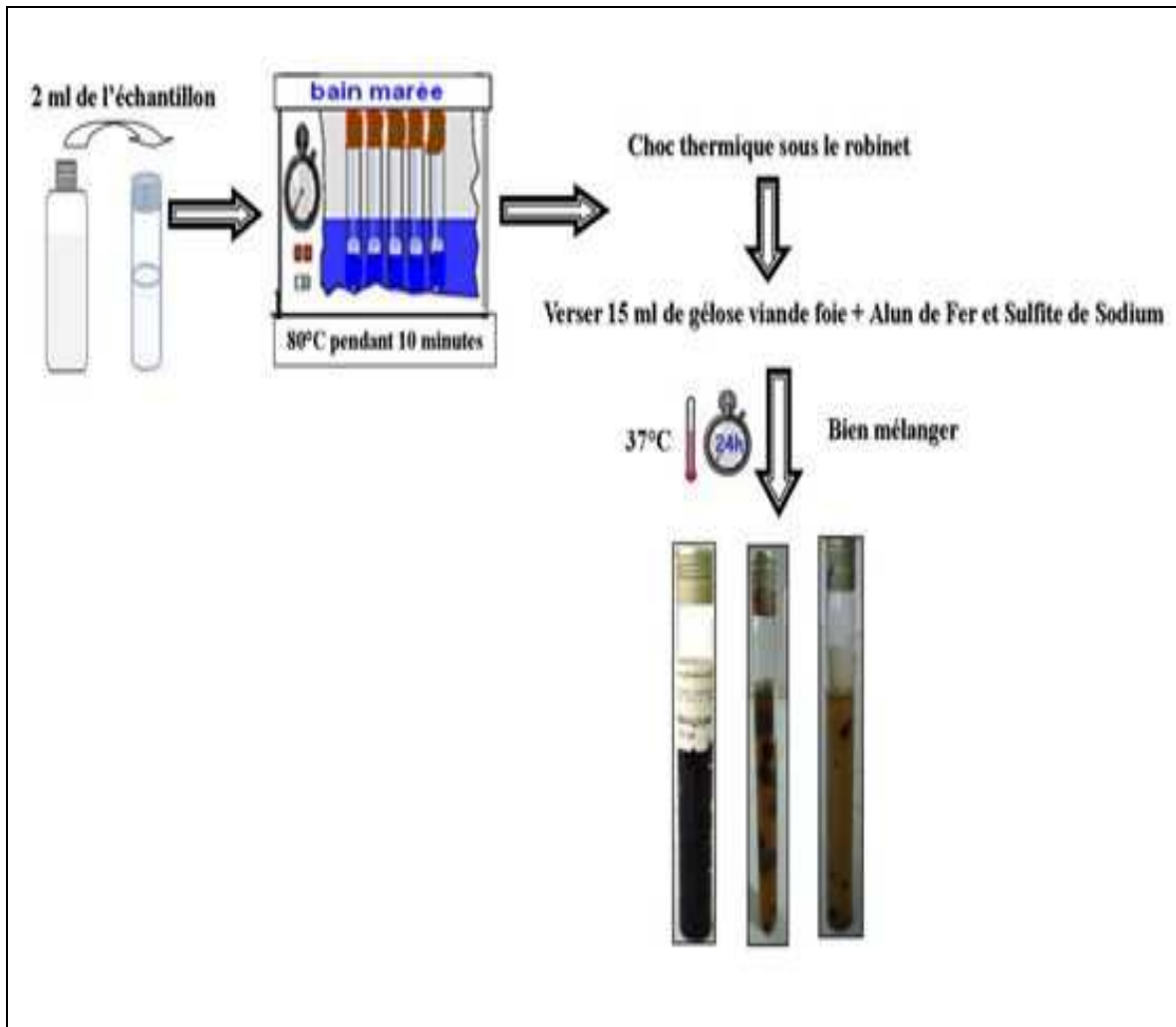


Figure V.14: technique de dénombrement des spores des sulfitoréducteurs

### 3.1.5. Dénombrement des Levures et Moisissures

Un volume de 50 ml de la même dilution a été filtré. La membrane a été déposée sur la gélosé de Sabour d (annexe1) coulée préalablement dans des boites de Pétri . L'incubation a été faite à 28°C, la lecture est réalisée quotidiennement pendant 5 jours (figure V.15).

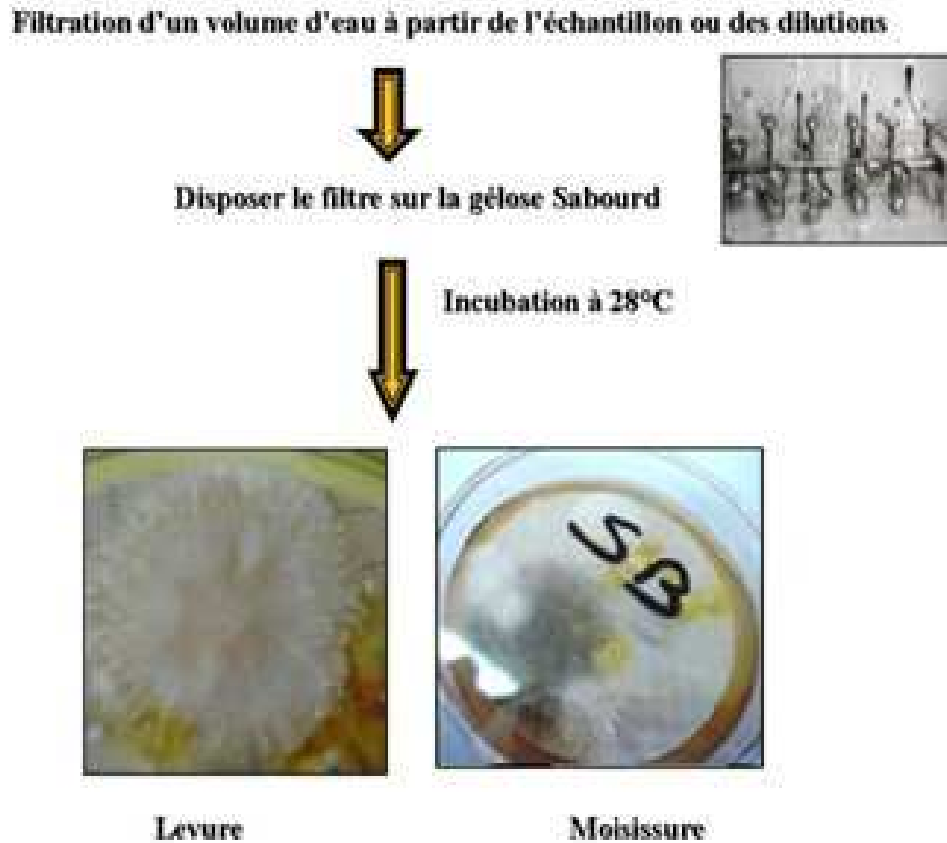


Figure V.15 : technique de dénombrement des levures et des moisissures

### 3.1.6. Recherche des salmonelles et des vibrions

La recherche des salmonelles et des vibrions est effectuée par une méthode qualitative, réalisée en trois étapes successives : 1<sup>ier</sup> enrichissement ,2<sup>ème</sup> enrichissement et l'isolement (figure V.16 et V.17) .

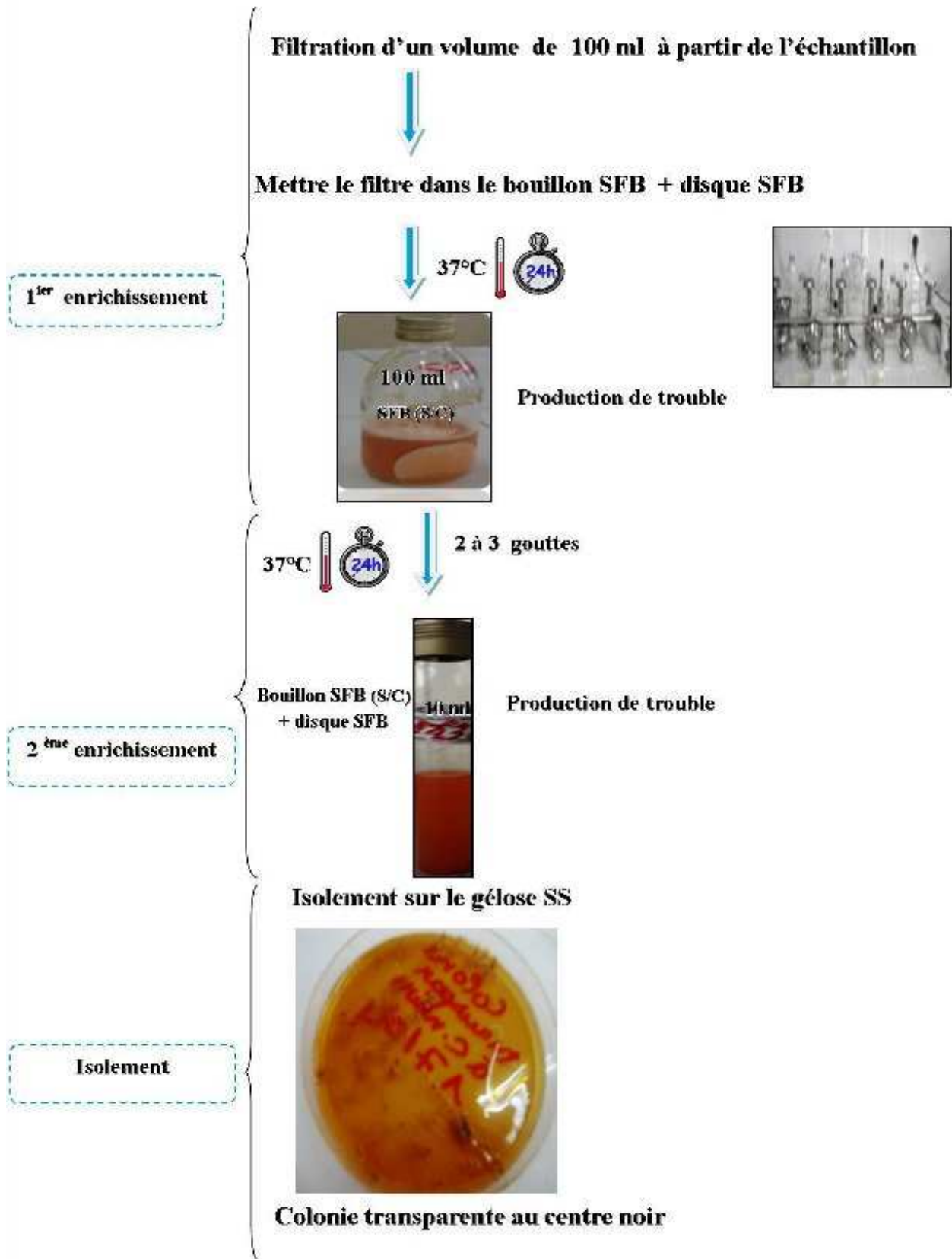


Figure V.16: Technique de recherche des Salmonelles

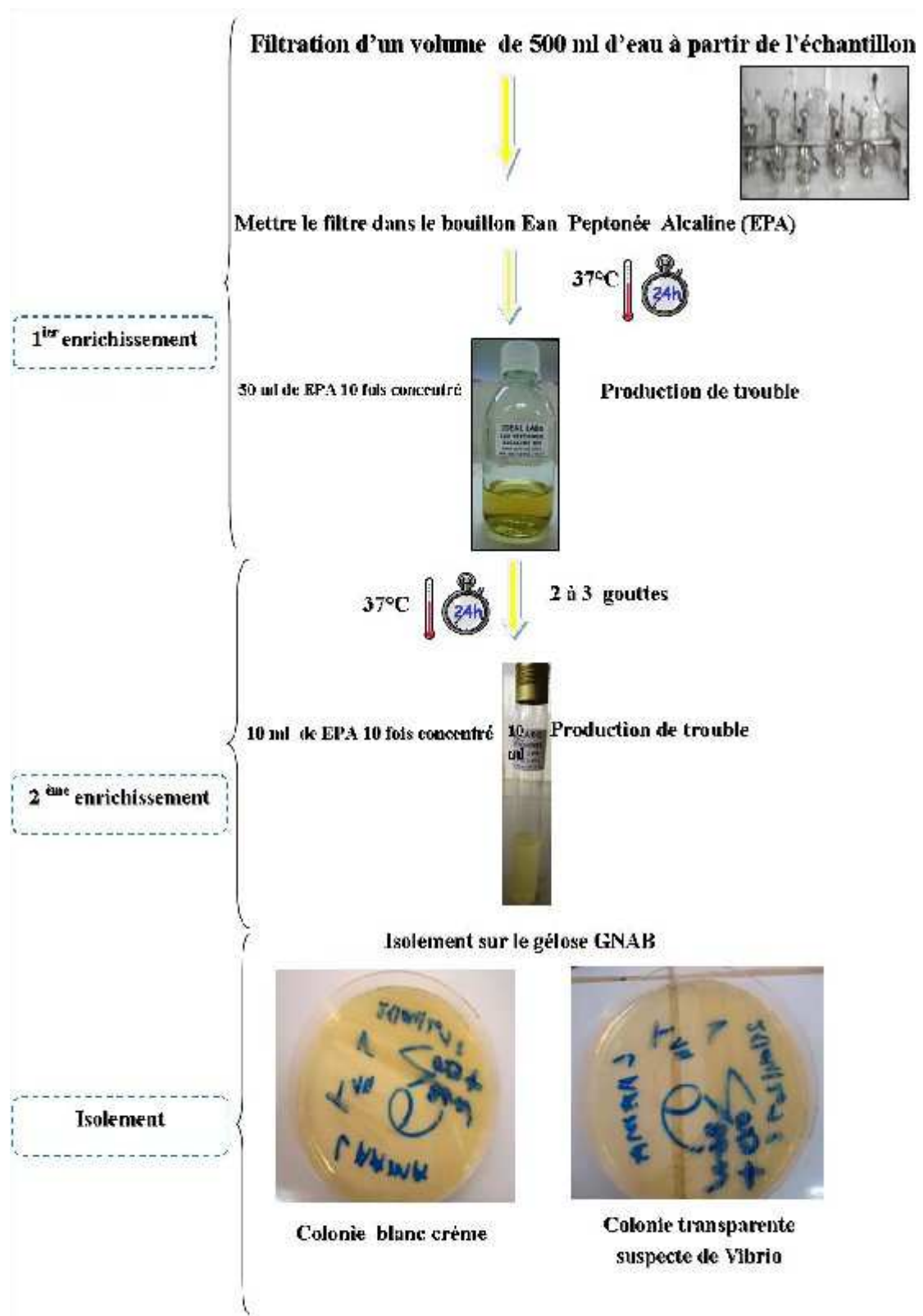


Figure V.17 : Technique de recherche des Vibrions

### 3.1.7. Techniques de caractérisation des germes recherchées

#### 3.1.7.1. Coloration de Gram

Elle est basée sur la différence de perméabilité des bactéries à l'alcool, donc sur leur capacité à retenir dans le cytoplasme un colorant primaire .cette différence de perméabilité est liée à une différence de structure pariétale des deux groupes Gram + et Gram- (figure V.18) ,et se trouve corrélée avec de nombreux autres caractères (BERAUD .,2004 ).

Le protocole de coloration de Gram selon DELLARRAS (2007) est le suivant :

- ✓ Préparer un frottis : À partir d'une culture bactérienne pure, on prend une colonie dans une lame avec une goutte de l'eau distillée bien étaler, puis la fixe à la chaleur.
- ✓ Recouvrir le frottis de violet de Gentiane ; laisser agir une minute ; rincer à l'eau distillée.
- ✓ Verser du Lugol et le laisser agir pendant une minute ; rincer à l'eau.
- ✓ Décolorer à l'alcool à 95%, entre 15 et 30 seconde ; rincer abondamment à l'eau du robinet.
- ✓ Recolorer avec la Fushine pendant 20 secondes ; rincer à l'eau.
- ✓ Sécher

Avec cette coloration double, les bactéries Gram positif apparaissent en violet foncé tandis que les bactéries Gram négatif sont colorées en rose.

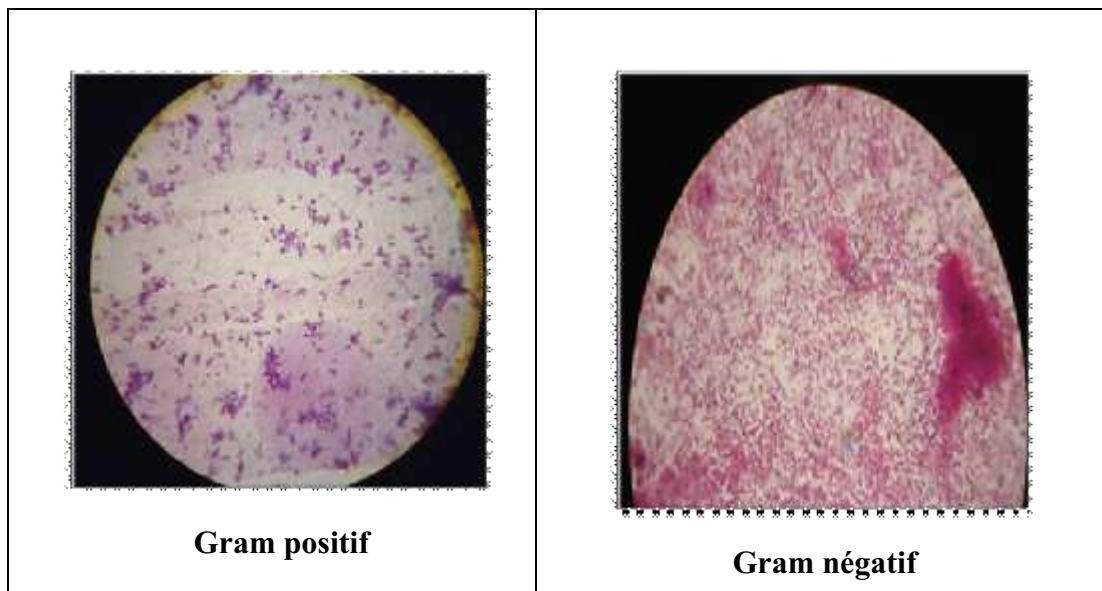


Figure V.18 : Coloration de Gram

### 3.1.7.2. Les tests enzymatiques

Vu le nombre de colonies à identifier, une discrimination est utile avant de passer à la galerie d'identification.

#### a. Test de catalase

La catalase est une enzyme présente chez la plus parts des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives (DELLARRAS et BERNARD ., 2003). Certaines réactions métaboliques aboutissent à la formation d'eau oxygénée toxique. Celle-ci peut être éliminée par des peroxydases ou par la catalase dont on peut ainsi résumer l'action :



La mise en évidence de la catalase se traduit par la production de bulles gazeuses d'oxygène à partir d' $\text{H}_2\text{O}_2$  (BERAUD ., 2004). On dépose une goutte de  $\text{H}_2\text{O}_2$  sur une lame porte objet et on écrase une colonie prélevée sur un milieu solide avec une pipette. Un test positif se traduit par un dégagement de gaz immédiat.

#### b. Test de l'oxydase

L'oxydase ou cytochrome oxydase est une enzyme présente dans certaines chaînes respiratoires cytochromiques bactériennes (DELARRAS., 2007).

Ce test s'effectue avec un réactif : le chlorhydrate de tétraméthylparaphénylène diamine ou l'oxalate de diméthylidiamine. Ces réactifs ayant le même potentiel d'oxydoréduction que le cytochrome C sont capables d'oxyder le réactif qui devient alors coloré : violet pourpre ou bleu pourpre (BERAUD., 2004).

La mise en évidence se fait en utilisant des disques OX. une colonie est prélevé et déposé sur le disque ; la réaction est positive s'il y a apparition d'une coloration violette.

#### c. Test uréase - indole

L'uréase est une enzyme qui hydrolyse l'urée alors que l'indole est un produit de dégradation du tryptophane après désamination (BERAUD ., 2004).

Le milieu utilisé est le milieu urée – indole de Ferguson où on doit inoculer à partir d'un milieu solide.

Pour le type de colonies, on prend deux tubes contenant le milieu urée – tryptophane, l'un est destiné à la recherche de l'uréase où on doit ajouter l'huile de vaseline pour éviter l'évaporation lors de l'incubation et l'autre pour la recherche de l'indole puis on incube à 37°C. Ce test est généralement pour vérifier la présence de *E. Coli* (figure V.19).

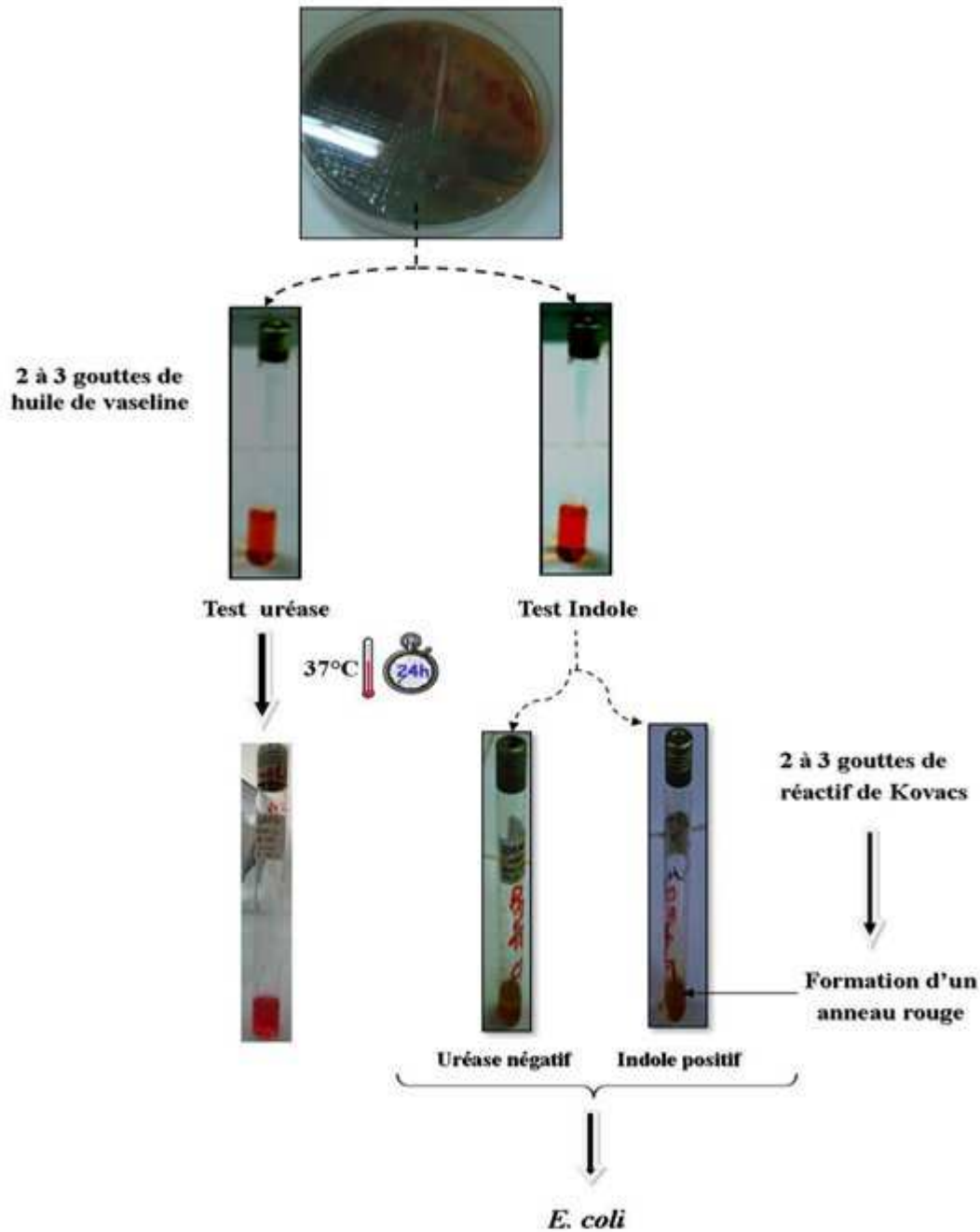


Figure V.19 : Test urée-indol

#### d. Décarboxylase

Certaines bactéries sont capables de scinder les acides aminés au niveau du groupement carboxylique en donnant des amines et du CO<sub>2</sub>. Ces carboxylases, spécifiques d'un substrat, sont très nombreuses, et certaines d'entre elles sont utiles pour l'identification : la lysine – décarboxylase (LDC), l'ornithine – décarboxylase (ODC) et l'arginine – dihydrolase (ADH)

Le milieu de culture qui permet de mettre en évidence ces carboxylases est celui de MOELLER, il contient du glucose, du pourpre de bromocrésol et l'acide aminé

(concentration 0,5%) dont on recherche le décarboxylation ;celle-ci est révélée par une alcalinisation (virage de la couleur au jaune) (BERAUD ., 2004 ). On utilise un témoin MOELLER contenant uniquement du glucose.

### 3.1.7.3. Milieu TSI

Ce milieu est utilisé principalement pour la caractérisation biochimique des entérobactéries et des *Salmonella* .il permet de mettre en évidence en 24 heures l'attaque du glucose, du lactose et /ou du saccharose ainsi que la production d'hydrogène sulfurés et du gaz (DELARRAS ., 2007).

L'ensemencement se fait en surface sur pente par des stries alors que pour le culot par un piqueur centrale à l'aide d'une pipette Pasteur (figure V.20).

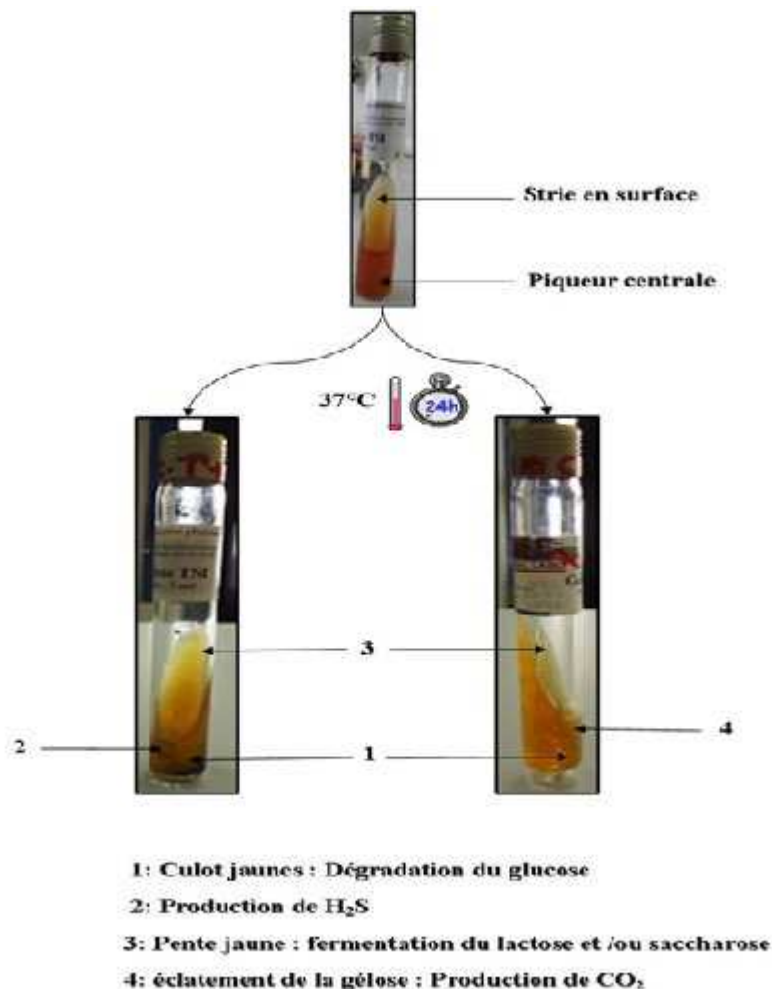


Figure V.20 : Milieu TSI

### 3.1.7.4. Galeries d'identification biochimique

L'identification des bactéries est en grande partie basée sur la mise en évidence de leurs caractères biochimiques, qui constituent souvent la plus grande partie de la galerie d'identification (BERAUD., 2004).

Dans la présente étude, on a utilisé la galerie API 20 E destinée aux *Enterobacteriaceae*. Le mode opératoire est bien détaillé dans l'annexe 8.

## 3.2. Analyses des paramètres physico-chimiques

### 3.2.1. Les matières en suspensions

La mesure est faite par une méthode gravimétrique qui repose sur le calcul de la masse de matière sèche en mg/l obtenue après séparation des MES de l'eau puis déshydratation à 105°C (REJSEK., 2002).

En utilisant le dispositif de filtration (figure 24), un volume d'eau (100 ml) de l'échantillon est filtré à travers un filtre (Wattman GF/C, diamètre : 47 mm), préalablement pesé. La concentration est calculée selon la formule suivante :

$$[\text{MES}] \text{ (mg/l)} = (\text{P}_2 - \text{P}_1) / \text{V}$$

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

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

P2 : poids du filtre sec après filtration (mg).

V : volume d'eau filtré (l).

### 3.2.2. La matière organique particulaire (MOP)

Elle représente le poids brûlé après calcination à 520°C pendant 2 heures en utilisant un four à moufle de marque *WISE THERM* (figure V.21), en suivant les étapes :

- Mettre les filtres précédents (celui de MES) dans des creusets en porcelaine numérotés.
- Peser les creusets contenant les filtres dans une balance *Pioneer TM* de précision 10<sup>-4</sup> g, soit (P<sub>1</sub>).
- Placer les creusets dans le four à moufle
- Laisser refroidir dans le dessiccateur.
- Peser les creusets avec les filtres, soit (P<sub>2</sub>).



**Figure V.21: four à moufle**

La concentration de la matière organique particulaire est calculée comme suit :

$$[\text{MOP}] (\%) = (P_2 - P_1) / P_{\text{MES}}$$

$P_2$  : poids du filtre après calcination en mg.

$P_1$  : poids filtre avant calcination en mg.

$P_{\text{MES}}$  : poids des matières en suspension en mg.

### 3.2.3. Demande biochimique en oxygène ( $\text{DBO}_5$ )

La mesure est faite par une méthode manométrique avec des manomètres de marque OxiTop à affichage numérique qui se fixe directement sur le flacon de DBO (figure V.22).

Les micro-organismes qui se trouvent dans l'échantillon consomment l'oxygène en formant du  $\text{CO}_2$ . Celui-ci est absorbé par  $\text{NaOH}$ . Il s'ensuit une dépression dont la mesure peut être lue directement dans la DBO en mg/l. (annexe 6).



**Figure V.22: DBO mètre**

Le mode opératoire est décrit dans le catalogue de l'appareil est le suivant:

- Choisir l'échelle de mesure qui est en fonction du volume à analyser ; une prise d'essai est de 400 ml.
- Introduire pour chaque flacon un barreau magnétique pour assurer l'agitation.
- Mettre deux pastilles de soude (Na OH) dans un ruban en caoutchouc dans le goulot de la bouteille.
- Introduire les flacons dans le thermostat réfrigéré réglé à une température de 20°C pendant 5 jours.

### 3.2.4. Dosage des matières minérales azotées et phosphorées

Dans cette étude, le dosage d'ammonium, nitrite, nitrate et d'orthophosphate est effectué par une méthode colorimétrique à flux continu sur une chaîne automatisée « Auto Analyser San Plus » de 3<sup>ème</sup> génération (figure V.23).



**Figure V.23: Auto Analyser San Plus**

Ces sels réagissent dans certaines conditions (présence de catalyseurs, température, pH,...) avec des réactifs spécifiques pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde ( $\lambda$ ).

L'absorption de la lumière dépend de l'intensité de la coloration qui est plus forte si l'eau est concentrée en sel dosé. La quantité de la lumière absorbée par la solution (absorbance A) ou bien densité optique (D .O) est calculée selon la loi **BEER-LAMBERT** qui est la suivante :

$$A = D.O = \ln\left(\frac{I_0}{I}\right) = \epsilon.L.C$$

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

**$\epsilon$**  : Coefficient d'extinction molaire variant en fonction de la température et de la longueur d'onde.

**$L$**  : Longueur du milieu traversé exprimé en cm.

**$C$**  : Concentration de la solution absorbante exprimée en mol/l.

**$A$**  : Absorbance de la solution.

**$D.O$**  : Densité optique de la solution.

Le dosage de chaque sel est fait selon les protocoles définis par SKALAR (1998) (annexe 2,3 et 4).

### 3.2.4.1. L'azote ammoniacal

Il y a formation, en milieu alcalin, d'un composé de type indophénol par réaction des ions ammonium avec du phénol et de l'hypochlorite, en présence de nitroprussiate comme catalyseur. On mesure, à la longueur d'onde de 630 nm, l'absorbance de la coloration bleu obtenue qui est proportionnelle à la concentration (annexe 2) (**REJSEK., 2002**).

### 3.2.4.2. Nitrite

La concentration en nitrite est mesurée selon une méthode colorimétrique basée sur la réaction de Griess optimisée en 1952 par Bendschneider et Ronbinson. La diazotation de l' amino-4-benzènesulfonamide par les nitrites en milieu acide et sa copulation avec le dichlorure de N-(naphtyl-1) diamino-1,2 éthane donne un complexe coloré pourpre susceptible d'un dosage spectrométrique (annexe 4) (**RODIER et al., 2009**).

### 3.2.4.3. Nitrate

La méthode adoptée est fondée sur le dosage des ions  $NO_2^-$  obtenus par réduction quantitative des ions  $NO_3^-$  après passage de l'échantillon sur une colonne de cadmium traité au cuivre (Wood et al. 1967). La concentration en nitrate est donc obtenue en sous-trayant la concentration en nitrite déterminée séparément sans réduction. Les nitrates réduits en nitrites sont dosés par spectrophotométrie à 543 nm (annexe 4) (**RODIER et al., 2009**).

### 3.2.4.4. Phosphate

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium, les orthophosphates donnent un complexe phosphomolybdique qui, réduit par l'acide ascorbique, développe une coloration

bleue susceptible d'un dosage spectrométrique. Certaines formes organiques pouvant être hydrolysées au cours de l'établissement de la coloration et donner des orthophosphates, le développement de la coloration est accélérée par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium (annexe 3) (RODIER et al., 2009).

### 3.3. Dosage de la chlorophylle

la mesure des pigments phytoplanctoniques est basée sur leurs propriétés optiques : absorption de la lumière (spectrométrie) ou fluorescence (fluorimétrie). Dans le cas de cette étude, on adopte celle de spectrométrie UV visible de marque *HITACHI U* dont le principe est le suivant :

La chlorophylle *a* est un constituant intracellulaire, sa mesure nécessite la récupération des cellules en suspension dans le milieu par filtration. Le matériel cellulaire récolté sur le filtre subit une extraction par solvant (RODIER et al., 2009).

On adopte la méthode de *Lorenzen* pour calculer les concentrations, elle consiste à mesurer l'absorbance à deux longueurs d'onde (665 nm et 750 nm) sur l'extrait non acidifié puis sur le même extrait après acidification (en milieu acide, la chlorophylle *a* produit de la phéopigmentation). On filtre 100 ml de l'échantillon à l'aide de la rampe de filtration (figure 24) en utilisant un filtre en fibre de verre (GF / F), de porosité environ 0,45 µm et de diamètre de 47 mm. Le mode opératoire est schématisé dans la figure V.24 ;

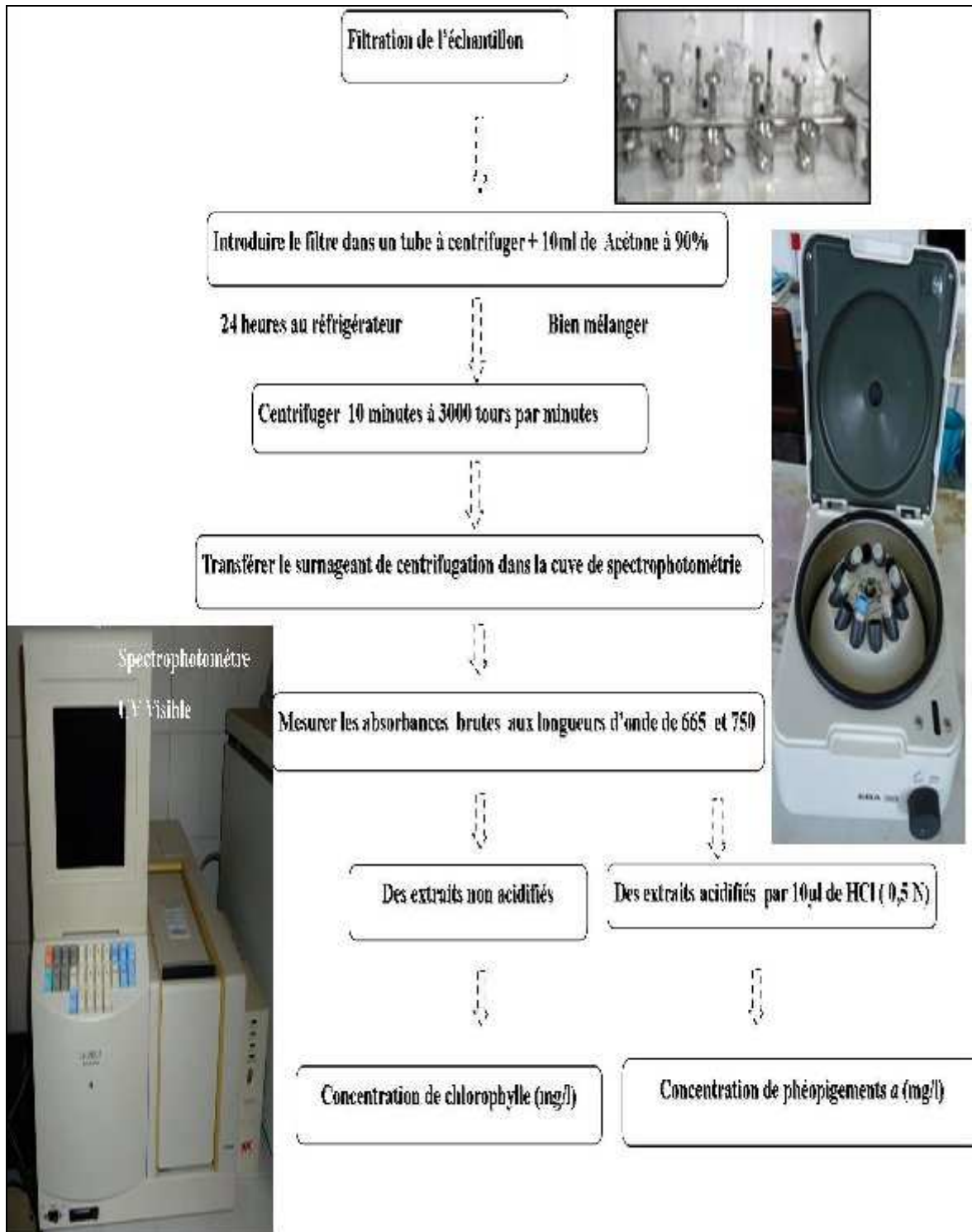


Figure V.24: Etapes de dosage de la chlorophylle a et des phéopigments

Selon **RODIER et al (2009)**, Les concentrations de chlorophylle a et phéopigments a se calculent d'après les relations :

$$[\text{Chlorophylle a}] (\mu\text{g/l}) = [(A_{0665} - A_{0750}) - (A_a665 - A_a750)] (27 \text{ v/ V} * \text{ l})$$

$$[\text{Phéopigement a}] (\mu\text{g/l}) = [1,7 (A_{0665} - A_{0750}) - (A_{a665} - A_{a750})] (27 v / V * l)$$

$A_0$  et  $A_a$  respectivement les absorbances avant et après acidification ;

$v$  : Volume (en ml) d'acétone utilisé ;

$V$  : Volume (en L) d'échantillon filtré ;

$l$  : Trajet optique de la cuve de mesure (en cm) ;

$27$  : Facteur déterminé expérimentalement ;

$1,7$  : Facteur déterminé expérimentalement.

### 3.4. Dosage des hydrocarbures totaux

Les hydrocarbures totaux sont extraits par le tétrachlorure de carbone en milieu acide, puis dosés, après purification, par spectrométrie infra-rouge à une longueur d'onde donnant un maximum d'absorption dans la région de 3290 à 3510 nm (RODIER et al., 2009) .

Les étapes de dosage sont schématisé dans la figure 43 .Le mode opératoire détaillé se trouve dans l'annexe 7.

La concentration des hydrocarbures totaux dans les eaux usées est calculée comme suit : (AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983) :

$$[\text{Hydrocarbures}] (\text{mg/l}) = C (V_0 / V) (V_1 / V_P)$$

$C$  : concentration en hydrocarbures dans l'extrait de  $\text{CCl}_4$  (mg / l).

$V_0$  : volume de  $\text{CCl}_4$  ajouté à l'eau.

$V_p$  : volume aliquote de l'extrait soumis à la purification sur Florisil (ml),  $V_p = 20$  ml

$V_1$  : volume total après purification sur Florisil (ml).

$V$  : volume d'échantillon d'eau extrait (l).

la lecture des résultats a été faite au niveau du centre de recherche appliquée en physico-chimie de Bousmail (CRAPC) .

la figure suivante représente les étapes suivi pour le dosage des hydrocarbures totaux.

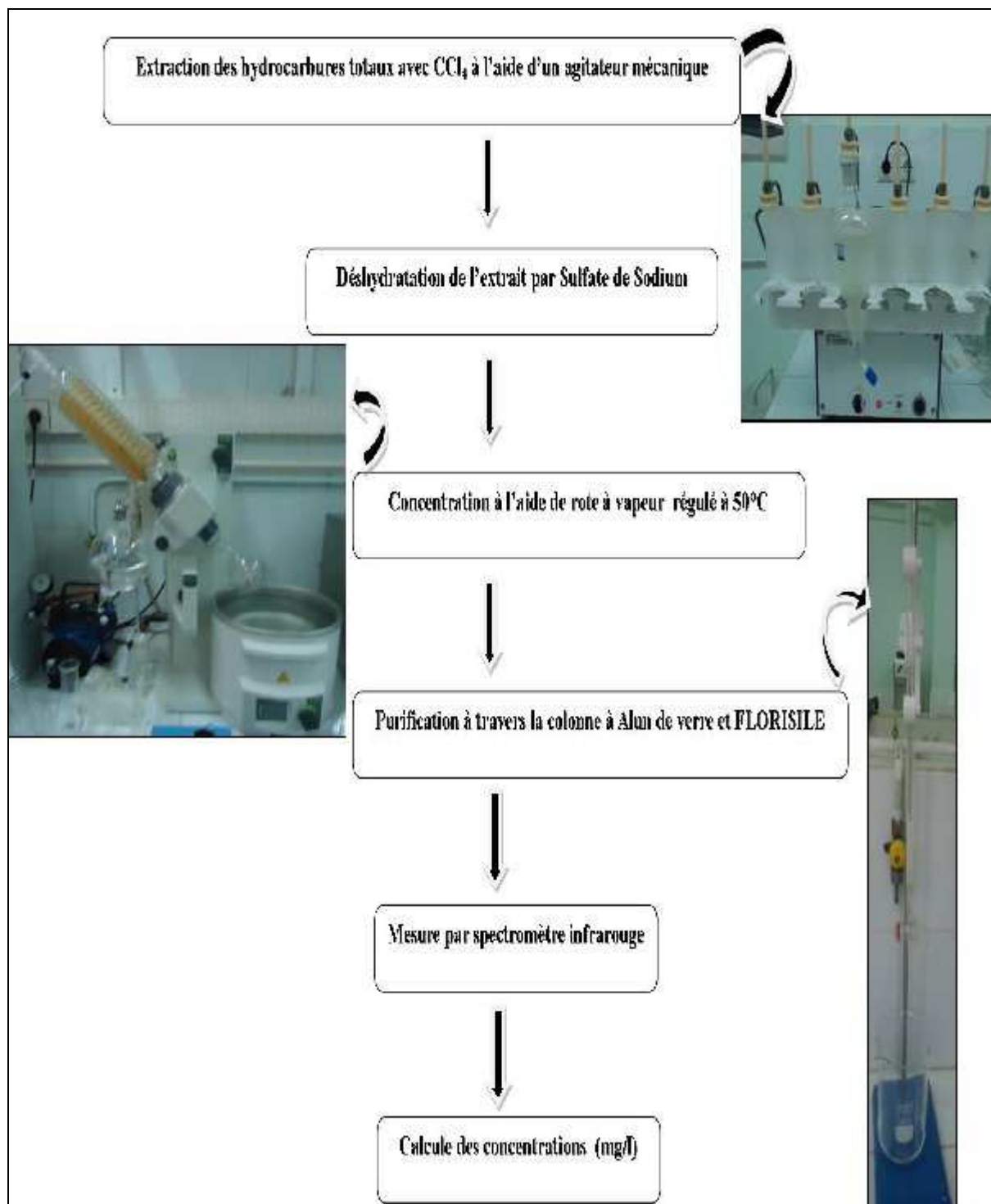


Figure V.25: Etapes de dosage des hydrocarbures totaux

### 3.5. Dosage des métaux lourds

Cette analyse ne concerne que le témoin (eau épurée) et les échantillons de la photocatalyse et qui sont désinfectées par les UVA, UVC après 1 heure d'exposition et UV solaire après 6 heures d'exposition.

Les échantillons destinés au dosage d'éléments à l'état de trace, sont prélevés dans des bouteilles en plastique et sont stabilisés à  $\text{pH} < 2$  par ajout de 5 ml de HCl.

le dosage des métaux lourds essentiellement Nickle (Ni), Cuivre (Cu), Zinc (Zn), Chrome (Cr), Fer (Fe), Cadmium (Cd) et Cobalt (Cb) il a été effectué par la méthode d'absorption atomique (SAA) à flamme selon la norme ISO 8288- 1986 par l'office nationale d'assainissement (ONA) à BERAKI. Le protocole suivi est détaillé dans l'annexe 11.

## **Chapitre VI : Résultats et Discussion**

Les échantillons d’eaux épurées au niveau de la STEP de Tipaza, les eaux épurées traitées par UV solaires et artificiels ainsi que les eaux traitées par photocatalyse ont fait l’objet des analyses physico-chimiques et bactériologiques, et les taux obtenus ont été discutés

### 1. Les paramètres physicochimiques

Les caractéristiques physicochimiques requises pour les eaux épurées à la sortie de la STEP de Tipaza sont reprises dans le tableau suivant.

**Tableau VI.1 : caractéristiques physicochimiques des eaux épurées (SEAAL ., 2012)**

	MES (mg/l)	Température (°C)	pH	Conductivité (µs/cm)	DCO (mg /l)	DBO <sub>5</sub> (mg/l)
<b>Moyenne</b>	69,75	18,7	7,89	1537,75	126,5	33
<b>écart type</b>	53,26	1,83	0,33	100,57	108,69	38,79

#### 1.1. Température, pH, Conductivité

L’eau désinfectée par les UV solaires a une température qui varie entre 32 °C et 24,5°C avec une moyenne de 28,08 et un écart type de 2,84 (tableauVI.2).

Cette différence est liée aux conditions climatiques, ce qui reflète une température saisonnière mais au cours de la même journée, on assiste une évolution de la radiation et de l’énergie solaire incidente (annexe 5).

Les premières heures d'exposition sont marquées par de faibles énergies incidentes puis elle augmente au fur et à mesure pour atteindre un pic entre 12 h et 14h (annexe 5).

**Tableau VI.2: Valeurs extrêmes, moyenne et écart type des eaux désinfectées par les UV solaires**

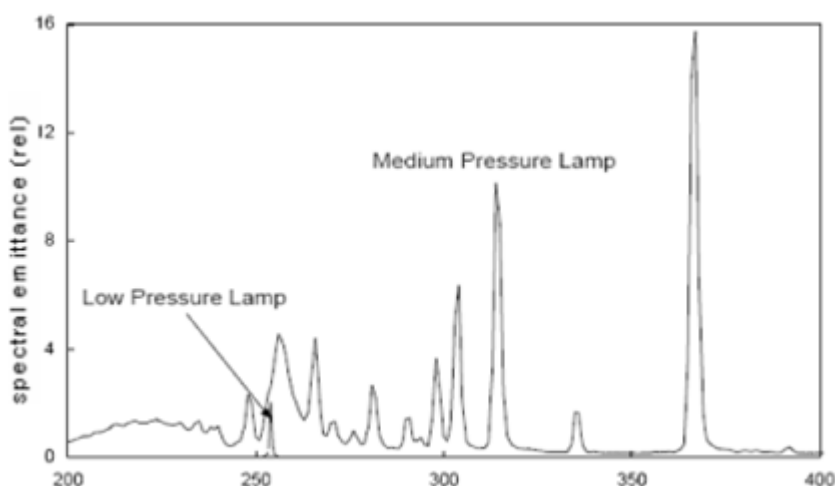
	Température (°C)	pH	Conductivité (µs/cm)
<b>valeur maximal</b>	32	8,2	1534
<b>valeur minimal</b>	24,5	7,12	1413
<b>moyenne</b>	28,08	7,70	1444
<b>écart type</b>	2,84	0,26	28,14

La température moyenne des eaux désinfectées par les UVA et les UVC augmente légèrement par rapport celle de témoins (eau épurée) (Tableau VI.3).Ceci révèle l’intensité de la radiation provenant des lampes utilisées.

**Tableau VI.3: Moyenne et écart type des eaux désinfectées pour les UV artificiels**

	Température (°C)		pH		Conductivité (µs/cm)	
	UVA	UVC	UVA	UVC	UVA	UVC
<b>Moyenne</b>	19,64	20,07	7,53	7,37	1329,77	1370,25
<b>écart type</b>	1,379	1,40	0,25	0,13	146,87	142,93

Les lampes des UVA et UVC utilisées dans cette étude sont celles de moyenne pression avec une longueur d'onde qui est respectivement 365 nm et 254 nm. Selon **BEN MESSOUDE (2009)**, l'augmentation de la température peut être expliquée du fait que l'énergie perdue par la production de chaleur est beaucoup plus grande pour les lampes moyenne pression que pour les lampes basse pression (figure VI.1).



**Figure VI.1 : Spectres d'émission relatifs des lampes à basse pression et à moyenne pression (BOLTON, 1999 in BEN MESSAOUD., 2009)**

D'après les tableaux VI.2 et VI.3, les valeurs moyennes de pH varient entre 8,2 et 7,14. Ces résultats semblent normaux car la composition des eaux usées destinées au traitement est assez variable.

Les valeurs moyennes de la conductivité varient entre 1119 µs/cm et 1534 µs/cm, cette augmentation est due à la présence des sels dissous, elle est aussi en fonction de la température (**CHAUSSADE et MESTRALLET., 2005**).

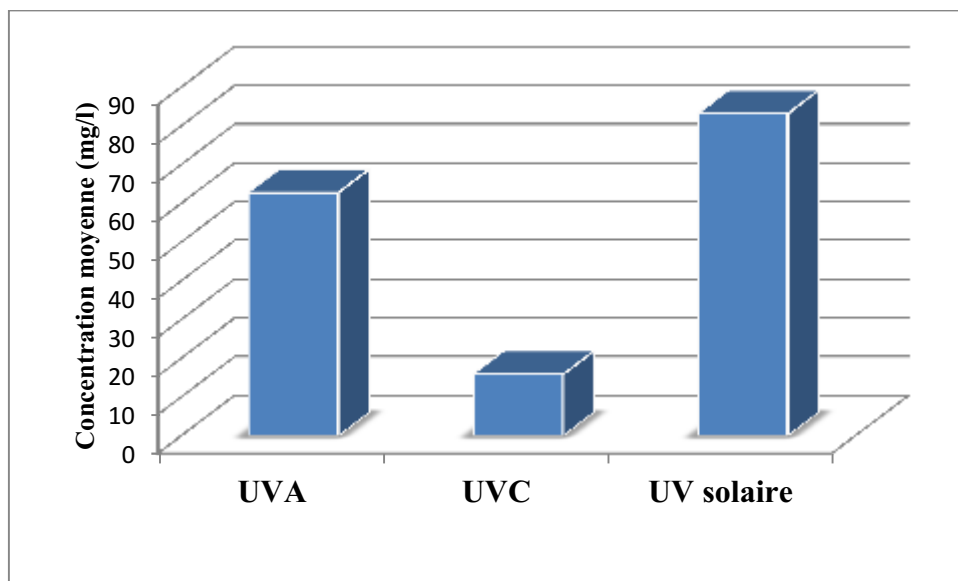
## 1.2. La Demande biochimique en Oxygène DBO<sub>5</sub>

Faute de moyens, seuls quelques échantillons ont fait l'objet de cette analyse, il s'agit principalement de témoin, eaux désinfectées par les UV solaires et celle par les UV artificiels.

Il repose sur la mesure de l'oxygène consommé dans un échantillon d'eau pour dégrader la pollution initiale par voie biochimique (**REJESK., 2002**). Les composés susceptibles d'être oxydés

sont la matière organique carbonée utilisée par les microorganismes hétérotrophe, Matière azoté organique ou ammoniacale qui peut être dégradé par des bactéries nitrifiante et composés minéraux présents sous forme réduite qui peuvent agir avec l’oxygène comme sulfure, sulfites et fer ferreux (REJESK., 2002).

La figure ci-dessous représente les concentrations moyennes des DBO<sub>5</sub> pour les eaux traitées par les UV artificiels et UV solaires. Les DBO<sub>5</sub> enregistrées dans les eaux épurées issues de la STEP sont particulièrement élevées et nettement supérieures à celles communiquées par l’ONA, les jours de prélèvement des eaux au niveau du clarificateur se caractérisent par un temps orageux et il y avait même un cyclone qui avait frappé la région de Tipaza.



**Figure VI.2 : variation de la concentration moyenne de DBO<sub>5</sub> des eaux traitées par les UV solaires et artificiels**

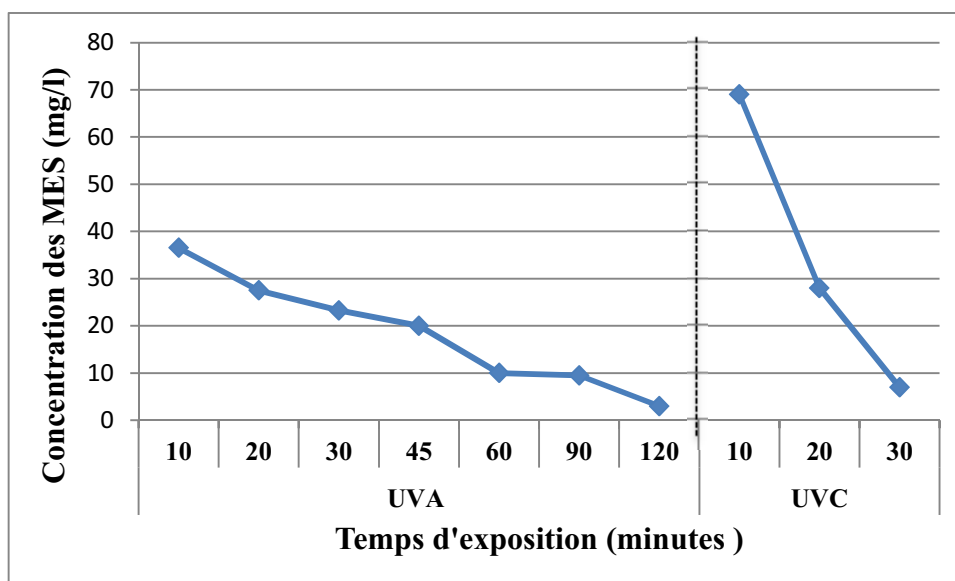
La concentration élevée en DBO<sub>5</sub> révèle la présence des microorganismes. La DBO<sub>5</sub> correspond aux phases d’assimilation et synthèse bactérienne. (CHAUSSADE et MESTRALLET., 2005). Ceci reflète la présence des bactéries capable de dégrader la matière polluante.

Néanmoins, la désinfection des eaux épurées par les UV solaires et artificiels semble contribuer à l’abattement de la DBO<sub>5</sub>. Celle-ci passe de 83,12 mg/l (tubulaire) à 62,8 mg/l (UVA) et en fin à 15,85 mg/l, soit un abattement de plus de 80% grâce au traitement avec les UVC. Ce dernier semble être efficace dans l’élimination de la charge polluante biodégradable.

### 1.3. Les matières en suspension

### 1.3.1. L'action des UV Artificiels sur les MES

La figure ci-dessous représente la variation de la concentration moyenne des MES en fonction de temps d'exposition.



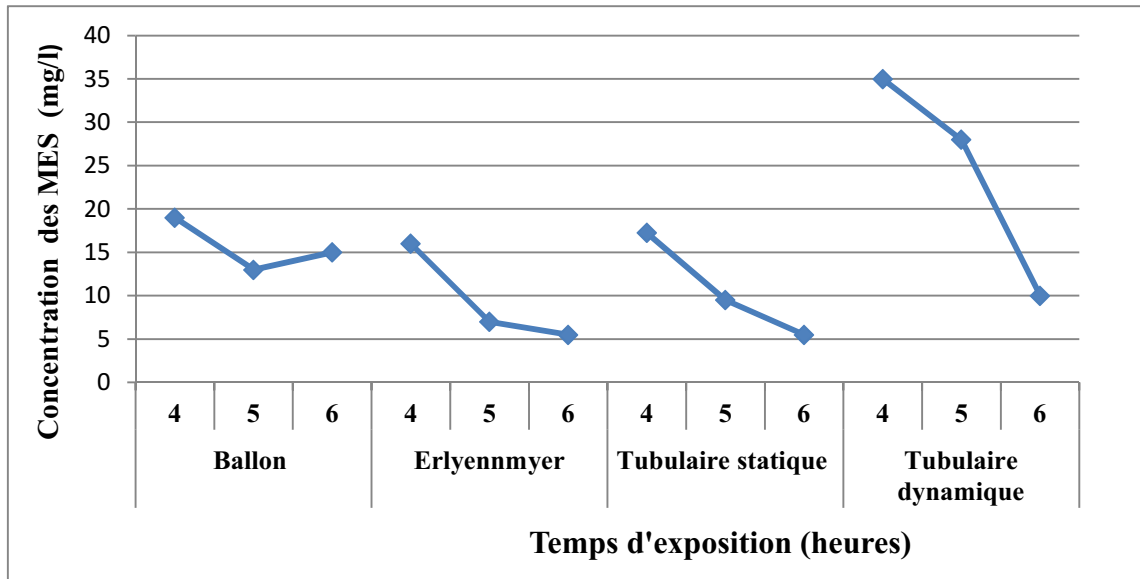
**Figure VI.3: variation des concentrations moyennes des MES en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels**

En ce qui concerne les UVA, on remarque que la concentration moyenne des MES diminue en fonction du temps d'exposition. En effet, elle passe de 69,75 mg/l à 3 mg/l au bout de deux heures de traitement, soit un abattement de l'ordre de plus de 95%. Ceci trouve une explication dans la dégradation de la matière organique ou/et sa dissolution. Une diminution du même ordre est observée après traitement avec les UVC au bout seulement de 30 minutes.

Selon **RODIER et al (2009)**, La composition des matières en suspension est variable, elle fait intervenir aussi bien des éléments chimiques à l'état de traces que les micro-organismes, en particulier, les argiles et les particules organiques. Il apparaît vraisemblablement que les UVC permettent une meilleure réduction des MES en un laps de temps très court.

### 1.3.2. L'action des UV solaires sur les MES

Au regard de la figure VI.4, on remarque que pour tous les photoréacteurs, la concentration moyennes des MES diminue en fonction de temps d'exposition. En effet, on enregistre une réduction de près de 70% pour l'ensemble des dispositifs à l'exception des ballons.



**Figure VI.4: comparaison des variations des concentrations moyennes des MES en fonction de temps d'exposition aux UV solaires**

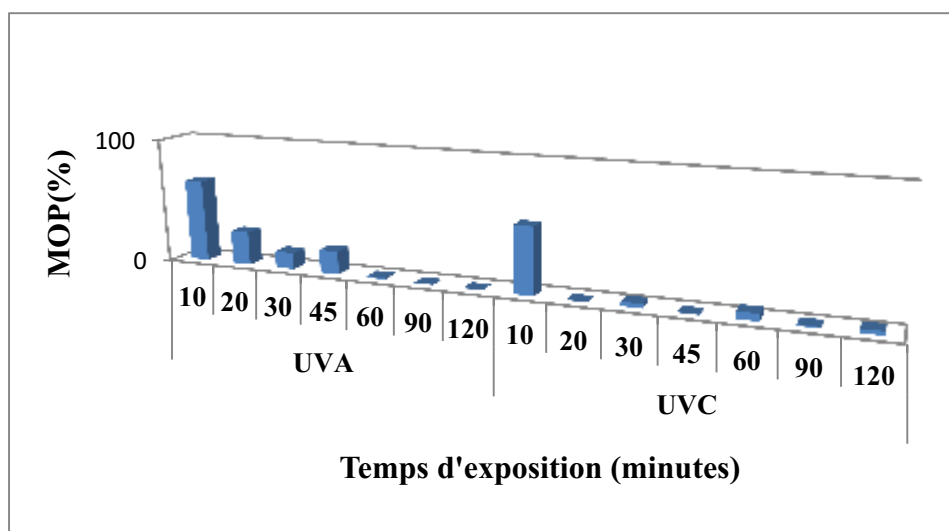
La diminution de la concentration des MES en fonction de temps d'exposition trouve une explication dans la minéralisation de la matière organique.

Par ailleurs, la forme du dispositif, la nature du verre et l'incidence des rayonnements solaires influent sur l'abattement des MES.

Par ailleurs, le dispositif tubulaires dynamiques semble avoir un meilleur effet sur la réduction des taux moyens des MES par rapport à celui statique.

#### 1.4. La matière organique particulaire

La figure VI.5 montre que le pourcentage moyen de la matière organique particulaire diminue en fonction de temps d'exposition, ceci vient conforter les résultats obtenus pour les MES .

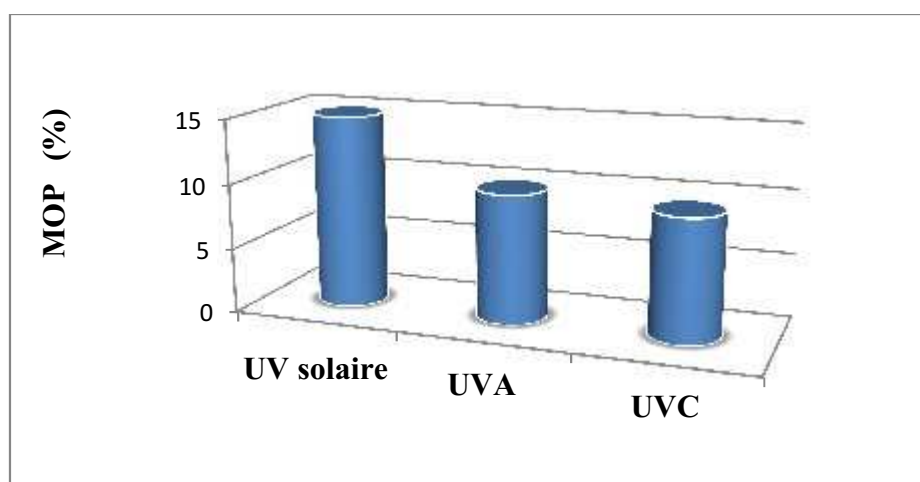


**Figure VI.5 : pourcentage de la matière organique particulaire en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels**

On constate aussi que les UVC permettent une meilleure élimination de la fraction organique en un temps très court (20 minutes).

Une comparaison de pourcentage moyen de la matière organique particulaire contenue dans les eaux traitées par les UV solaires, UVA et UVC (figure IV.6) montre que le taux de matière organique est relativement important dans le cas des UV solaires par rapport aux autres.

Cette constatation peut s'expliquer du fait que la dégradation de la matière organique particulaire est plus importante par les UV artificiels essentiellement par les UVC que par les UV solaires, d'autant plus une grande fraction des MOP est représentée par les micro-organismes qui sont particulièrement sensibles aux UVC.

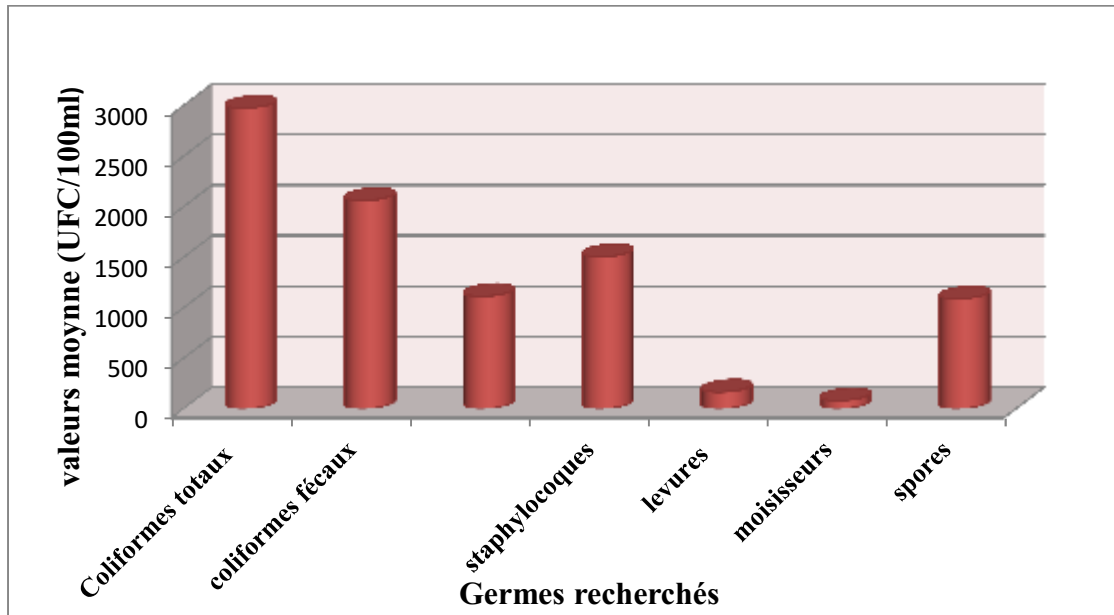


**Figure VI.6 : pourcentage moyen de la MOP pour les UV solaires et artificiels**

## 2. Evaluation de la qualité microbiologique des eaux désinfectées

### 2.1. Caractéristiques des eaux épurées de la STEP de TIPAZA

Les eaux épurées par boues activées au niveau de la STEP de Tipaza ont fait l'objet des analyses microbiologiques. La figure ci-dessous représente les valeurs moyennes des charges bactériennes initiales dans les eaux ayant servi aux expérimentations (eaux témoins).



**Figure VI.7: Représentation des concentrations moyennes des micro-organismes contenues dans les eaux épurées de la STEP de Tipaza prélevées durant les journées d'expérimentations.**

Parmi les indicateurs de pollution d'origine fécale, il y a les coliformes (totaux (CT), fécaux dont *E.coli* (CF) et les streptocoques fécaux (SF)) et les indicateurs de proximité (les staphylocoques (ST) dont *S.aureus*, les levures (L) et moisissures (M) ainsi que les spores des anaérobies sulfitoréducteurs (S)).

Nous avons également procédé à la recherche (présence ou absence) des germes pathogènes tels que les salmonelles et les vibrions.

Bien que le traitement des eaux usées par boues activées ait permis une bonne élimination de la charge organique, il reste insuffisant sur le plan microbiologique. Les concentrations moyennes aussi bien en germes de contamination fécale que de proximité sont nettement supérieures à ceux obtenues l'année dernière pour la même période (BOUMRAR et MOUSSAOUI., 2011).

En outre, il a été identifié des germes potentiellement pathogènes tels que *Salmonella cholerasuis arizonae*, *Salmonella enterica sub sp*, *Salmonella spp*, *Plesiomonas*, *Aeromonas hydrophila*, *Clostridium perfringens*.

Afin d'exprimer la qualité microbiologique des eaux désinfectées par photolyse ou photocatalyse, on détermine l'abattement pour tous les microorganismes étudiés.

le taux d'abattement représente la différence entre le nombre des microorganismes présents avant et après la désinfection. il est généralement exprimé en pourcentage.

### 2.2. Photolyse

#### 2.2.1. Désinfection des eaux épurées par photolyse solaire

##### a) Comparaison dans entre le dispositif tubulaire dynamique et statique

Les figures VI.8 et VI.9 représentent les taux d'abattelements des différents germes enregistrés après traitement. Le taux d'abattement pour les coliformes totaux et fécaux est nul dans le système tubulaire stationnaire.

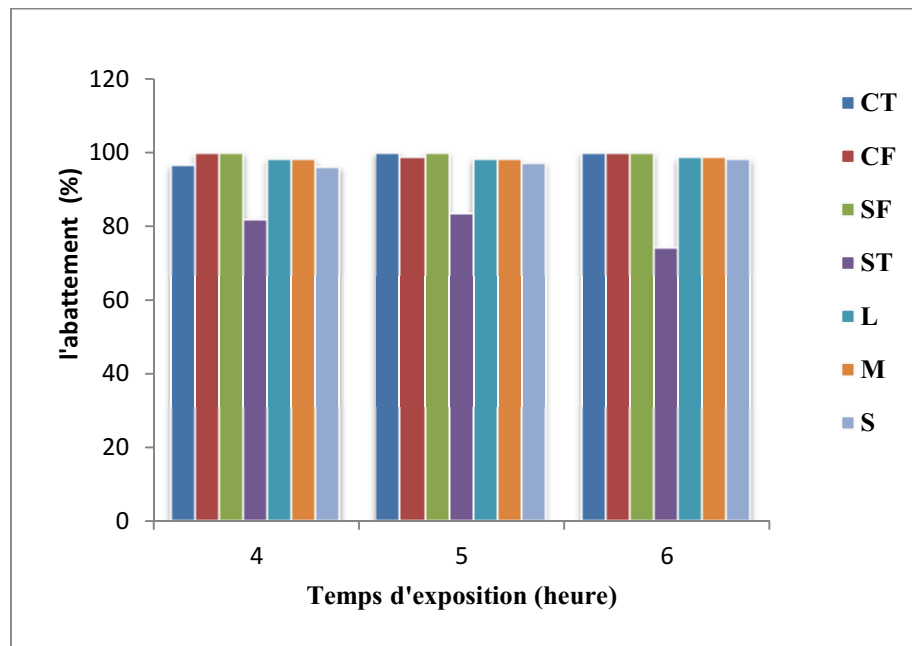


Figure VI.8 : Taux abattelements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire dynamique

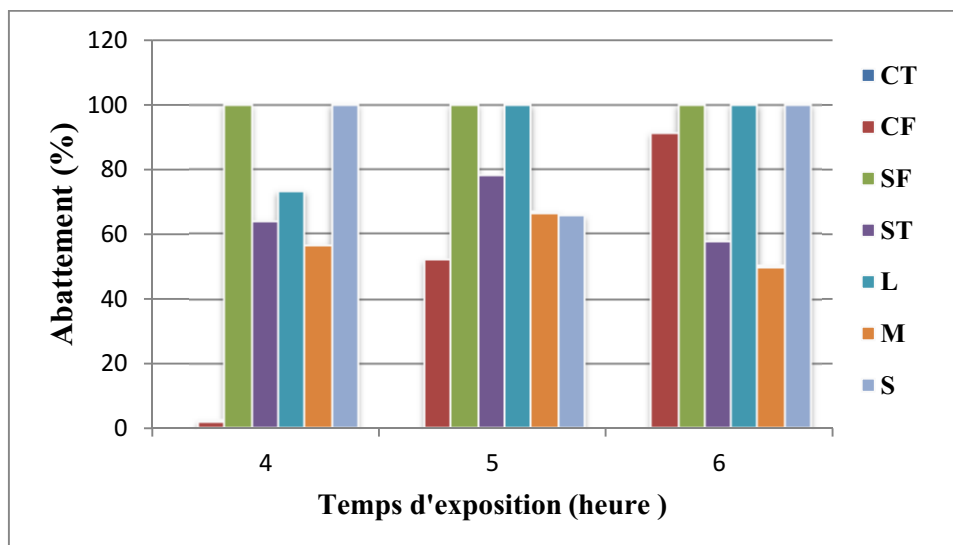


Figure VI.9 : Taux abattelements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire statique

On remarque que le rendement d'élimination des coliformes totaux (CT), fécaux (CF) dont *E.coli* est très important après quatre heures d'exposition et atteint son maximum (100%) après six heures dans le photoréacteur tubulaire dynamique. Il semblerait que la recirculation permet une meilleure homogénéisation des eaux et exposition au soleil.

Ces résultats peuvent être expliqués par l'inactivation des bactéries sous l'effet des rayonnements solaires. L'inhibition serait due à l'action des UVA, du visible et surtout des UVB via une action directe sur l'ADN (DAVIES-COLLEY et al., 1999; SINTON et al., 1999; MUELA et al., 2000a, 2000b, 2002 in ALLON., 2010). En plus de l'effet létal, l'exposition des bactéries aux radiations ayant pour cible l'ADN (UVB), entraîne souvent la formation de bactéries viables mais non cultivables (POMMEPUY et al., 1996; MUELA et al., 2000a; WINFIELD and GROISMAN., 2003 in ALLON., 2010).

Au regard des résultats, on constate que la sensibilité des micro-organismes aux UV est variable. Ceci peut être expliqué par les différences de composition de l'enveloppe bactérienne entre bactéries à Gram négatif (Coliformes) et à Gram positif (streptocoques fécaux, staphylocoques) (ALLION., 2004).

Les bactéries Gram négatif seraient plus résistantes que les bactéries Gram positif du fait de la protection conférée par le lipopolysaccharide de la paroi des bactéries à Gram négatif, qui constitue une barrière pour les composés toxiques générés lors de la photolyse de l'eau (JEMLI et al., 2002; JORI et BROWN 2004 in MAIGA., 2010).

Cependant, certaines bactéries Gram positif, grâce à leur capacité de sporuler, sont résistantes aux rayonnements. C'est le cas des *Clostridium sulfitoréducteurs*.

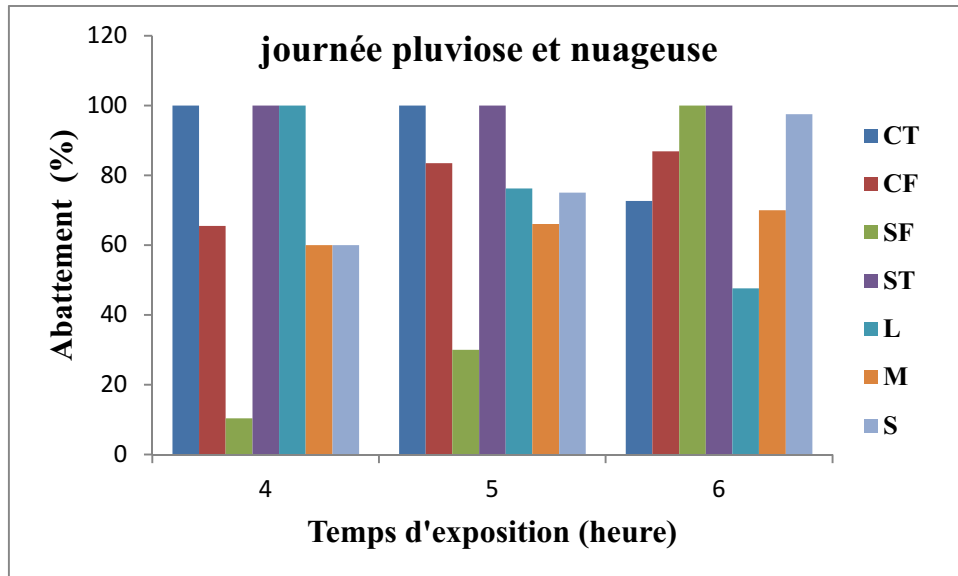
Néanmoins, on constate des fluctuations dans les taux d'abattements des coliformes totaux, fécaux et les staphylocoques surtout après 4 et 5 heures d'exposition.

Les bactéries exposées aux radiations solaires seraient capables de se régénérer par des procédés d'excision et de réparation de l'ADN endommagé (Davies-Collel, et al., 1997 ; SINTON et al., 2002 in ALLON., 2010). C'est la «Photoréactivation». La réaction est catalysée par des longueurs d'onde de 320 à 500 nm, c'est à dire sous l'action de la lumière solaire (MIGNOT., 2006).

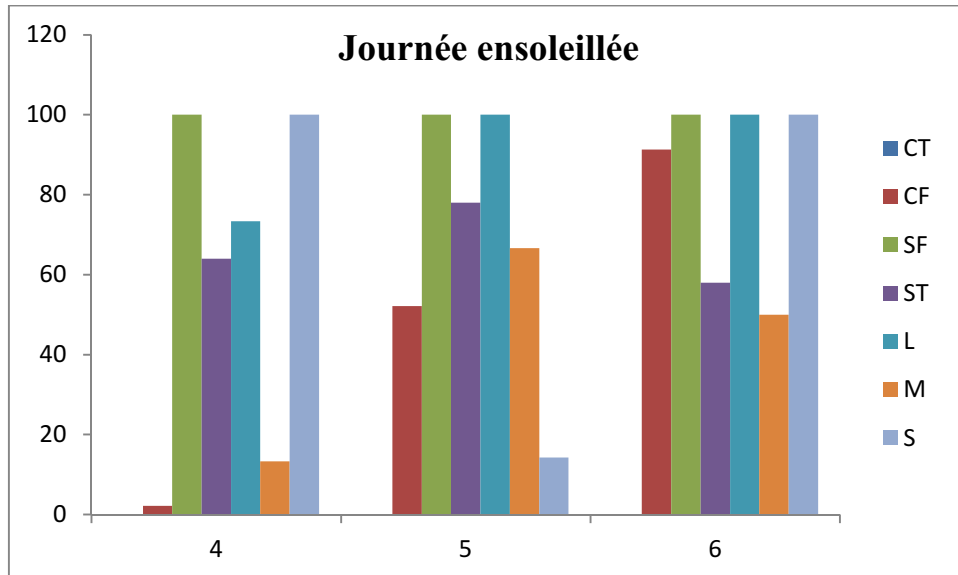
Des études au laboratoire (HAARIS et al., 1987 in MIGNOT., 2006) ont montré des accroissements de 2 à 3 log en *Escherichia coli* après exposition à la lumière du visible.

**b) L'influence des conditions climatiques sur le rendement de désinfection**

Les résultats des taux d'élimination des germes suivant l'intensité lumineuse sont illustrés dans la figure VI.10 et VI.11 .



**FigureVI.10 : taux abattements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire statique en journée pluvieuse et nuageuse**



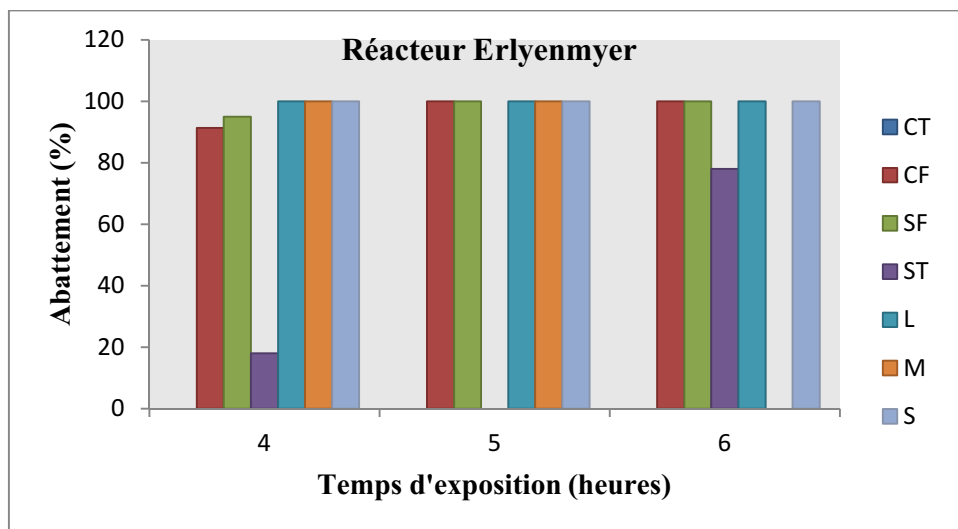
**Figure VI.11: taux abattements des micro-organismes dans le réacteur tubulaire statique en journée ensoleillée**

Les abattements obtenus durant la journée ensoleillée sont relativement plus importants que ceux enregistrés au cours de la journée pluvieuse et nuageuse. Ceci en tenant compte de la charge polluante initiale du témoin (eau épurée).

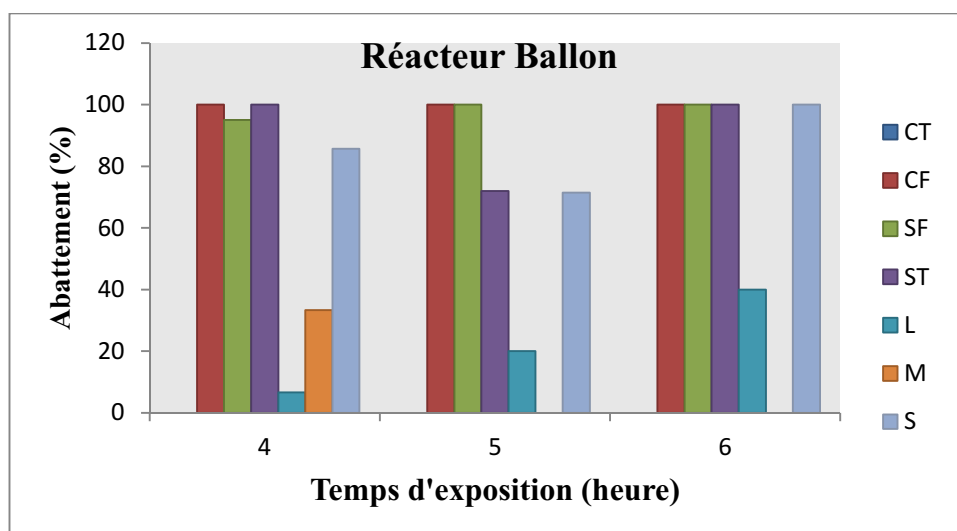
Il en ressort donc que l'inactivation des microorganismes est plus importante lors d'une journée ensoleillée.

### c) Comparaison des performances de désinfection des eaux épurées en fonction de la géométrie des photoréacteurs

D'après les figures VI.9, VI.12 et VI.13, les taux de réduction les plus importants, en ce qui concerne les coliformes fécaux (CF), streptocoques fécaux (SF), les levures (L) et les sulfitoréducteurs (S), sont dans l'ordre décroissant pour le réacteur Erlenmeyer, suivi du tubulaire et en fin le ballon. Il apparaît que la géométrie du réacteur joue un rôle non négligeable dans la désinfection des eaux épurées par les UV solaires.



**Figure VI.12: Abattements des germes recherchés dans le réacteur Erlenmeyer en fonction de temps d'exposition aux UV solaires**



**Figure VI.13 : Abattements des germes recherchés dans le réacteur Ballon en fonction de temps d'exposition aux UV solaires**

En outre, la comparaison des performances de désinfection des eaux épurées par les UV solaires en fonction du temps d'exposition pour plusieurs germes a montré qu'il existe une différence significative entre les abattements obtenus après 4 heures d'exposition, 5 heures et entre ceux obtenus à 6 h d'exposition .

Ceci peut être expliqué par la différence significative entre les énergies UV accumulées pendant ces périodes d'exposition (annexe 5) . La radiation UV jouerait donc un rôle important dans l'inactivation dans les eaux usées épurées (MAIGA.,2010).

### 2.2.2. Désinfection des eaux épurées par photolyse artificielles

#### a) Comparaison des performances de traitement des eaux par les UVA et des UVC en fonction de temps d'exposition

L'évolution de pourcentage des abattements pour plusieurs germes exposés aux UVA et aux UVC sont représentés respectivement dans les figures VI.14 et VI. 15.

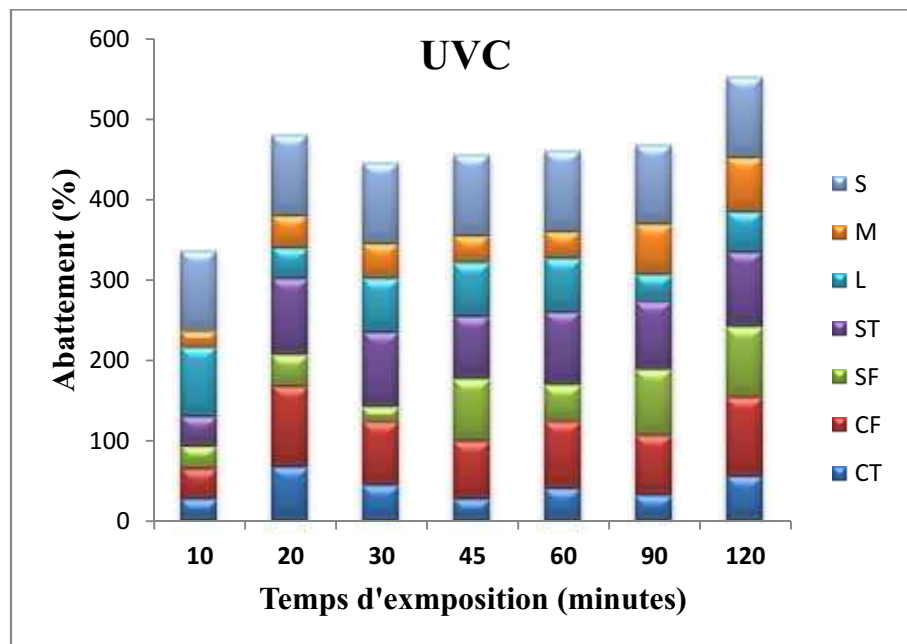
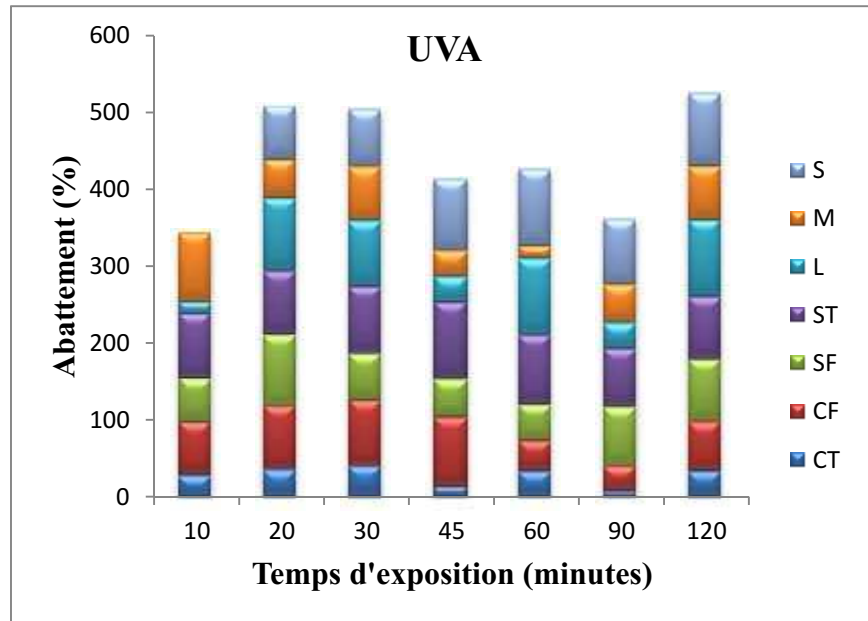


Figure VI.14: Evolution des abattements des germes recherchés en fonction de temps d'exposition aux UVC



**Figure VI.15: Evolution des abattements des germes recherchés en fonction de temps d'exposition aux UVA**

Ces résultats montrent que les UVC sont plus efficaces dans l'élimination des germes que les UVA.

Il est connu que les UVC ont une action germicide. Au bout de 120 minutes, l'élimination des coliformes fécaux, streptocoques fécaux, des staphylocoques, des levures et des moisissures atteint son maximum.

**b) Comparaison des performances de deux réacteurs dans l'élimination des micro-organismes par les UVC**

On remarque d'après les résultats obtenus (figure VI.16) que les abattements sont relativement plus importants pour le réacteur Erlenmeyer que celui du ballon surtout en ce qui concerne la réduction des staphylocoques, coliformes fécaux, levures et sulfitoréducteurs.

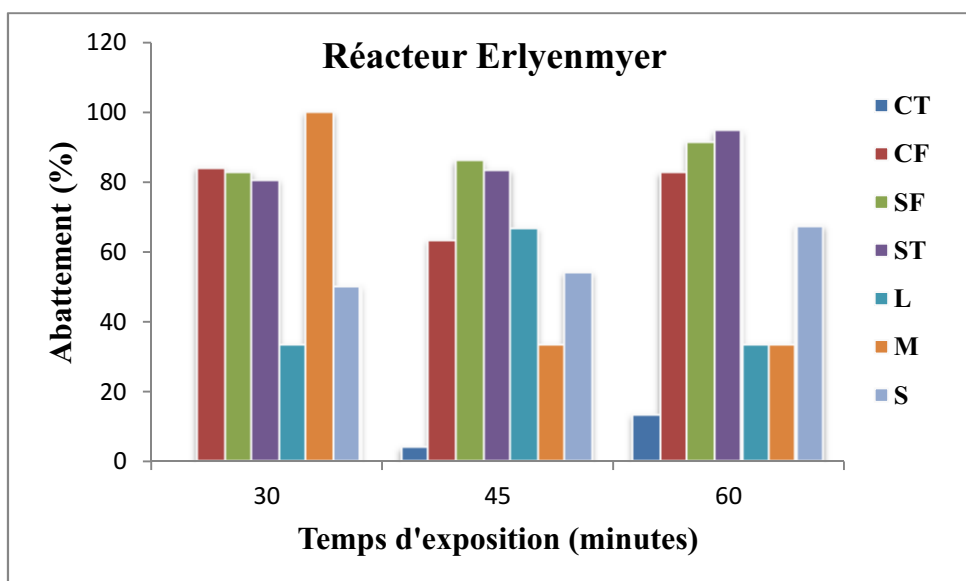


Figure VI.16: Performance de réacteur Erlyenmyer dans l'élimination des microorganismes par les UVC

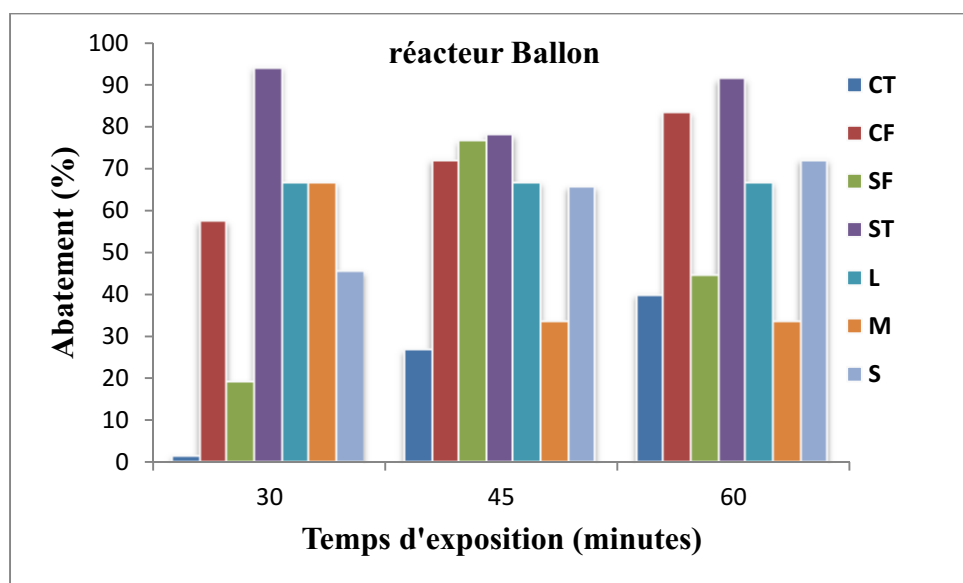


Figure VI.16: Performance de réacteur Ballon dans l'élimination des microorganismes par les UVC

Le suivi de l'évolution des abattements en fonction de temps d'exposition permet de conclure qu'il augmente avec celui-ci. Cependant, on note quelques fluctuations dans les taux d'élimination des coliformes, les staphylocoques, les streptocoques fécaux les moisissures.

Ce constat trouverait son explication dans la reviviscence de certains microorganismes liée au développement de mécanisme capable de régénérer la structure ADN par (CHAUSSADE et MESTRALLET., 2005) :

- **Photoréactivation** : Ce mécanisme est basé sur une réparation enzymatique, par monomérisation des dimères de la base pyrimidique.
- **Excision – réparation** : c'est le remplacement des nucléotides endommagés avec recombinaison des motifs non altérés)

Selon **MIGNOT (2006)**, La réparation des dommages causés par les UV est également possible à l'obscurité. Elle se base sur une réaction enzymatique plus simple que la Photoréactivation mais son effet est négligeable face à celle-ci.

Des études (**CHAUSSADE et MESTRALLET., 2005 ; MIGNOT., 2006**) montrent que la Photoréactivation est possible pour les coliformes totaux et fécaux, *Escherichia Coli* ; Streptomyces ; Aerobacter ; Penicillium ; Saccharomyces ; Micrococcus alors que les streptocoques ont une très faible capacité de Photoréactivation.

### c) Comparaison des performances de deux réacteurs dans l'élimination des micro-organismes par les UVA

Les résultats d'abattement rapportés sur la figure VI.17 et VI.18 montrent clairement des différences notables dans l'élimination de certains germes entre les Ballons et les Erlenmeyers.

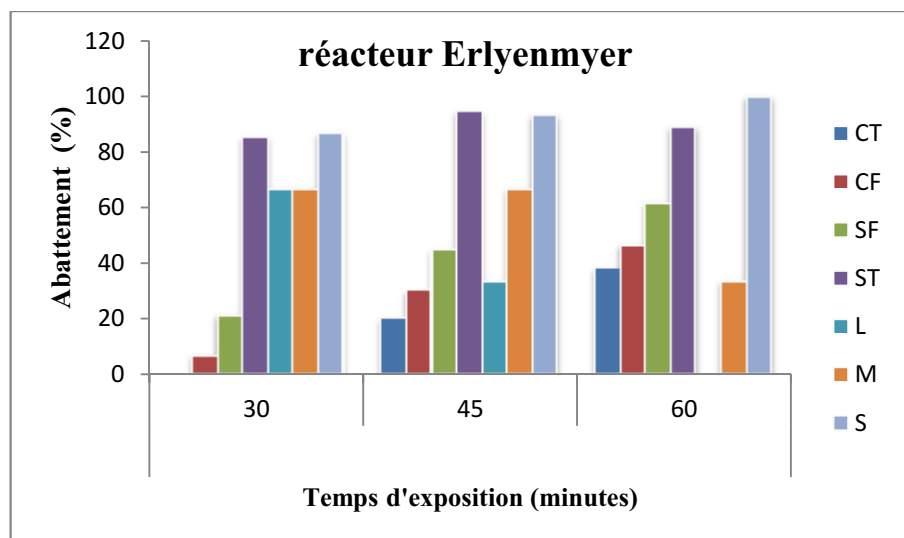


figure VI. 17: Taux Abattement de réacteur Erlenmyer dans l'élimination des microorganismes par les UVA

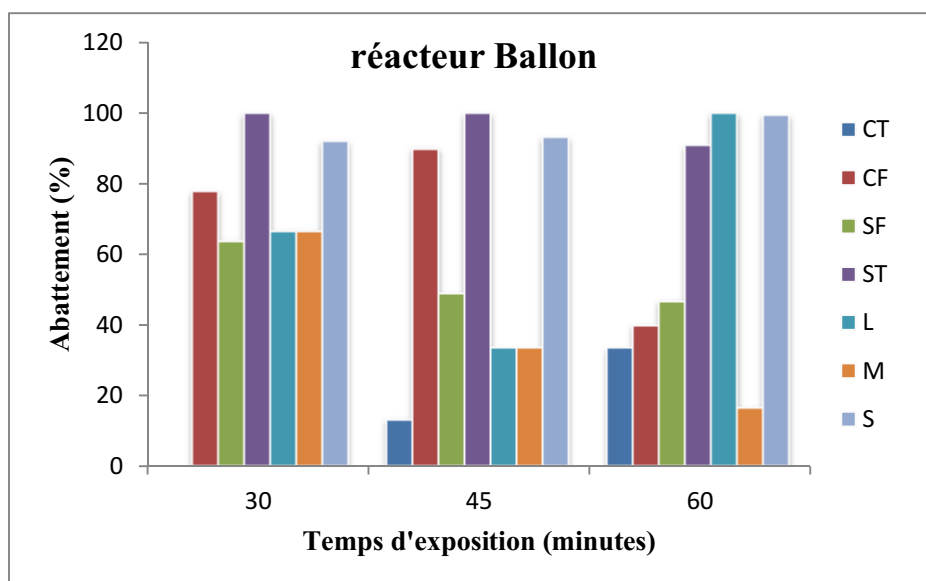


Figure VI.18 : Taux abattement de réacteur Ballon dans l'élimination des germes en fonction de temps d'exposition aux UVA

Comme dans le cas de la désinfection par les UVC, des fluctuations dans le rendement d'élimination des coliformes fécaux, des streptocoques fécaux et des staphylocoques sont constatées.

### 2.2.3. Comparaison des performances de désinfection des eaux épurées par les UV solaires et artificiels

Les résultats illustrés ci -après (figure VI.19) montrent l'effet inhibiteur voir germicide des rayonnements UV solaires et artificiels.

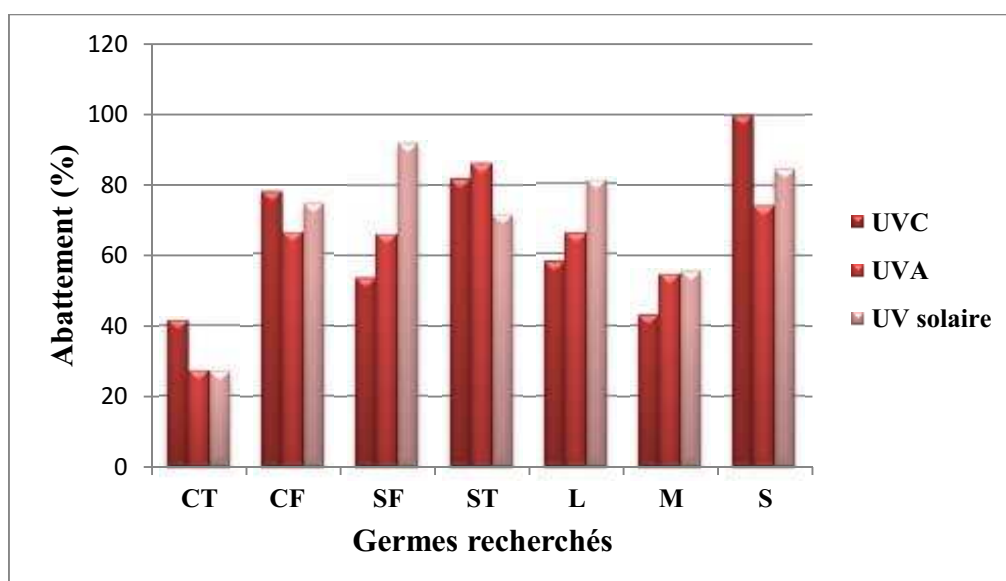


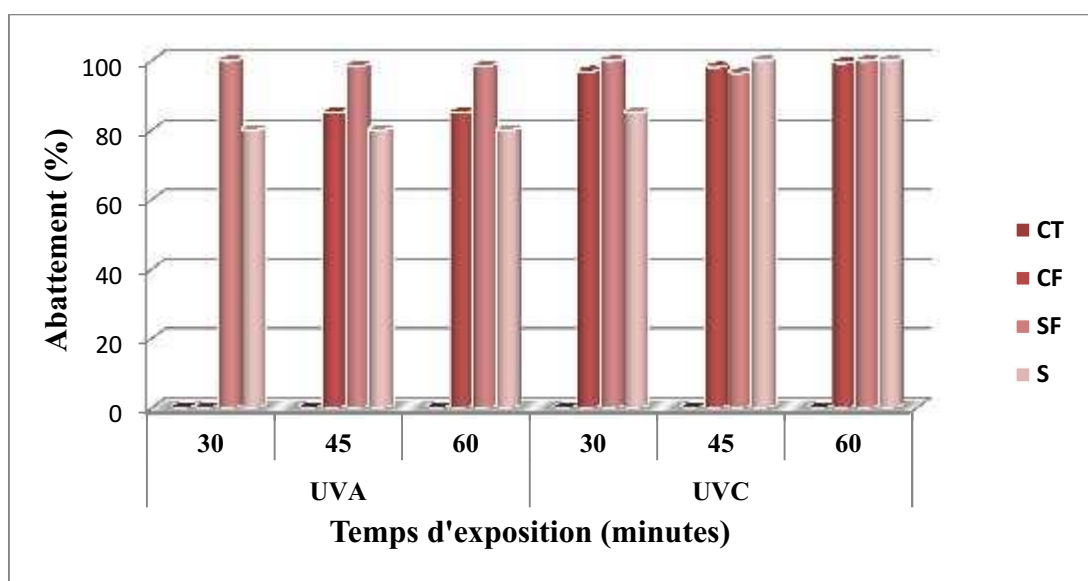
Figure VI.19 : Variation moyenne des taux d'abattement des micro-organismes après désinfection par les UV solaires et artificiels

Il en ressort que les UV artificiels, particulièrement les UVC, permettent une meilleure réduction des indicateurs de contamination fécale (*E.coli*), des staphylocoques et des spores des sulfitoréducteurs que les UV solaires. Mais ce dernier semble plus efficace dans l'élimination des levures et moisissures et des streptocoques fécaux.

La faible élimination des coliformes totaux par les rayonnements UV est probablement due à la forte charge initiale en ces germes dans les eaux épurées.

### 2.3. La photocatalyse

La figure VI.20 illustre les abattements enregistrés des bactéries après désinfection par les UVC et UVA en utilisant le  $TiO_2$  comme catalyseur.



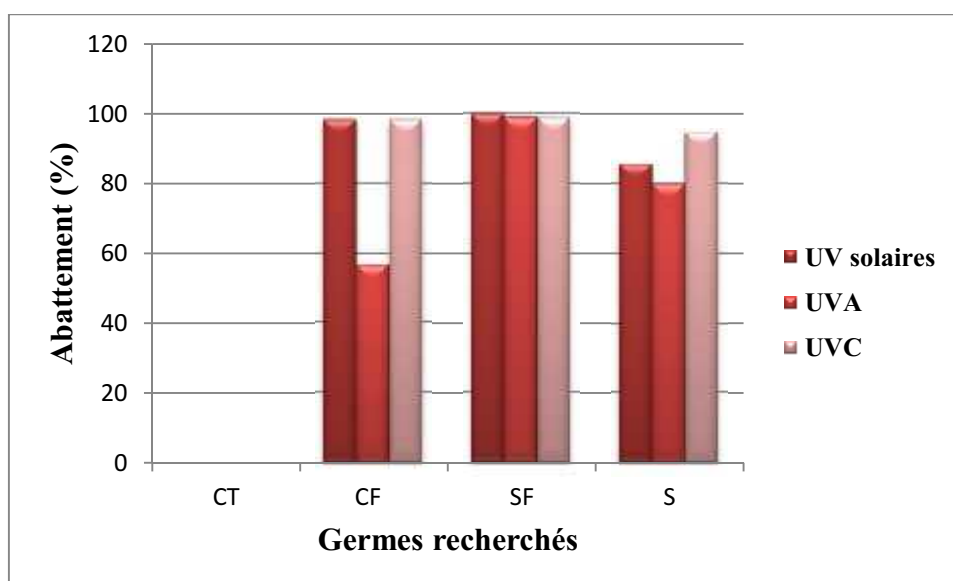
**Figure VI.20 : Taux moyens d'abattements des germes recherchés en fonction du temps d'exposition aux UVA et UVC en présence de  $TiO_2$  (photocatalyse)**

Il est à rappeler que la technique de dénombrement des germes utilisées lors du traitement des eaux par photocatalyse est la fermentation en tubes multiples. C'est une méthode statistique qui n'est pas très précise, néanmoins, elle permet une meilleure revivification des germes puisqu'on utilise des bouillons.

La photocatalyse aux UVA permet une très bonne élimination des indicateurs de contamination fécale (98,4% pour les SF, 85% pour les CF et 80% pour les anaérobies sulfitoréducteurs) au bout seulement de 45 minutes.

La photocatalyse aux UVC semble plus efficace dans la réduction du nombre de ces germes en un temps plus court (30 minutes) et 100% des germes recherchés ont été éliminés au bout de 60 minutes à l'exception des coliformes totaux.

La figure VI.21 illustre les abattements moyens des germes contenus dans les eaux épurées et désinfectées par photocatalyse aux UV solaires, aux UVC et aux UVA.



**Figure VI.21: comparaison des Abatement des UV solaires et artificiels en fonction de germes recherchés (photocatalyse)**

Le traitement des eaux par photocatalyse solaire et artificielle, initialement conçues pour l'élimination de la matière organique récalcitrant, semble être très efficace aussi pour l'élimination des indicateurs de contamination fécale (*E.coli* et streptocoques fécaux) ainsi que les spores des Clostridium sulfitoréducteurs.

En effet, la photocatalyse solaire a permis une élimination de 98% des *E.coli*, de 100 % des streptocoque fécaux et de 85% des spores des bactéries anaérobies.

Par contre, La photocatalyse aux UVA est moins performante dans l'élimination des coliformes fécaux (56,6%).

Par ailleurs, les meilleurs rendements de désinfection des eaux de la STEP de TIPAZA sont obtenus avec la photocatalyse aux UVC (élimination de 98% des *E.coli*, de 100% des SF et de 95% des spores).

L'addition de catalyseur  $TiO_2$  dans le process d'assainissement a augmenté de façon significative le rendement de désinfection et d'élimination des indicateurs de pollution à l'exception des coliformes totaux. Ces derniers étant très concentrés dans les eaux de la STEP (eaux témoins) constituent un facteur limitant lors du traitement.

#### **2.4. L'effet des UV solaires et artificiels sur les pathogènes**

La recherche de germes potentiellement pathogènes a été effectuée après traitement des eaux. L'identification biochimique des colonies suspectes a révélé :

- Deux espèces de salmonella qui semblent résister au traitement par photolyse dans les ballons. Il s'agit de : *Salmonella choleraesuis arizonae*, *Salmonella enterica sub sp*

- Absence totale des Salmonelle après 6 heures d'exposition aux UV solaires dans le dispositif Erlenmeyer.
- Absence totale des Plesiomonas et *Aeromonas hydrophila* après traitement des eaux épurées par photolyse et photocatalyse solaires et artificiels.
- Présence de quelques bactéries appartenant à la famille des entérobactéries tels que *E. Coli* après 30 minutes d'exposition aux UVC, *Klebsiella pneumoniae* et *Proteus mirabilis* après respectivement 4 heures et 6 heures d'exposition aux UV solaires.

De l'ensemble des résultats obtenus, il apparaît que le traitement des eaux par photolyse et photocatalyse (solaires et artificielles) a permis de réduire considérablement la charge initiale des indicateurs de pollution fécale et les germes pathogène, néanmoins ceux sont des techniques de désinfection et non de stérilisation ce qui explique la persistance de certains micro-organismes.

### 3. Les sels nutritifs

Les concentrations moyennes des sels nutritifs dans les eaux épurées issues de la STEP sont représentées dans le tableau suivant avec les écarts types servant comme référence pour vérifier l'évolution de leurs concentrations dans les eaux désinfectées.

**Tableau VI.4: Moyenne et l'écart type des sels nutritifs des eaux épurées**

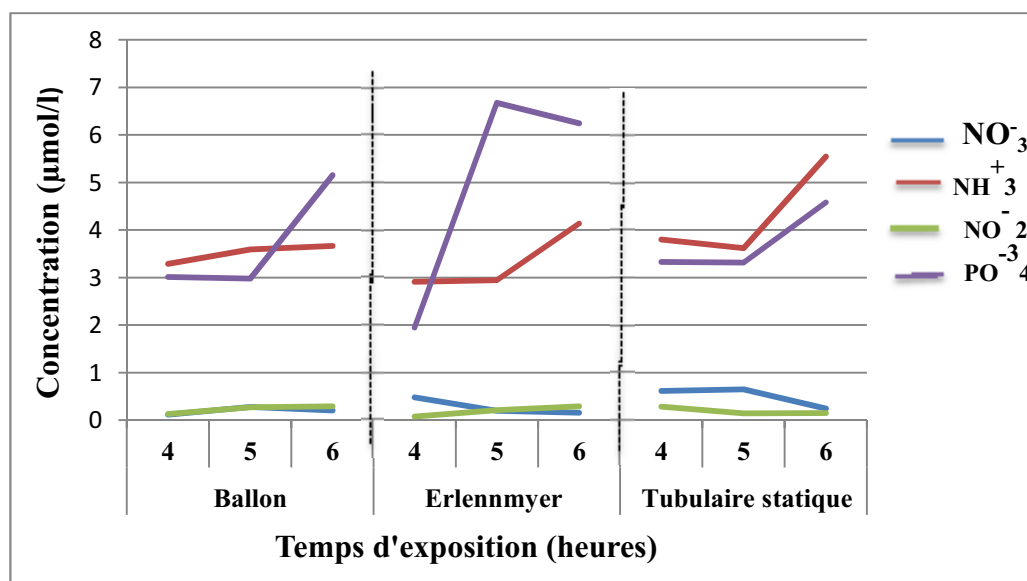
	$\text{NO}_3^-$	$\text{NH}_4^+$	$\text{NO}_2^-$	$\text{PO}_4^{3-}$
<b>Moyenne (<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>	0,5900	2,9407	0,1482	4,5934
<b>écart type</b>	0,18907498	0,99615018	0,27501052	2,41226419

### 3.1. Photolyse

#### 3.1.1. UV solaires

##### a) Comparaison de l'évolution des concentrations en sels nutritifs des 03 réacteurs

Les concentrations moyennes des phosphates, ammoniums, nitrites et nitrates enregistrées sont représentées dans la figure ci-dessous.



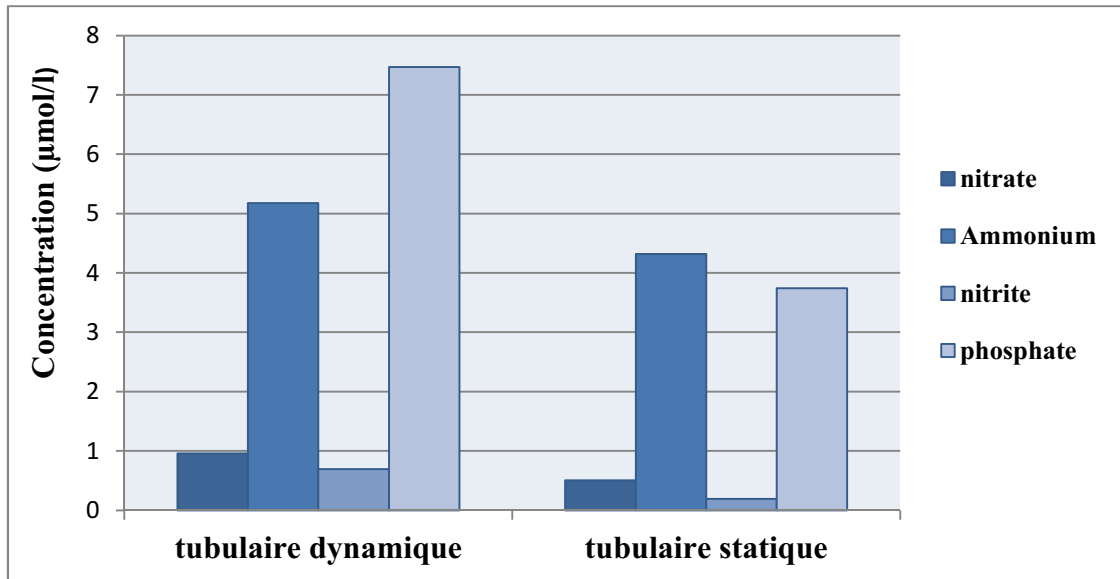
**Figure VI.22: Variation des concentrations moyennes des sels nutritifs en fonction du temps d'exposition aux UV solaires**

On constate à partir du graphe que les concentrations des phosphates augmentent avec le temps d'exposition aux UV solaires, ceci est remarqué dans tous les réacteurs. Par ailleurs, les concentrations moyennes en ammonium et en nitrite sont similaires et suivent la même tendance.

Les concentrations élevées d'ammonium dépassent largement la concentration moyenne de témoin peuvent être liées à la réduction des nitrates en ammonium (dénitrification) par voie chimique essentiellement étant donné que les bactéries sont inactivées.

### **b) Comparaison de l'évolution des concentrations en sels nutritifs des eaux dans les dispositifs tubulaires dynamique et stationnaire**

Les concentrations moyennes enregistrées en sel nutritifs des eaux traitées par photolyse dans les réacteurs tubulaires statique et dynamique sont figurées ci-après.

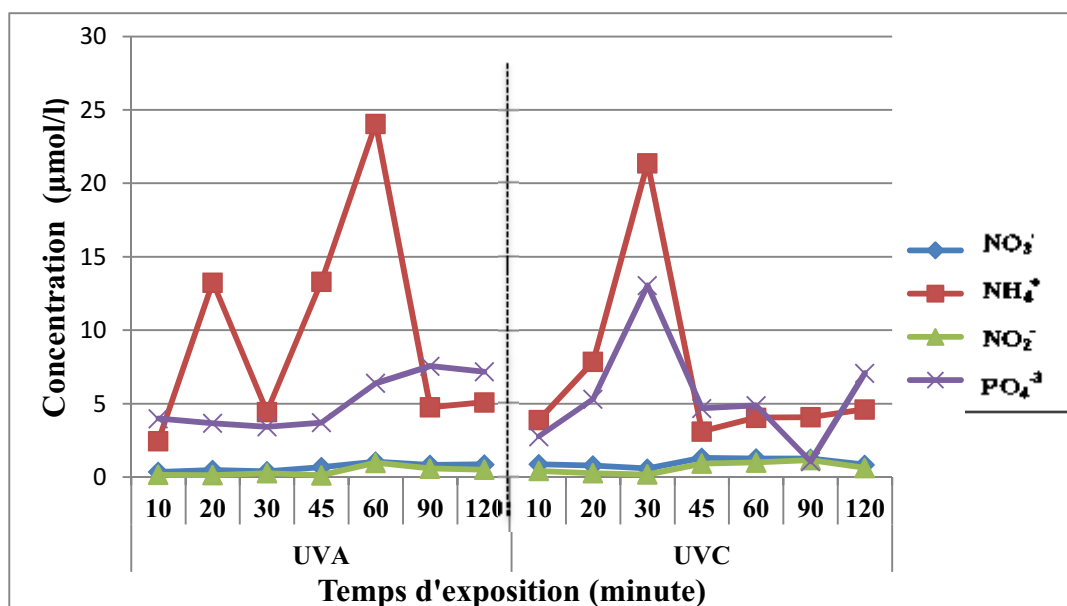


**Figure VI.23 : Variation des concentrations moyennes des sels nutritifs dans les dispositifs tubulaires dynamique et stationnaire**

Au regard de cette figure, on constate que la concentration en sels nutritifs est à son maximum pour le dispositif tubulaire dynamique, donc l'homogénéisation accélère le processus de dégradation de la matière organique et sa minéralisation sous l'effet des radiations solaires.

### 3.1.2. Les UV artificiels

L'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs essentiellement l'ammonium, nitrite, nitrate et phosphate en fonction de temps d'exposition aux UVA et UVC est représentée dans la figure VI.24.



**Figure VI.24: Variation des concentrations moyennes des sels nutritifs en fonction du temps d'exposition aux UV artificiels.**

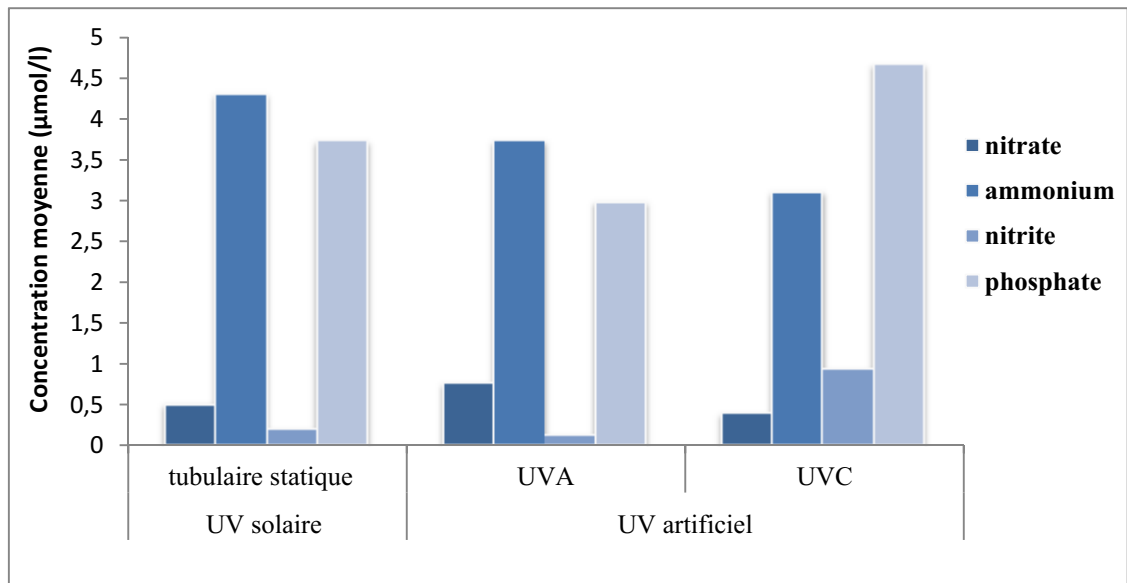
Les mesures effectuées au cours de la désinfection des eaux épurées aux UV artificiels, n'ont révélé aucune augmentation des concentrations des nitrites et nitrates. À l'exception des concentrations des ammoniums et des phosphates qui connaissent des fluctuations très importantes. Ces fluctuations sont beaucoup plus prononcées pour les eaux traitées par les UVA.

Le faible taux de nitrites, nitrates et les fortes concentrations en ammonium s'expliquent soit par la réduction des nitrates et nitrites en ammonium en absence d'oxygène (dénitrification), soit par l'ammonification par l'abondance de la matière organique azoté.

Les composés chimiques présents dans l'eau qui absorbent aux longueurs d'onde émises par les radiations au cours de la désinfection peuvent cependant donner lieu à la formation de produit secondaire. Ce phénomène est d'autant plus important que le spectre de lumière propre au système de production des UV est large à la longueur d'onde germicide (cas des lampes moyenne pression) (CHAUSSADE et MESTRALLET., 2005). Ceux-ci confortent les résultats obtenus d'autant plus que nous avons utilisé des lampes de moyenne pression.

### 3.1.3. Evolution des concentrations en sels nutritifs lors de la désinfection des eaux par photolyse solaire et artificielle

Une comparaison des de l'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs pour les eaux traitées aux UV solaires et artificiels, dont les résultats sont rapportés sur la figure VI.25, montrent que les concentrations moyennes des orthophosphates sont significativement plus élevés que celles du NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, NO<sub>2</sub><sup>-</sup> et NO<sub>3</sub><sup>-</sup>.



**Figure VI.25: Comparaison de l'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs pour les eaux traitées par UV solaires et artificiels**

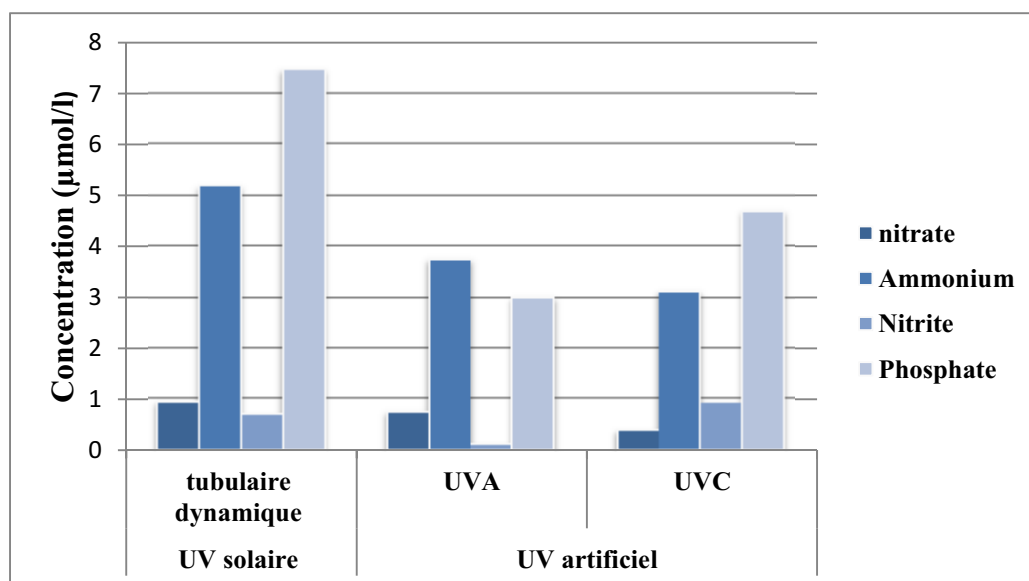
La faible concentration de nitrates enregistrée pour les UV solaires et artificiels s'explique par leur réduction en nitrite en anaérobiose. L'apparition des nitrites par photolyse des nitrates a été confirmée par **CHAUSSADE et MESTRALLET (2005)**.

Un minimum de concentration des nitrates et ammonium est enregistré lors de la désinfection des eaux par les UVC, cela s'explique en partie par diminution de la charge bactérienne qui entraîne la minéralisation de la matière organique, ce qui a été confirmé par les abattements enregistrés des micro-organismes traités par les UVC (figure VI.16).

En revanche, les concentrations en orthophosphates restent élevées quel que soit le traitement effectué.

### **3.2. Evolution des concentrations en sels nutritifs lors de la désinfection des eaux par photocatalyse solaire et artificielle**

Une comparaison des de l'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs pour les eaux traitées par photocatalyses solaire et artificielles a été réalisée (figure VI.26). Les concentrations enregistrées dépassent légèrement celle de témoin (eaux épurées) surtout pour l'ammonium. Cette augmentation s'explique par la minéralisation de la matière organique azotée.



**Figure VI.26: l'évolution des concentrations moyennes des sels nutritifs pour les UV solaires et artificiels (photocatalyse)**

Des concentrations importantes en phosphates diminue l'efficacité de désinfection par photocatalyse solaires ,ceci peut justifier les faibles abattements enregistrés des germes étudiés **MALATO et al (2009)** prouvent que les phosphates étant des molécules à effet négatif sur l'efficacité du processus de désinfection car ils empêchent l'adsorption au-dessus des particules de  $TiO_2$ ; ce qui réduit l'efficacité de la photocatalyse.

**ALROUSAN et al in MALATO et al (2009)**, montre que La présence des anions de nitrate et de sulfate dans l'eau distillée a eu comme conséquence une diminution du taux de désinfection photocatalytique.

## 4. Chlorophylle

### 4.1. Evolution des concentrations en chlorophylle lors de la désinfection des eaux par photolyse solaire et artificielle

Ne pouvant mesurer aisément l'évolution du phytoplancton au cours de la désinfection, son évaluation se fait par le biais de la mesure des pigments chlorophylliens spécifiques de la matière végétale soit vivante (chlorophylle a), soit dégradée et morte (phéopigments).

#### 4.1.1. L'effet des UV solaire sur la chlorophylle a contenue dans les eaux épurées

D'après la figure VI.27 qui représente l'évolution des concentrations de la chlorophylle a et des phéopigments en fonction du temps d'exposition aux UV solaires, on constate que la concentration de la chlorophylle *a* augmente avec le temps d'exposition pour les deux réacteurs mais avec des concentrations plus importantes pour le dynamique. Ceci reflète une augmentation significative de

l'activité photosynthétique surtout avec la disponibilité des sels nutritifs avec une quantité suffisante notamment les phosphates.

Ces résultats sont confirmés par l'étude faite par **GILLES** (2008), car les chlorophylles absorbent certaines radiations dites actives pour la photosynthèse, dans la gamme de longueurs d'onde visibles comprises entre 500 et 700 nm.

On constate aussi que la concentration des phéopigments a doublé dans le photoréacteur tubulaire statique après 6 heures d'exposition aux radiations solaires, ce qui signifie qu'il y a une dégradation en parallèle du phytoplancton.

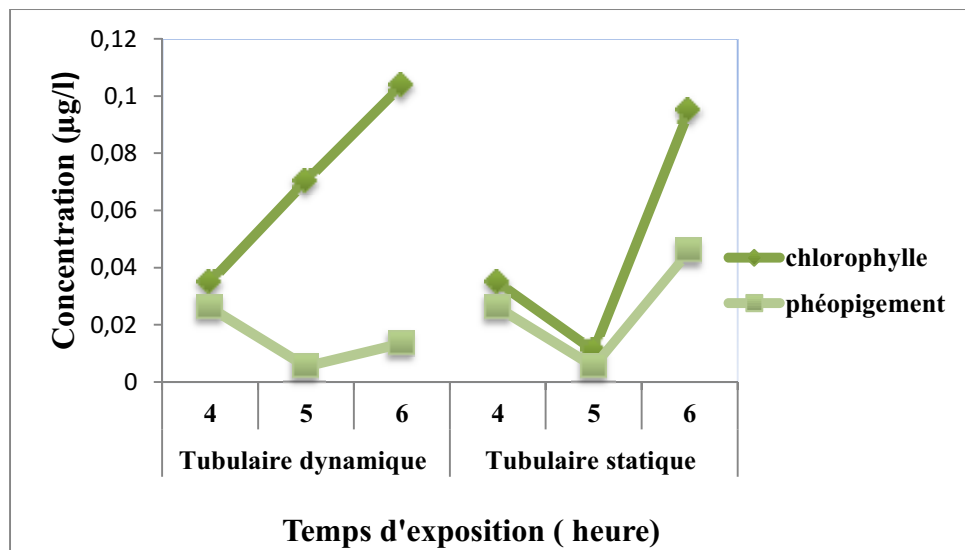
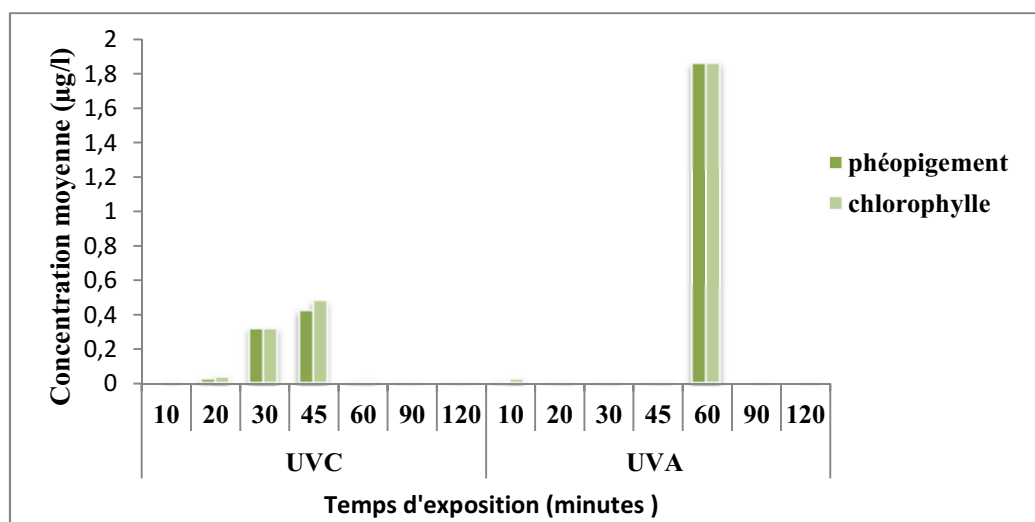


Figure VI.27: Concentration de chlorophylle et phéopigement en fonction de temps d'exposition aux UV solaires

### 4.1.2. L'effet des UV artificiels sur la chlorophylle *a*

La figure VI.28 représente les concentrations moyennes enregistrées de la chlorophylle *a* et phéopigments en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels.

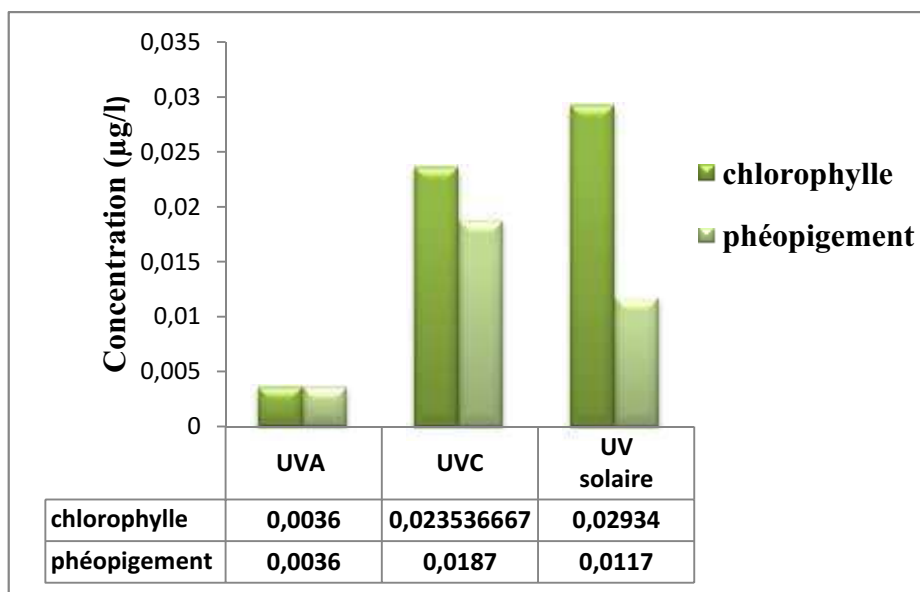


**Figure VI.28: concentration moyenne de la chlorophylle et des phéopigments en fonction de temps d'exposition aux UV artificiels**

L'évolution de la chlorophylle *a* est similaire à celle des phéopigments, cependant on enregistre deux pics de concentrations après 1 heure d'exposition aux UVA et 30 minutes d'exposition aux UVC. Il semble que la chlorophylle est plus influencée par les UVA que les UVC car sa variation est plus significative.

#### 4.2. Evolution des concentrations en chlorophylle lors de la désinfection des eaux par photocatalyse solaire et artificielle

La figure VI.29 montre que les concentrations moyennes de la chlorophylle restent nettement inférieures à celle du témoin ; donc l'activité photosynthétique est réduite soit par la présence du catalyseur, soit par l'augmentation de la turbidité de l'eau à désinfecter car celle-ci devient très trouble après addition de la poudre de TiO<sub>2</sub>, ce qui diminue la pénétration des rayons.

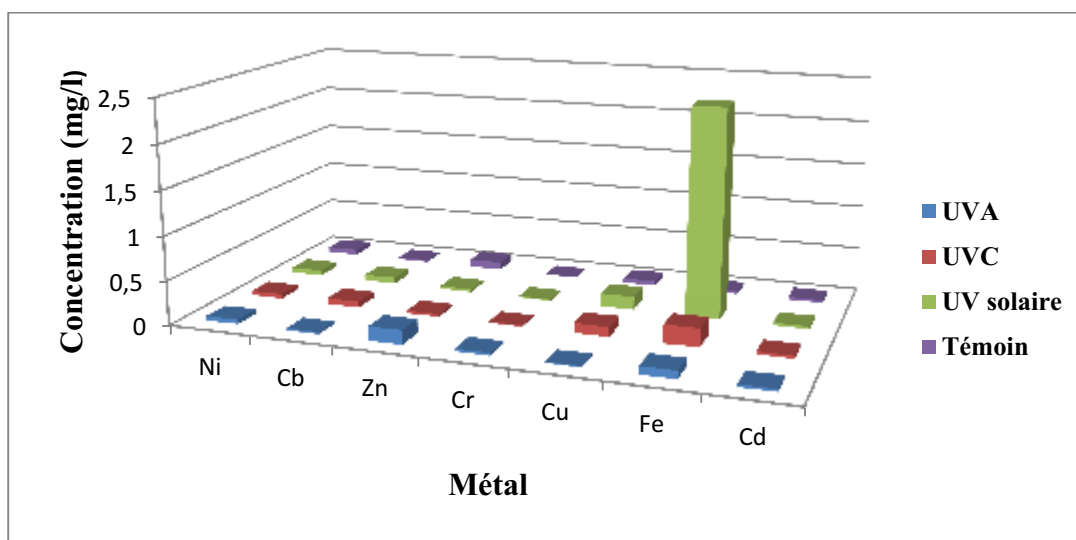


**Figure VI.29: l'évolution de la concentration moyenne de la chlorophylle pour les UV solaire et artificiels (photocatalyse)**

On remarque aussi qu'il y a autant de réactions de catabolisme que celles d'anabolisme, lorsque les eaux sont traitées par les UVA. La photosynthèse est en revanche prédominante lors de la photocatalyse des eaux avec les UV solaires.

### 5. Evolution des concentrations en métaux lourds lors de la désinfection des eaux par photocatalyse solaire et artificielle

Les concentrations moyennes en métaux lourds des eaux traitées par photocatalyse sont représentées dans la figure ci-dessous.



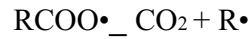
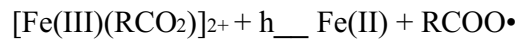
**Figure VI.30: Variation des concentrations des métaux lourds dans les eaux traitées par photocatalyse**

La photolyse et la photocatalyse des eaux par les UV solaires et les UV artificiels ne semblent affecter les concentrations en métaux lourds. Ces derniers restent dans l'ensemble stables, à l'exception, dans l'ordre décroissant, du fer, du cuivre et du cobalt.

On assiste à une nette augmentation de la concentration en fer pour les eaux traitées par les UV solaires.

Le fer, le zinc et le cuivre sont souvent complexés à la matière organique azotés tels que les protéines, où ils jouent un rôle très important dans leur activité, on les appelle les métalloprotéines. La dégradation de ces dernières sous l'effet des radiations entraîne la libération de ces métaux dans l'eau.

Le Fe(III) complexe un certain nombre de molécules organiques, en particulier celles se comportant comme des ligands (carboxylates ou composés hydroxylés). Ces complexes ferriques sont généralement stables dans l'obscurité. Sous irradiation, ils se décomposent avec formation de Fe(II), de CO<sub>2</sub> et de radicaux organiques selon les équations suivantes (HADDOU., 2010) :



### 6. Evaluation du traitement des eaux épurées par photocatalyse solaire et artificielle dans l'élimination des hydrocarbures totaux

Les profils de spectre d'absorption des eaux épurées désinfectées par les UVA, UVC et UV solaires sont représentés dans les figures suivantes.

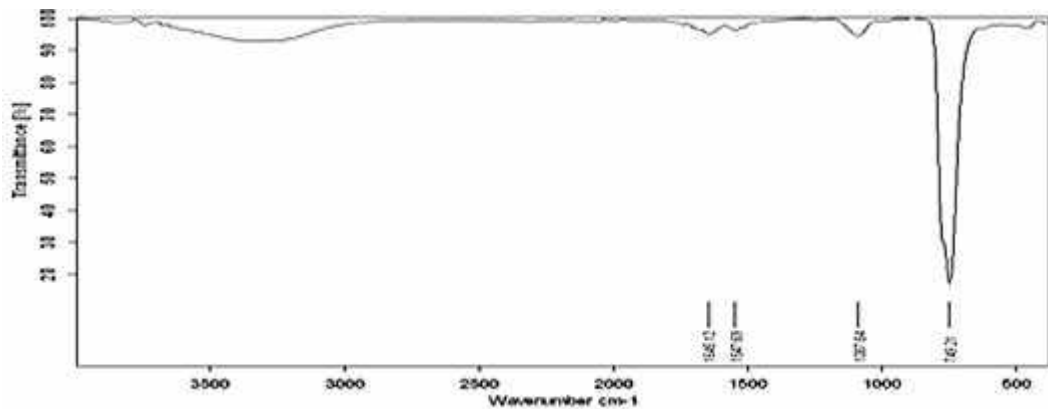


Figure V. 31: Profil spectral des eaux épurées désinfectées par les UV solaires

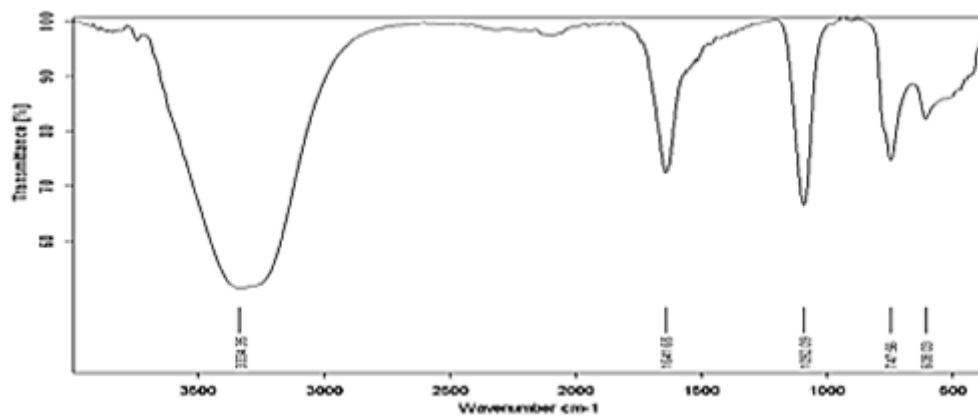
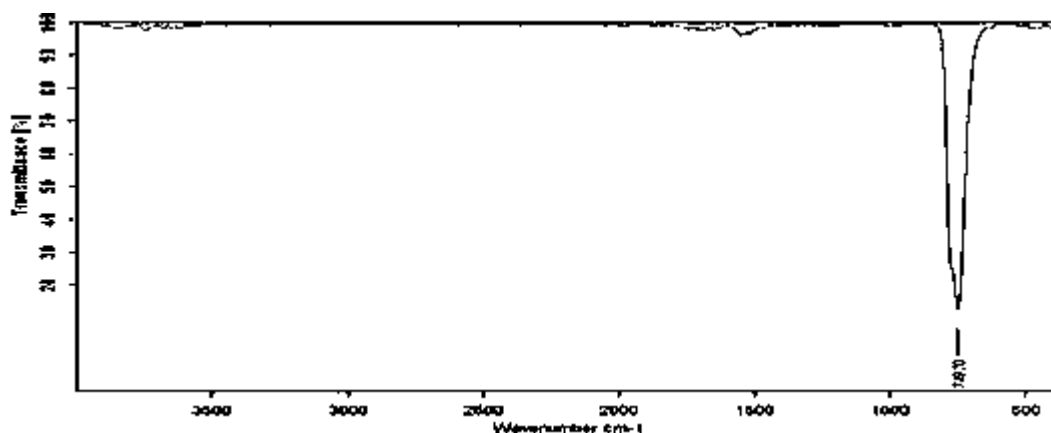


Figure VI. 32: Profil spectral des eaux épurées désinfectées par les UVA



FigureVI. 33 : Profil spectral des eaux épurées désinfectées par les UVC

D'après le profil spectral d'absorption dont le maximum est enregistré à  $2925\text{ cm}^{-1}$ , il nous semble que la photocatalyse aux UVC des eaux épurées a donné un très bon rendement dans l'élimination des hydrocarbures totaux.

Dans la même longueur d'onde, le profil de spectre d'absorption des eaux traitées par photocatalyse aux UVA révèle un pic important, à côté on constate la présence d'une série de petits pics. Il apparaît vraisemblablement que les hydrocarbures totaux ont été transformés et /ou dégradés en autres composés secondaires.

En revanche, avec la photocatalyse par les UV solaires des eaux épurées, on enregistre un pic de moindre importance cela laisse suggérer une élimination partielle des hydrocarbures totaux.

Dans ces conditions d'expérimentations, nous n'avons pas pu quantifier et identifier clairement les métabolites secondaires issues de la dégradation des hydrocarbures totaux.

# Conclusion

### Conclusion

Cette étude, qui s'inscrit dans le cadre général de la dépollution de l'eau, a eu pour but d'étudier différents procédés de désinfection des eaux épurées issues de la STEP de Tipaza par photolyse et photocatalyse aux UV solaires et artificiels.

Pour cela, nous avons étudié l'effet de la géométrie du photoréacteur, du temps d'exposition aux radiations solaires et artificiels ainsi que l'utilisation d'un catalyseur  $\text{TiO}_2$  sur le rendement d'élimination des germes de contamination fécale, des germes de proximité et des germes potentiellement pathogènes.

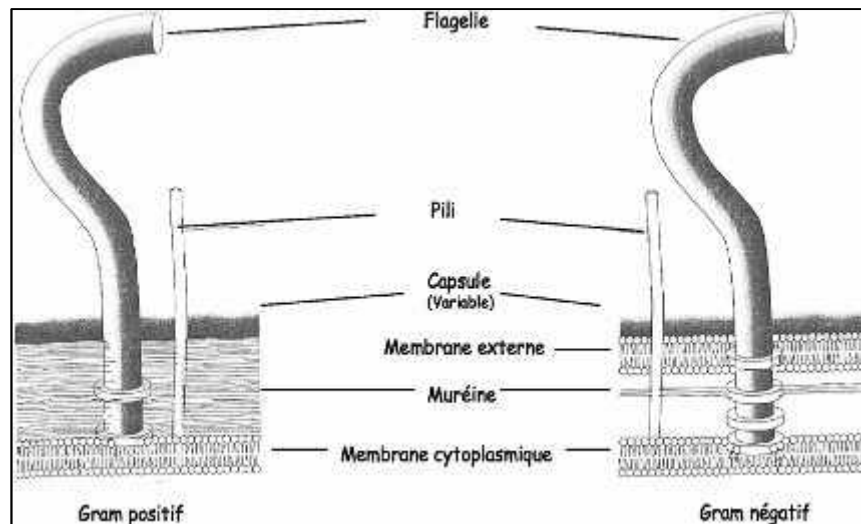
D'autres paramètres biologiques et physicochimiques ont été analysés tels que la DBO5, les MES, les MOP, les sels nutritifs, la chlorophylle, les métaux lourds et les hydrocarbures totaux.

Les résultats expérimentaux montrent clairement que la radiation solaire est un facteur important dans la réduction de la concentration des indicateurs de contamination fécale et des micro-organismes pathogènes qui leur sont associés. Le maximum d'abattement est enregistré après 6 heures d'exposition au soleil pour les coliformes fécaux (100%), suivi des levures (96%) et des staphylocoques (83%).

Le traitement de ces eaux avec les UV artificiels pendant deux heures a permis l'élimination de 100% des spores des sulfitoréducteurs, 98% des coliformes fécaux et 84% des staphylocoques.

Ils révèlent aussi que les conditions climatiques influent sur les rendements de désinfection ; un maximum est enregistré par journée ensoleillée.

De nos expériences, il en ressort que les staphylocoques et les streptocoques fécaux semblent être plus sensibles à l'action des UV solaires et artificiels par rapport aux coliformes et aux sulfitoréducteurs. Cette différence s'expliquerait en partie par leurs différences structurales au niveau de la paroi bactérienne. Les bactéries Gram négatif sont plus résistantes à l'altération par photosensibilisation que les bactéries Gram positif à cause de la présence de Lipopolysaccharides (LPS) au niveau de la paroi des bactéries Gram négatif (figure 1) .



**Figure 1 : Représentation schématique des enveloppes des bactéries à Gram positif et à Gram négatif (NEIDHARDT et al.,1994 in ALLION., 2004).**

Quant aux sulfitoréducteurs, la résistance aux radiations et aux augmentations de températures est liée à leur capacité de sporuler.

Par ailleurs, les fluctuations dans les concentrations microbiennes est peut-être dû à la reviviscence de certains microorganismes liés au développement de mécanismes capables de régénérer la structure ADN lésée essentiellement par la photoréactivation. Celle-ci peut être freinée par un certain nombre de facteurs limitant tels que les fortes teneurs en MES et les MOP.

La photolyse et la photocatalyse sont influencées par la géométrie de réacteur et l'homogénéisation des eaux. En effet, les rendements d'élimination des micro-organismes les plus faibles sont obtenus lors de l'utilisation de ballons et de photoréacteur statique.

L'addition de catalyseur  $TiO_2$  dans le processus d'assainissement a augmenté de façon significative le rendement de désinfection et d'élimination des indicateurs de pollution à l'exception des coliformes totaux. Ces derniers étant très concentrés dans les eaux de la STEP (eaux témoins) constituent un facteur limitant lors du traitement.

La désinfection par les UV entraîne la formation des produits secondaires, c'est le cas de la réduction des nitrates en ammonium et aussi la minéralisation de la matière organique. Les fortes concentrations en orthophosphates abaissent le rendement de désinfection.

Le traitement des eaux par photocatalyse n'influe pas sur la concentration en métaux lourds, à l'exception du fer et à moindre mesure du cuivre.

La désinfection par les UV est un traitement suffisamment puissant pour permettre d'abaisser les concentrations en polluants, et donc d'amener le risque sanitaire, à un niveau acceptable.

De l'ensemble des résultats obtenus, il apparaît que le traitement des eaux par photolyse et photocatalyse (solaires et artificielles) a permis de réduire considérablement la charge initiale des indicateurs de pollution fécale et les germes pathogène, néanmoins ceux sont des techniques de désinfection et non de stérilisation ce qui explique la persistance de certains micro-organismes.

La photolyse des eaux pourrait constituer un traitement tertiaire adéquat à la STEP de Tipaza, elle permettrait d'affiner la qualité de l'eau tout en utilisant une énergie renouvelable. Elle s'insère harmonieusement dans le cadre de l'environnement durable. L'utilisation des lampes UV ou de catalyseurs ( $\text{TiO}_2$ ), bien que très performants, reviendrait énormément cher, la station étant déjà très énergivore, ne supporterai des coûts supplémentaires.

Néanmoins, il faudra conforter ces résultats préliminaires par d'autres expérimentations en incluant la recherche des parasites tels que les Giardia et les œufs d'helminthes.

## Références Bibliographiques

- ALLION ,A .**Environnement des bactéries et sensibilité aux biocides** : Mise au point d'une technique rapide pour déterminer in situ l'efficacité bactéricide d'agents antimicrobiens . Ecole Nationale Supérieure des Industries Agricoles et Alimentaires.Paris.2004.160 p.
- AMINOT, A .CHAUSSEPIED, M. **Manuel des analyses chimiques en milieu marin**. CNEXO.paris .1983. 395 p.
- ASANO ,T.**Wastewater reclamation and reuse**. Water quality management library. Canada.1998.1475 p.
- BADIA-GONDARD,G. **l'assainissement des eaux usées**. technicité voiron cedex.Paris.2003.29 p.
- BARKA, N. **L'élimination des colorants de synthèse par adsorption sur un phosphate naturel et par dégradation photocatalytique sur TiO<sub>2</sub> supporté** .thèse de doctorat. Tunisie .université Ibn Zohr Agadir .2008 . 224 p.
- BAUMONT ,S. **Réutilisation des eaux usées épurées** : risques sanitaires et faisabilité en Île-de-France. Observatoire régional de santé d'île de France. France.2006.169P.
- BEN MESSAOUD, A. **Etude expérimentale et modélisation d'un procédé de désinfection par rayonnement UV**. thèse de doctorat . France .Institut National des Sciences Appliquées de Toulouse.2009 : 184 p.
- BERAUD ,J. **Le technicien d'analyses biologique** : guide théorique et pratique .lavoisier. Paris .2004. 2083 p.
- BERAUD , J-F .**l'environnement**. nathan. Paris .2004. 159 p.
- BLANGIS ,D .LEGUBE , P- B. **Traitement des eaux de pluie par photocatalyse solaire**. novatech. poitiers Cedex . 2007.session 1.3, photocatalyse, 213 – 220 p.
- CARDOT , C. **Les traitements de l'eau** : procédés physicochimiques et biologiques, cours et problèmes résolus. Ellipses. Paris .1999. 248 p.

CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE DU QUÉBEC.  
**Recherche et dénombrement de Staphylococcus aureus** : Méthode par filtration sur membrane. MA. 700 – STA 1.0. 2012,4. Québec : Ministère du Développement durable de l'Environnement et des Parcs du Québec .19 p.

CHAUUSSADE,J-F.MESTRALLET,F.**Memento technique de l'eau**.2<sup>ème</sup> Ed. France . Degrémont .2005.1718 p.

DELLARRAS, C. **Microbiologie pratique pour laboratoire** : d'analyse ou de contrôle sanitaire .Ed Médicales internationales. Paris .Lavoisier. 2007.476 p.

DELLARRAS,C. BERNARD,A .**Surveillance sanitaire et microbiologie des eaux** . Lavoisier, Paris.2003. 246 p .

DESJARDINS, R. **le traitement des eaux**.2<sup>ème</sup> Ed.Canada. L'école polytechnique de Montréal. 1990. 304 p.

DJAAFER , L. **traitement et épuration des eaux** : quel rôle pour les énergies renouvelables . Chaire UNESCO « Science des Membranes Appliquée à l'Environnement » et Institut Européen des Membranes. France . 2011. 83 p.

ECOSSE, D . **Techniques alternatives en vue de subvenir à la pénurie d'eau dans le monde**. Mémoire D.E.S.S Qualité et Gestion de l'Eau .Amiens . Faculté des Sciences.2001.62 p.

GAUJOUS, D .**La pollution des milieux aquatiques** : aide-mémoire. 2<sup>ème</sup> Ed . Paris : Lavoisier.1995. 217 p.

GÉRARD MIQUEL, M .**Rapport sur «la qualité de l'eau et de l'assainissement en France»**. office parlementaire d'évaluation des choix scientifiques et technologiques . Paris. 2003 .193 p.

HADDOU,M. **Dégradation de dérivés de l'acide benzoïque par les procédés d'oxydation avancée en phase homogène et hétérogène** : procédés Fenton, photo-Fenton et photocatalyse. thèse de doctorat . France : Université Toulouse III .2010. 188 p.

HELENE, B.GUY,L.ODETTE,T. **Activité technologique et microbiologique 2** :bactériologie systématique . CRDP. Bordeaux : Aquitaine.1997. 155p.

HUCHON, R. **Activité photocatalytique de catalyseurs déposés sur différents supports (medias) Application à la conception d'un photoréacteur pilote** .thèse de doctora. France : université lyon1. 2006. 156p.

JOFFIN, C. JOFFIN , J-N. **Microbiologie alimentaire**.6<sup>ème</sup> Ed. Bordeaux : CRDP Aquitaine . 2010. 334 p.

KOLLER , E. **Traitement des pollutions industrielles** : eau, air, déchets, sols, boues .2<sup>ème</sup> Ed. Paris : DUNOD. 2009. 569 p.

L'OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU. **Conception et dimensionnement**: caractéristiques des eaux usées. Centre National de Formation aux Métiers de l'Eau .France . 2005. 102 p.

LE PIMPEC , P. LINENARD, A. BONNARD, R . LAFONT , M. CAZIN, B .BOSSARD, P- H .HUBERT, B .BRAY, M. **Guide pratique de l'agent préleveur** : chargé de la police des milieux aquatiques . Maurice Merlin. Paris. 2002: 159 p.

MAIGA,Y. **Processus d'élimination de *Escherichia Coli* et des *Enterocoques* des bassins de lagunage sous climat Sahélien** : influence de la radiation solaire. mémoire en vue de l'obtention du titre de docteur en sciences biologiques appliquées. Ouagadougou : Institut International d'Ingénierie de l'Eau et de l'Environnement. 2010. 138 p.

MALATO, S.FERNANDEZ-IBANEZA, P.MALDONADO, M. BLANCO, J.GERNJAK, W. **Decontamination and disinfection of water by solar photocatalysis:Recent overview and trends** . Catalysis Today. 2009 ,n° 147 . 56 p.

MDDEP. **Désinfection des eaux usées traitées**. Gouvernement de Québec .Canada . 2002. 2 p.

MIGNOT, V. **La désinfection des eaux usées**. Mémoire D.U Eau et Environnement Picardie. université .2006 : 58 p.

MOUSSOU, A. BOUMRAR, H. **désinfection des eaux épurées par la méthode de SODIS pour l'amélioration de la qualité microbiologique eaux rejetées en mer.** mémoire en vue de l'obtention de diplôme d'Ingénieur d'état en science de la mer. Alger. école nationale supérieure des sciences de la mer et d'aménagement de littoral. 2011. 73 p.

PARRA CARDONA, S- P. **Coupling of photocatalytic and biological processes as contribution to the detoxification of water: catalytic and technological aspects.** thèse de doctorat. Lausanne. 2001. 98 p.

PARTENAIRE FRANÇAIS D'ECP GLOBAL COMMUNICATION. **Chlore : désinfection et eau.** Communication économique et social. Paris. 2003. 19 p.

RAMEDE, F. **Dictionnaire encyclopédique : les polluants de l'environnement à l'homme.** ediscience international. Paris. 2000. 690 p.

REJSEK, F. **Analyse de l'eau : Aspects et règlementaire et technique.** CRDP d'Aquitaine. France. 2002. 358 p.

RIBONI, E. **Purification de l'eau dans l'industrie .ozone.** chez la Fondation Suisse pour la Recherche en Microtechnique. Suisse. 2003. 141 p.

RODIER, J. BAZIN, C. BROUTIN, J.-P. CHAMBON, P. CHAMPSAUR, H. RODI, L. **l'analyse de l'eau : eaux naturelle, eau résiduaires et l'eau de mer.** 8<sup>ème</sup> Ed. paris : Dounod. 2005. 1383p.

RODIER, J. LEGUBE, B. MERLETN. **L'analyse de l'eau.** 9<sup>ème</sup> Ed. paris : Dounod. 2009. 1511p.

ROUISSAT, B. **La gestion des ressources en eau en Algérie : Situation, défis et apport de l'approche systémique.** Algérie. 2009. 15 p.

SARANTOPOULOS, C. **Photocatalyseur a base de TiO<sub>2</sub> prepares par infiltration chimique en phase vapeur (CVI) sur supports micro fibreux.** Mémoire en vue de l'obtention du titre de Docteur en Science et Génie des Matériaux. France. L'institut National Polytechnique De Toulouse. 2007. 181 p.

SIMON, J-C. DAUBY, B. NONET, S. **Evaluation de l'efficacité de l'oxydation avancée par photocatalyse hétérogène UV/TiO<sub>2</sub> sur un effluent industriel contaminé par des composés organiques non biodégradables (colorants).** Revue Scientifique des ISILF. 2008. n°22. 25 p.

VANDERMEERSCH, S. **Etude comparative de l'efficacité des traitements d'épuration des eaux usées pour l'élimination des micro-organismes pathogènes**. Mémoire en vue de l'obtention du grade académique de Diplômé d'Etudes Spécialisées en Gestion de l'Environnement. Bruxelles. Institut de Gestion de l'Environnement et d'Aménagement du Territoire. 2006. 54 p.

### Les sites consultés

**Ministère de la Santé du Canada**[en ligne].Canada. Consulté le 26 Mars 2012 .Disponible sur : [www.hc-sc.gc.ca](http://www.hc-sc.gc.ca)

**Ultraviolets** [en ligne].France. Consulté le 26 Mars 2012 .Disponible sur : <http://www.dynavive.eu/ultra-violet.html>

**La désinfection des eaux usées**[en ligne].France. Consulté le 18 Avril 2012 .Disponible sur : <http://www.u-picardie.fr>

**Communication économique et social** [en ligne].France. Consulté le 19 Avril 2012 .Disponible sur : [ces@communications.fr](mailto:ces@communications.fr)

# Annexes

**Annexe 1****Les milieux de culture****▪ Milieu de Baird Parker**

Composition	Quantité (g/l)
Hydrolysate tryptique de caséine	10
Extrait de viande de bœuf	5
Extrait de levure	1
Pyruvate de sodium	10
Chlorure de lithium	5
Glycocolle	12

- pH : 6.8
- autoclaver à 120 C° pendant 15minutes.

**▪ Gélose Chapman**

Composition	Quantité (g/l)
Extrait de viande de bœuf	1
Peptone de caséine et de viande	10
Chlorure de sodium	75
D Mannitol	10
Agar	15
Rouge de phénol	0,025

- PH : 7,5
- Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 121°C.

**▪ Milieu de Slanetz et Bartley**

Composition chimique	Quantité (g/l)
Tryptone	20
Extrait de levure	5
Glucose	2
Monohydrophosphate de potassium (K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> )	4
Azide de sodium	0,4
Chlorure de triphényltétrazolium (TTC)	0,05
Agar	10

- PH : 7,2±0,2
- Ne pas autoclave, ne pas refondre.

### ■ Gélose viande-foie

Composition	Quantité (g/L)
Base viande-foie	30
Glucose	2
Amidon	2
Sulfite de sodium	1
Citrate de fer ammoniacal	0,5
Agar	11

- pH : 7,6±0,2
- Stérilisation à l'autoclave : 121°C pendant 15 minutes.

### ■ Bile- Esculine -Azide (BEA)

Composition	Quantité (g/l)
Tryptone	17
Peptone	3
Extrait de levure	5
Bile de boeuf déshydratée	10
Chlorure de sodium	5
Esculine	1
Citrate de fer et d'ammonium	0,5
Azoture de sodium ou azide de sodium	0,15
Agar	15

- pH : 7,1±0,2
- Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 120°C.

### ■ Gélose Salmonelles-Shigelles (SS)

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	5
Extrait de viande de bœuf	5
Sels biliaires	4,2
Citrate de sodium	10
Citrate de fer	2
Lactose	10
Rouge neutre	0,025
Vert brillant	0,3 (mg)
Thiosulfate de sodium	8,5
Agar	12

- pH : 7,3±0,2 à 25°C.
- Ne pas autoclaver.

### ▪ Gélose de Sabouraud

Composition	Quantité (g/l)
Peptone Chapoteaut	10
Glucose mssé	20
Agar	15

- pH final = 6-6,3
- Autoclaver à 120°C pendant 20 minutes.

### ▪ Milieu ENDO

Composition	Quantité (g/l)
Peptone bactériologique	10
Phosphate de potassium	3,5
Sulfite de sodium	2,5
lactose	10
Agar	10

7

- pH = 7,5
- Autoclaver à 121°C pendant 15 minutes.

### ▪ gélose lactosée bilée au cristal violet et au rouge neutre (VRBL)

composition	quantité (g/l)
peptone	7
extrait de levure	5
sels biliaires	1,5
lactose	10
chlorure de sodium	5
agar	11
rouge neutre	0,03
cristal violet	0,002

- Autoclaver à 120°C pendant 15 minutes.
- pH= 7,4

- **Milieu Rothe**

<i>Composition</i>	<i>S/C g/l</i>	<i>D/C g/l</i>
Poptone	20	40
Glucose	5	10
NaCl	5	10
Monohydrogenophosphate de potassium	2.7	5.4
Dihydrogenophospahte de potassium	2.7	5.4
Azide de sodium	0.2	0.4

- pH = 6.8- 7
- Autoclaver à 120C° pendant 20 minutes.

- **Milieu Eva lisky**

<i>Composition</i>	<i>g/l</i>
Peptone	20
Glucose	5
NaCl	5
Monohydrogenophosphate de potassium	2.7
Dihydrogenophospahte de potassium	2.7
Azide de sodium	0.3
Ethyl violet	0.0005

- pH = 6.8- 7
- Autoclaver à 120C° pendant 20 minutes.

- **Gélose Hektone**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/l)</b>
Protéose peptone	12
Extrait de levure	3
Chlorure de lithium	5
Thiosulfate de sodium	5
Sels biliaire	9
Citrate de fer ammoniacal	1,5
Sélicine	2
lactose	12
Saccharose	12
Fushine acide	0,1
Bleu de bromothymol	0,065
Agar	14

▪ **Milieu BCPL ( bouillon lactosé au bromocrésol prourpre )**

composition	quantité (g/l)
peptone	5
extrait de viande	3
lactose	5
pourpre de bromocrésol	0,025

- pH = 6.9
- Autoclaver à 120C° pendant 20 minutes.

▪ **Gélose TSI**

Composition	quantité (g/l)
peptone	20
extrait de viande	3
extrait de levure	3
chlorure de sodium	5
citrate ferrique	0,3
thiosulfate de sodium	0,3
lactose	10
saccharose	10
glucose	1
Agar	12

- pH= 7,4

▪ **Milieu urée- indole**

Composition	quantité (g/l)
L-tryptophane	3
phosphate monopotassium	1
phosphate bipotassium	1
Chlorure de sodium	5
urée	20

## Annexe 2

### Dosage de l'ammonium

#### 1- Réactifs

##### 1-1 Solution tampon

###### Produits chimiques exigés :

- Tartrate de potassium et de sodium  
KNa, 4 O.....33 g.
- Citrate de sodium ,2 O.....24 g.
- Acide sulfurique (1N).....x ml.
- Eau distillée ..... 1000 ml.
- Brij 35 (35%).....2ml.

##### Préparation

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

**Note :** La solution est stable pendant une semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

##### 1-2- Solution de phénol

###### Produits chimiques exigés :

- Phénol OH.....6 g
- Hydroxyde de sodium NaOH..... 40 g
- Eau distillée O..... 1000 ml

##### Préparation

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

**Note :** La solution est stable pendant une semaine.

##### 1-3- Solution d'hypochlorite de sodium

###### Produits chimiques exigées :

- Solution d'hypochlorite de sodium NaClO  
(13 % de chlore actif).....200 ml
- Eau distillée O.....800 ml

**Préparation**

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

**1-4- Solution de nitroprussiate de sodium****Produits chimiques exigés :**

- Nitroprussiate de sodium [ ( ) ], 2 O.....0,5 g
- Eau distillée O.....1000 ml

**Préparation**

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

**Note :** Conserver dans une bouteille de couleur sombre.

La solution est stable pendant une semaine.

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

**1-5- Liquide de rinçage :**

Eau fraîchement distillée O.

**2-Préparation des solutions étalons****2-1 Solution mère de 100 ppm N<sup>1</sup>****Produits chimiques exigés :**

- Chlorure d'ammonium .....0,3819 g
- Eau distillée O.....1000 ml

**Préparation**

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

**Note :** La solution est stable pendant un mois. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

---

<sup>1</sup> Les concentrations des solutions étalons sont transformées en  $\mu\text{moles/l}$  de .

**2-2- Solution fille de 10 ppm N**

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

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

**Annexe 3****Dosage des phosphates****1-Réactifs****1-1-Solution de molybdate d'ammonium****Produits chimiques exigés :**

Tartrate de potassium et d'antimoine

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

**Préparation :**

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

**Note :** Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50% en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml. Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10% pour 300 ppb Si et 10% pour 10% pour 10 ppb P.

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

**1-2-Solution d'acide ascorbique****Produits chimiques exigés :**

Acide ascorbique C <sub>6</sub> H <sub>8</sub> O <sub>6</sub> .....	6 g.
Acétone C <sub>3</sub> H <sub>6</sub> O.....	60 ml.
Eau distillée H <sub>2</sub> O.....	1000 ml.

FFD6.....2 ml.

### Préparation

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

**Note :** la solution est stable pendant cinq jours. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

**1-3-Liquide de rinçage :** Eau fraîchement distillée H<sub>2</sub>O (régénérée chaque semaine).

### 2-Préparation des solutions étalons :

#### 2-1-Solution mère de 100 ppm P<sup>2</sup>:

##### Produits chimiques exigés :

Dihydrogène o-phosphate de potassium KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>.....0,4394 g.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....1000 ml.

**Note :** la solution est stable pendant quatre semaines. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

#### 2-2-Solution fille de 10 ppm P

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

**Note :** préparer la solution fille à 10 ppm P chaque semaine et standards chaque jour.

## Annexe 4

### Dosage des nitrites + nitrates

#### 1-Réactifs :

##### 1-1-Solution tampon :

##### Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH<sub>4</sub>Cl.....50g.

Solution d'ammonium NH<sub>4</sub>OH (25 %)...... $\pm$  1ml.

Hydroxyde de sodium NaOH .....5 g.

Eau distillée H<sub>2</sub>O .....1000 ml.

Bridj 35 (30 %)......3 ml.

<sup>2</sup> Les concentrations des solutions étalons sont transformées en  $\mu$ moles/l de PO<sub>4</sub><sup>-</sup>.

**Préparation :**

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

**Note :** la solution est stable pendant une semaine. Quand la solution n'est pas utilisée il faut la conserver à 4°C.

**1-2-Réactif colorant****Produits chimiques exigés :**

Acide o-phosphorique $H_3PO_4$ (85%) .....	5 ml.
Sulfanilamide $C_6H_8N_2O_2S$ .....	10 g.
$\alpha$ -Naphtyléthylène diamine dihydrochloride $C_{12}H_{16}Cl_2N_2$ .....	0,5g.
Eau distillée $H_2O$ .....	850ml.

**Préparation :**

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

**Note :** la solution est stable pendant deux semaines. Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

**1-3-Liquide de rinçage :** Eau fraîchement distillée (régénérée chaque semaine).

**2-Préparation des solutions étalons :****2-1-Solution mère de 100 ppm  $N^3$** **Produits chimiques exigés :**

Nitrate de sodium $NaNO_3$ .....	0,6068 g.
Eau distillée $H_2O$ .....	1000 ml.

**Préparation**

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

<sup>3</sup> Les concentrations des solutions étalons sont transformées en  $\mu\text{moles/l}$  de  $N-NO_3^-$  ou de  $N-NO_2^-$  puis en  $\mu\text{moles/l}$  de  $NO_3^-$  ou en  $NO_2^-$ .

**Note :** la solution est stable pendant quatre semaines. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

### 2-2-Solution fille de 10 ppm N :

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

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

### 3-Préparation de la colonne réductrice

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

##### Produits chimiques exigés :

Acide chlorhydrique HCl (32%).....400 ml.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....600 ml.

**Préparation :** diluer l'acide chlorhydrique dans 600 ml d'eau distillée.

#### 3-2-Cadmium :

##### Produits chimiques exigés :

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

##### Procédure de remplissage :

1-Les granules de cadmium sont mélangés avec ±30 ml de la solution d'acide chlorhydrique (4N).

2- Agiter pendant une minute.

3- Laver avec l'eau distillée.

4- Ajouter environ 50 ml de solution de sulfate de cuivre et agiter pendant 5 minutes.

5- Laver la saleté entre les granules avec l'eau distillée.

6- Sécher les granules de cadmium avec un filtre en papier.

7- Ajouter, à l'aide d'un entonnoir, les granules dans une colonne sèche, en secouant de temps en temps pour empaqueter la colonne des deux cotés.

8- Remplir jusqu'à ±5 mm du sommet.

9- Placer un petit tube de polyéthylène, dans la colonne pour éviter que les granules ne sortent de la colonne.

10- Remplir la colonne, à l'aide d'une seringue contenant la solution tampon (réactif 1-1 préparé précédemment).

11- Placer la colonne dans le système.

**Note :** éviter que l'air rentre dans la colonne. Les granules de cadmium activés peuvent être stockés sec, dans une bouteille fermée.

## Les courbes d'étalonnages

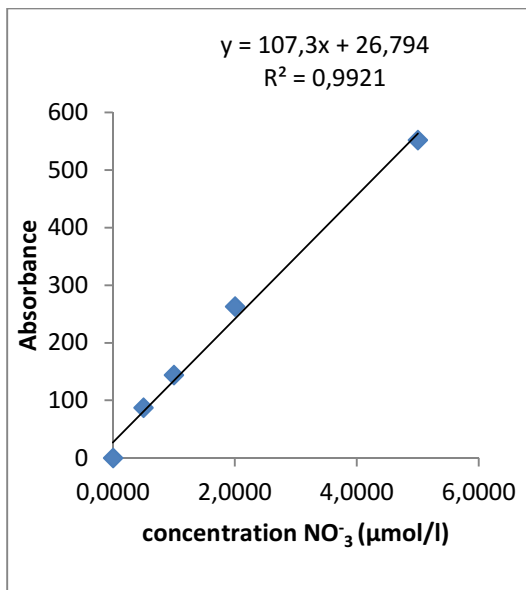


Figure 1: courbe d'étalonnage pour les nitrates

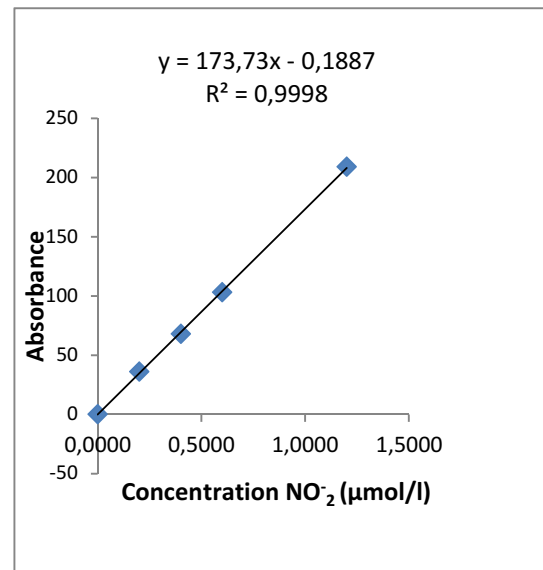


Figure 2: courbe d'étalonnage pour les nitrites

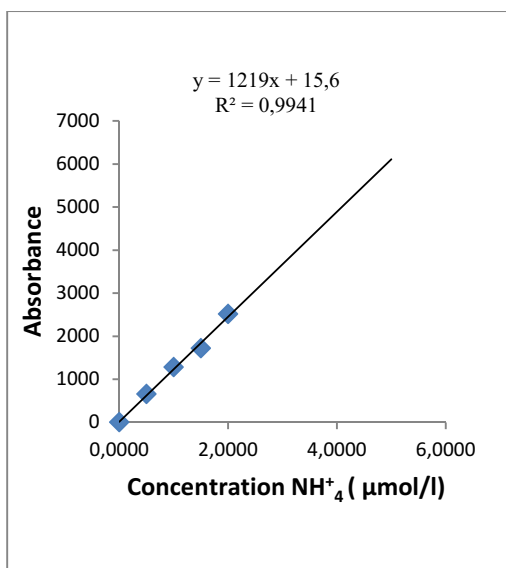


Figure 3: courbe d'étalonnage pour l'ammonium

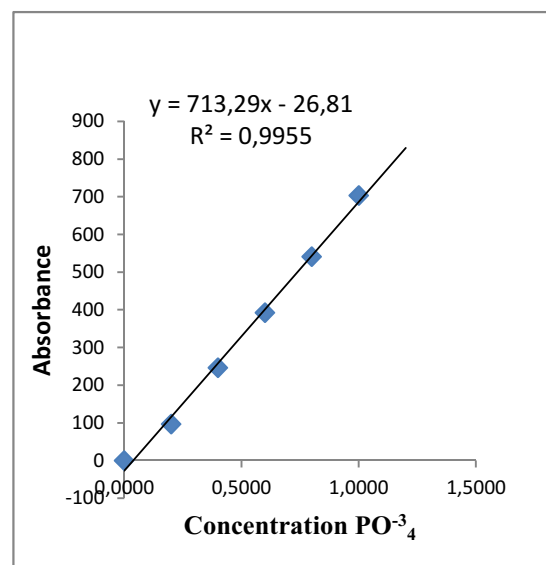
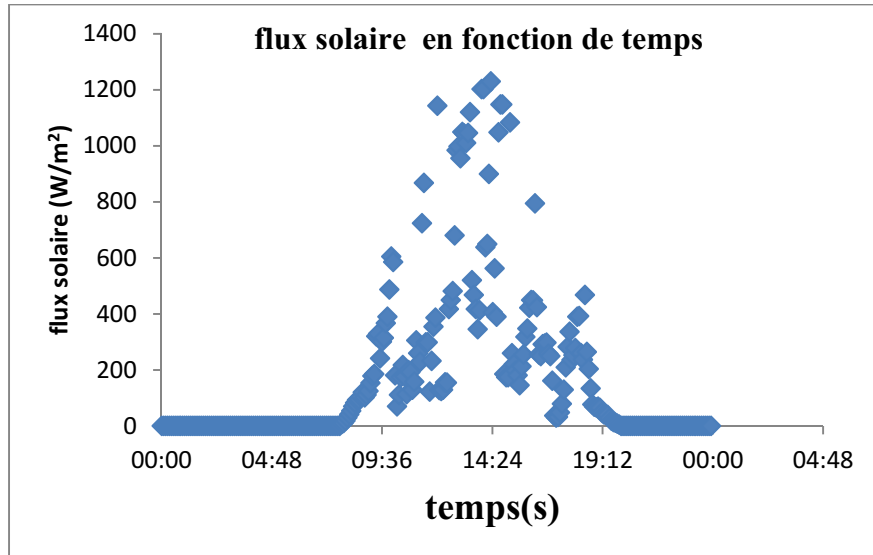


Figure 4: courbe d'étalonnage pour les phosphates

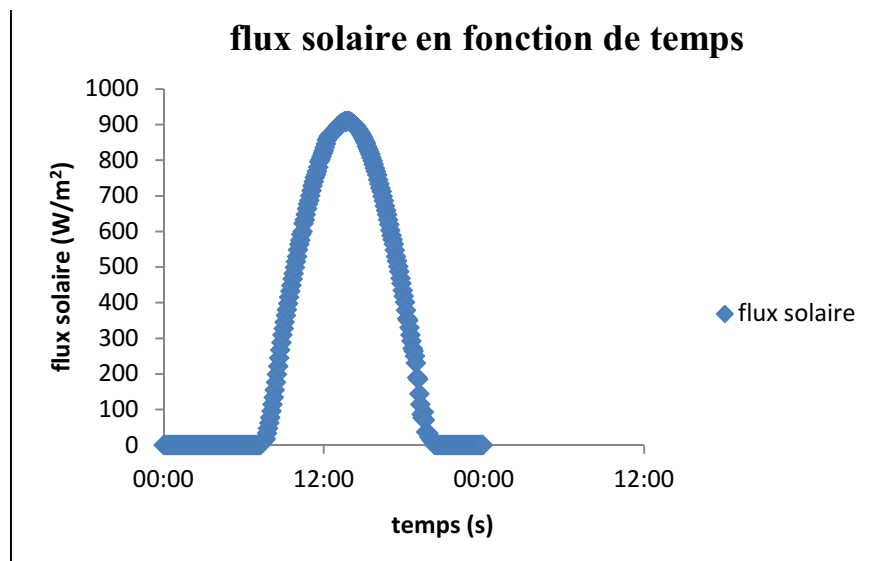
## Annexe 5

### Données climatiques

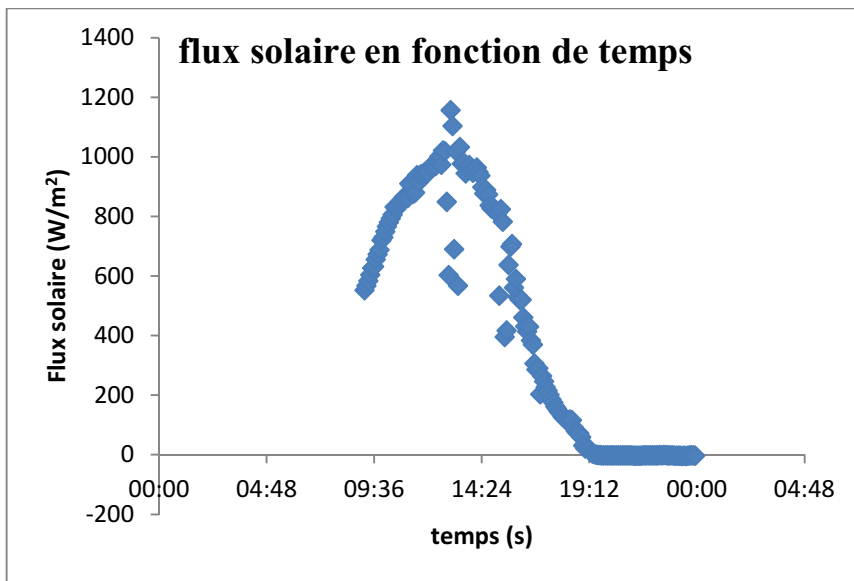
- 16 Avril 2012



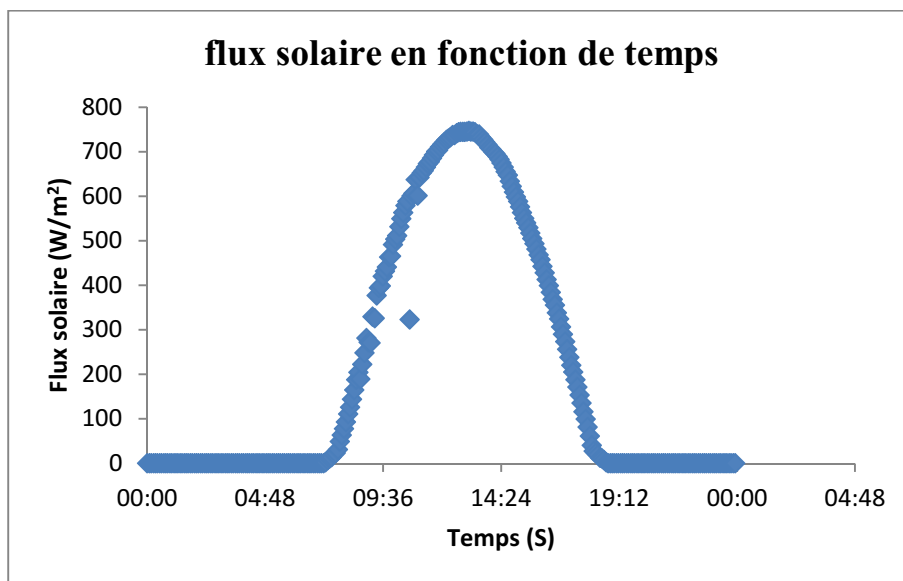
- 09 Avril 2012



- 23 Avril 2012



- 14 mai 2012



**Annexe 6****Tableau 1: Plage de mesure de la DBO<sub>5</sub> en fonction du volume**

<b>Echelle (mgd'O<sub>2</sub>/l)</b>	<b>Volume d'échantillon (ml)</b>
<b>1000</b>	100
<b>600</b>	150
<b>250</b>	250
<b>90</b>	400

**Annexe 7****Dosage des hydrocarbures**

La méthode décrite par AMINOT et CHAUSSEPIED (1983) est la suivante :

**a. Principe**

Les hydrocarbures sont extraits du substrat à étudier par le tétrachlorure de carbone .l'extrait est purifié sur un adsorbant afin de retenir les composés polaires et l'éluat est analysé par spectrométrie infrarouge.

**b. Mode opératoire**

Dosage des hydrocarbures se fait en plusieurs étapes :

**1. Extraction**

- Verser dans une ampoule à décanter le volume totale d'échantillon, soit V ;
- Prendre un volume de tétrachlorure de carbone d'environ 50 ml ;soit V<sub>0</sub> ;
- Agiter l'ampoule pendant 20 minutes et laisser reposer 15 minutes
- Soutirer l'extrait qui constitue la phase inferieure

**2. Déshydratation**

L'élimination de l'eau contenue dans l'extrait se fait en ajoutant sulfate de sodium.

**3. Concentration**

L'extrait est concentrer jusqu'à 20 ml à l'aide de rote à vapeur régulé à 50°C.

**4. Purification**

Pour cette étape en utilise le Florisil comme adsorbant. Il est met dans l'étuve régulé à 120°C pendant 8heures pour la désactivation puis on ajoute deux gouttes de l'eau distillée pour l'activation.

- Placer une burette qui contient l'alun de verre et 2g de Florisil ;
- Laver le Florisil en laissant écouler sur la colonne 20ml au moins de tétrachlorure de carbone que l'on éliminera ;
- Faire passer sur la colonne exactement 20ml de l'extrait ;
- Recueillir le liquide dans une éprouvette graduée ;
- Ajouter, dès que le sommet de la colonne arrive à sec, à nouveau 4ml de CCl<sub>4</sub> en tête de colonne ;
- Recueillir l'éluat dans la même éprouvette ;
- Mesurer le volume total collecté (V1).

**Lecture :** Cette étape elle a été faite au centre de recherche appliquée en physicochimie de BOU Ismail.

## Annexe 8

### **Les galeries d'identification biochimiques**

API 20 E est un système standardisé pour l'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux, comprenant 21 tests biochimiques miniaturisés,

#### **a) Principe**

La galerie API 20 E comporte 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs (**bioMérieux® SA.,2007**).

#### **b) Mode opératoire**

le mode opératoire décrit par le fournisseur **bioMérieux® SA(2007)** est le suivant :

##### **▪ préparation de la galerie**

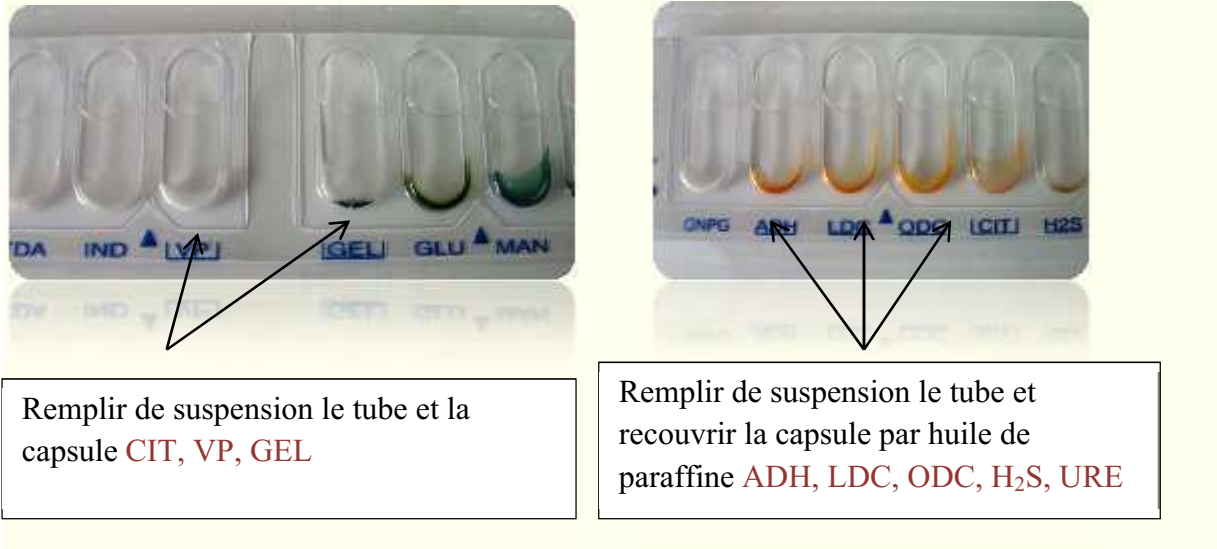
- ✓ Mettre de l'eau distillée sur le fond de la boîte (partie alvéolée), toutes les alvéoles doivent être remplies, éliminer l'excès d'eau en renversant la boîte au-dessus de l'évier.
- ✓ Placer la galerie sur le fond de la boîte elle doit être manipulée avec la pince.

##### **▪ Préparation de l'inoculum**

Réalisez une suspension de la souche à étudier. La suspension doit avoir une densité suffisante.

### ▪ L'inoculation de la galerie

Introduire la suspension bactérienne dans les tubes de la galerie à l'aide de pipette pasteur (pour éviter la formation de bulles au fond des tubes, poser la pointe de la pipette sur le côté de la cupule, en inclinant légèrement la boîte d'incubation vers l'avant) :







### c) Lecteur galerie API

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

Le tableau ci-dessous représente les résultats des galeries utilisées dans notre étude et aussi l'identification ;

**Tableau : résultats des galeries d'identification des espèces**

Résultats d'incubation de la galerie API 20 E	Le code*	L'espèce
	0 134 000	<i>Proteus mirabilis</i>
	514 0 572	<i>Escherichia Coli</i>
	6 344 572	<i>Salmonella spp</i>
	733 7 663	<i>Vibrio cholérique</i>

\*Les sommes des séries des tests positifs

Tableau : tableau de lecture des galeries API 20 E (bioMérieux® SA.,2007)

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
				NEGATIF	POSITIF
ONPG	2-nitrophényl-βD-galactopyranoside	0,223	β-galactosidase (Ortho NitroPhényl-βD-Arginine DiHydrolase)	incolore	jaune (1)
ADH	L-arginine	1,9	Arginine DiHydrolase	jaune	rouge / orangé (2)
LDC	L-lysine	1,9	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
ODC	L-ornithine	1,9	Ornithine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
CIT	trisodium citrate	0,756	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu (3)
H <sub>2</sub> S	sodium thiosulfate	0,075	production d'H <sub>2</sub> S	incolore / grisâtre	dépôt noir / fin liseré
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge / orangé (2)
TDA	L-tryptophane	0,38	Tryptophane DésAminase	TDA / immédiat	
				jaune	marron-rougeâtre
IND	L-tryptophane	0,19	production d'INDole	JAMES / immédiat	
				incolore vert pâle / jaune	rose
VP	sodium pyruvate	1,9	production d'acétoïne (Voges Proskauer)	VP 1 + VP 2 / 10 min	
				incolore / rose pâle	rose / rouge (5)
GEL	gélatine (origine bovine)	0,6	Gélatinase (GÉLatine)	non diffusion	diffusion du pigment noir
GLU	D-glucose	1,9	fermentation / oxydation (GLUcose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune gris
MAN	D-mannitol	1,9	fermentation / oxydation (MANnitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	1,9	fermentation / oxydation (INOsitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SOR	D-sorbitol	1,9	fermentation / oxydation (SORbitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
RHA	L-rhamnose	1,9	fermentation / oxydation (RHAmnose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SAC	D-saccharose	1,9	fermentation / oxydation (SACcharose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	D-melibiose	1,9	fermentation / oxydation (MELibiose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdaline	0,57	fermentation / oxydation (AMYgdaline) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
ARA	L-arabinose	1,9	fermentation / oxydation (ARABinose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
OX	(voir notice du test oxydase)		cytochrome-OXYdase	(voir notice du test oxydase)	

(1) Une très légère couleur jaune est également positive.

(2) Une couleur orange apparaissant après 36-48 H d'incubation doit être considérée négative.

(3) Lecture dans la cupule (zone aérobie).

(4) La fermentation commence dans la partie inférieure des tubes, l'oxydation commence dans la cupule.

(5) Une légère coloration rose apparaissant après 10 minutes doit être lue négative.

**Annexe 9****Les caractéristiques physicochimiques des eaux désinfectées**

- 9 Avril 201

Type de réacteur	Temps d'exposition (heure)	Température (°C)	pH	Conductivité (μ s/cm)
Ballon	4	32	7,54	1443
	5	30	7,72	1448
	6	31	7,71	1452
Erlenmeyer	4	27,2	7,65	1422
	5	27	7,8	1435
	6	29	7,66	1455
Tubulaire Statique	4	30	7,61	1430
	5	33	7,64	1439
	6	31	7,65	1534

UVA	Temps d'exposition (minutes)	Température (°C)	pH	Conductivité (μs/cm)
	10	20,1	7,83	1410
	20	20,2	7,83	1412
	30	20,1	7,83	1410

- 16 Avril 2012

Type de réacteur	Temps d'exposition (heure)	Température (°C)	pH	Conductivité (μs/cm)
Tubulaire Statique	4	25,3	7,12	1403
	5	25,5	7,54	1437
	6	23,9	7,51	1449

Type de réacteur	Temps d'exposition (minutes)	Température (°C)	pH	Conductivité (μs/cm)
UVA	10	17,5	7,31	1121
	20	17,3	7,28	1125
	30	18,8	7,14	1125
UVC	10	17,6	7,14	1119
	20	17,8	7,19	1126
	30	17,8	7,33	1125

- 22 Avril 2012

type de réacteur	Temps d'exposition (minutes)	Température (°C)	pH	Conductivité (µs/cm)
Ballon (UVC)	30	20	7,25	1442
	45	20,5	7,29	1442
	60	20,7	7,43	1464
Erlenmeyer (UVC)	30	20,6	7,41	1437
	45	21	7,46	1473
	60	21,5	7,34	1452
Ballon (UVA)	30	20,3	7,46	1457
	45	21,2	7,46	1455
	60	21,3	7,7	1453
Erlenmeyer (UVC)	30	21	7,57	1447
	45	21,4	7,55	1449
	60	21	7,49	1467

- 14 Mai 2012

Type de réacteur	Temps d'exposition (heure)	Température (°C)	pH	Conductivité (µs/cm)
UVC + TiO <sub>2</sub>	1 :30	24,1	7,68	1396
	2	24,9	7,66	1417
UVA + TiO <sub>2</sub>	1 : 30	23,8	7,8	1418
	2	24	7,9	1422
tubulaire dynamique + TiO <sub>2</sub>	4	26,4	8,1	1449
	5	24,5	8,14	1451
	6	25,4	8,2	1413

**Annexe 10****Tableau : Table de NPP utilisées pour les Coliformes (RODIER et al .,2009)**

1 X 50 ml	5 X 10 ml	5 X 1 ml	Nombre caractéristique	Limites de confiance	
				Inférieure	Supérieure
0	0	0	<1		
0	0	1	1	<0,5	4
0	0	2	2	<0,5	6
0	1	0	1	<0,5	4
0	1	1	2	<0,5	6
0	1	2	3	<0,5	8
0	2	0	2	<0,5	6
0	2	1	3	<0,5	8
0	2	2	4	<0,5	11
0	3	0	3	<0,5	8
0	3	1	5	<0,5	13
0	4	0	5	<0,5	13
1	0	0	1	<0,5	4
1	0	1	3	<0,5	8
1	0	2	4	<0,5	11
1	0	3	6	<0,5	15
1	1	0	3	<0,5	8
1	1	1	5	<0,5	13
1	1	2	7	1	17
1	1	3	9	2	21
1	2	0	5	<0,5	13
1	2	1	7	1	17
1	2	2	10	3	23
1	2	3	12	3	28
1	3	0	8	2	19
1	3	1	11	3	26
1	3	2	14	4	34
1	3	3	18	5	53
1	3	4	21	6	66
1	4	0	13	4	31
1	4	1	17	5	47
1	4	2	22	7	59
1	4	3	28	9	85
1	4	4	35	12	100
1	4	5	43	15	120
1	5	0	24	8	75
1	5	1	35	12	100
1	5	2	54	18	140
1	5	3	92	27	220
1	5	4	160	39	450
1	5	5	>240		

Tableau : Table de MC Grady (BRISOU ET DENIS., 1980)

Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules
000	0.1	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		

## Annexe 11

### **Dosage des métaux lourds par la méthode de SAA avec flamme**

La méthode décrite ci-dessous selon la norme ISO 8988- 1986 est la suivante :

#### **1. Principe**

Nébulisation dans la flamme d'un spectromètre d'absorption atomique d'une prise d'essai du filtrat acidifié de l'échantillon (ou de l'échantillon dilué).

Détermination directe de la concentration de chaque élément, soit à partir de l'absorbance spécifique de chacun des éléments à l'aide d'un spectromètre équipé d'un système de correction de fond continu, ou, en l'absence d'un tel système, après avoir effectué une correction pour l'absorbance non spécifique.

#### **2. Réactifs**

Tous les réactifs doivent être de qualité analytique reconnue, de façon à ce que leur emploi n'affecte pas la précision du dosage. L'eau utilisée doit être déionisée ou distillée et ne doit pas contenir de métaux à des concentrations détectables par l'analyse d'un essai à blanc.

- Acide nitrique,  $Q = 1,4 \text{ g/ml}$ .
- Acide nitrique,  $c(\text{HNO}_3) = 1,5 \text{ mol/l}$ .
- Ajouter 100 ml d'acide nitrique (4.1) à 600 ml d'eau et diluer à 1000 ml.
- Acide nitrique,  $c(\text{HNO}_3) = 0,03 \text{ mol/l}$ .

Ajouter 1 ml d'acide nitrique concentré (4.1) à 400 ml d'eau et diluer à 500 ml avec de l'eau.

- Métaux, solutions étalons correspondant à 1,000 g de métal par litre).

Pour chacun des éléments à doser, peser 1,000 g de métal pur et le dissoudre dans de l'acide nitrique en chauffant jusqu'à dissolution complète. Laisser refroidir et transférer la solution quantitativement dans une fiole jaugée de 1 000 ml, diluer au volume avec de l'eau et homogénéiser.

Pour la préparation des solutions étalons, il est également possible de procéder à partir de sels métalliques dont la composition est connue précisément.

Stocker chacune des solutions étalons dans des récipients en polyéthylène ou en verre borosilicaté.

1 ml de chacune de ces solutions étalons contient 1,00 mg de métal.

#### **3. Appareillage**

Matériel courant de laboratoire et Spectromètre d'absorption atomique, équipé de lampes à cathode creuse appropriées aux métaux à doser, d'un dispositif.

Des solutions étalons sont disponibles dans le commerce. Ou de lampes permettant la correction de l'absorbance non spécifique et d'un ensemble ((nébuliseur-brûleur)) à flamme acétylène-air. Respecter les instructions du constructeur pour le réglage des paramètres instrumentaux.

#### 4. Mode opératoire

##### 4.1 Prise d'essai

Dans une fiole jaugée de 100 ml, introduire une prise d'essai de l'échantillon acidifié (contenant de 0,2 à 1 mg de métal (voir le tableau 1 pour les limites supérieures de dosage correspondant à chaque élément). Compléter au volume avec de l'eau.

##### 4.2 Essai à blanc

Effectuer, parallèlement au dosage, un essai à blanc en suivant le même mode opératoire et en utilisant les mêmes quantités de tous les réactifs que pour l'échantillonnage et le dosage, mais en remplaçant la prise d'essai par de l'eau.

#### 5. Étalonnage et dosage

Procéder comme suit pour chacun des métaux à doser. Avant d'effectuer les mesures spectrométriques, installer le spectromètre selon les instructions du constructeur en aspirant une solution étalon du métal à doser et en fonction des indications du tableau 1. Régler les conditions de nébulisation et de flamme (débit d'aspiration, nature de la flamme, position du faisceau optique dans la flamme). Ajuster le zéro instrumental avec de l'eau.

**Tableau 1 : la longueur d'onde de l'élément à doser**

Élément à doser	Longueur d'onde (nm)	Flamme
Cobalt	240,7	Acétylène – air
Nickel	232	Acétylène – air oxydante
Cuivre	324,7	Acétylène – air oxydante
Zinc	213,8	Acétylène – air
Cadmium	228,8	Acétylène – air
Plomb	283,3 – 217,0	Acétylène – air

Pour chaque métal à doser, aspirer la gamme de solutions d'étalonnage et, comme terme zéro, la solution d'essai à blanc. Tracer une courbe en portant les concentrations en métal, en milligrammes par litre, des solutions d'étalonnage en abscisse et les valeurs correspondantes de l'absorbance en ordonnée. Il est recommandé de vérifier la courbe d'étalonnage, par exemple en mesurant l'absorbance d'une solution étalon tous les 5 échantillons.

## 6. Expression des résultats

Par référence à la courbe d'étalonnage, déterminer pour chaque métal dosé, les concentrations correspondant aux absorbances de la prise d'essai et du blanc.

Pour chaque métal dosé, la concentration, exprimée en milli-grammes par litre, de l'échantillon est donnée par la formule :  $(Q_t - Q_b) * 100/V$

**Q<sub>t</sub>** : concentration du métal, en milligrammes par litre, correspondant à l'absorbance de la prise d'essai ;

**Q<sub>b</sub>** : concentration du métal, en milligrammes par litre, correspondant à l'absorbance du blanc;

**V** : volume, en millilitres, de l'échantillon acidifié prélevé pour l'analyse.