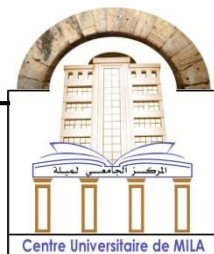


الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



N° Ref :.....

Centre Universitaire Abdelhafid BOUSSOUF- Mila

Institut des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques et Agricoles

Mémoire préparé en vue de l'obtention du diplôme de

Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Thème :

**Recherche des bactéries filamenteuses dans une boue activée :
cas de la station d'épuration des eaux usée de Ferdjioua**

Présenté par :

- LAGGOUNE Houda
- ZALAMI Somia

Devant le jury :

RABHI Nour Elhouda

MCB au CUM

Présidente

AISSOUS Imana

MCB au CUM

Examinatrice

HARRIECHE Ouahiba

MAA au CUM

Promotrice

Année Universitaire : 2024/2025

Remerciements

Au terme de ce travail de mémoire de Master, il est difficile de trouver les mots justes pour exprimer toute notre gratitude. Nous rendons tout d'abord grâce à Allah, Le Tout-Puissant, qui nous a accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

*Nous tenons à exprimer notre profonde reconnaissance à Madame **Ouahiba Harrieche**, notre encadrante, pour sa disponibilité, son accompagnement rigoureux, ses conseils précieux et ses encouragements constants tout au long de ce travail. Sa bienveillance et son professionnalisme ont été d'un grand soutien.*

*Nous remercions également les membres du jury, Madame **Rabhi Nour Elhouda** comme étant présidente de jury et Madame **Aissous Imane** comme étant examinatrice, pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant d'évaluer ce travail.*

Nous souhaitons aussi exprimer notre gratitude à l'équipe de la station d'épuration des eaux usées de Ferdjioua, pour leur accueil et leur précieuse collaboration durant notre stage.

Enfin, nous remercions vivement toutes les personnes, de près ou de loin, qui ont contribué à la réalisation de ce mémoire, par leur aide, leur soutien moral ou leur encouragement.

الإهداء

إلى الكريمين: أمي وأبي، جذوري الأولى وسقيا روحي، أنتما من غرس في حب العلم، ومنحاني الثبات في لحظات الضعف، والنور في عتمة الطريق.

إلى زوجي العزيز نسيم، رفيق الدرب والفكر، من تقاسم معي تعب الرحلة، وساندني بصبره ودعمه.

إلى أبنائي الأحبة: محمد، مريم البتول، والتوأم العزيزان آمنة وعبد الله، أنتم نوري في الحياة وزهرة عمري.

إلى إخوتي وأخواتي: خليدة، إدريس، عصام، وأيوب، وزوجاتهم.

إلى كل صديقاتي، وإلى كل العائلة، وكل من دعمني في اجتياز هذا الطريق، بكلمة، أو دعاء، أو وقفة صادقة.

إلى الأطفال الذين يملكون براءة العالم: عائشة، صهيب، عبد المهيم، مريم، وأيهم، إلى كل طفل يحلم بعالمٍ نقيٍّ كالماء، بلا تلوث، ولا دخان،

ولا خوف... أنتم رسائل الطهر، وأمل الغد الذي يستحق أن نجاهد لأجله بالعلم والعمل.

إلى الذين صانوا الود مرتين: مرّة فينا، ومرّة في أبنائنا... فحافظوا على جذور المحبة، وسقوا شجرة العلاقات بالوفاء والصدق، وخاصة بوقريط رزيقة.

إلى روح العالم الجليل ابن سينا، الذي سبق زمانه، وخلد علمه، وقال في كتابه القانون في الطب:

"الماء إذا تغيرت رائحته أو لونه أو طعمه، فلي على خبثه، وكان مفسدا للصحة جالبا

للأسقام".

إلى شهدائنا الأبرار، وإلى أمنا الجزائر، أرض المليون ونصف المليون شهيد، إلى الأمة العربية، وإلى فلسطين الجريحة، جرحنا الذي لا يندمل

أهدي هذا العمل المتواضع، عربون وفاء واعتراف، وسعيًا لأن يكون العلم طريقًا للنقاء والحرية.

(وَفَوْقَ كُلِّ ذِي عِلْمٍ عَلِيمٌ)

[سورة يوسف، الآية 76]

العقون هدى

Dédicace

*Avant tout, je remercie **ALLAH**, le Tout-Puissant, de m'avoir accordé le courage, la volonté et la santé nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.*

Je dédie ce travail :

*À mes chers parents. À mon cher père **Mohamed**, celui qui m'a appris que la vie est un combat et que ses plus belles armes sont le savoir et la connaissance. À l'homme le plus grand, le plus fort, et le plus cher de l'univers. À toi, mon père, qui as toujours été à mes côtés, je dédie ce travail avec tout mon amour, mon respect et ma reconnaissance.*

*À ma chère mère **Noria**, à celle qui a été mon premier soutien dans la réalisation de mes ambitions, à celle qui a été mon refuge et ma main droite dans cette étape de ma vie...à celle qui a éclairé le chemin de ma vie, à ce cœur débordant d'amour, à celle dont les prières m'ont toujours enveloppée, je dédie ce travail avec toute ma tendresse, mon amour et ma gratitude.*

*Dédicace à mon mari « **Sofiane** ». À l'homme le plus admirable de cette vie, au cœur le plus tendre. À mon pilier, mon soutien dans les épreuves, mon compagnon de cœur et de route. Merci d'avoir été ma force, mon refuge, et le plus fidèle des alliés.*

*À mes chers enfants, **Souheib**, **Ibtissem** et **Abdelwahab**. Je vous dédie ces lignes avec tout l'amour d'une mère reconnaissante. Merci pour votre présence, votre patience et votre encouragement à reprendre mes études après une longue interruption. Merci d'avoir cru en moi, même lorsque les temps étaient durs. Votre soutien silencieux, vos sourires, et vos petits mots m'ont donné la force d'avancer. Ce travail est aussi le vôtre, car sans vous, rien n'aurait été possible.*

*À ma sœur **Imen** et à mes frères **Hichem** et **Raouf**, Merci pour votre présence, votre affection et vos encouragements tout au long de ce parcours.*

*À mes amies **Zineb**, **Aya** et **Lamis**, Merci pour vos précieux conseils et votre soutien tout au long de mes études.*

Que Dieu veille sur vous tous

*« **Soumia** »*

Table des Matières

Résumé

ملخص

Summary

Remerciements

Dédicace

Liste des Abréviations

Liste des Tableaux

Liste des Figures

Introduction..... 1

Partie I : Synthèse Bibliographique

Chapitre 1. Généralités sur les eaux usées

1. Définition des eaux usée 5

2. Origine des eaux usée 5

2.1. Eaux usées domestiques..... 5

2.2. Eaux usées industrielles 5

2.3. Eaux pluviales 6

2.4. Eaux agricoles 6

2.5. Eaux parasites 6

3. Définition de la pollution de l'eau 6

4. Les types de pollution 7

4.1. Pollution physique..... 7

4.2. Pollution chimique 7

4.3. Pollution microbiologique..... 8

5. Risque liée à la pollution des eaux usée..... 8

6. Caractéristiques des eaux usées 9

6.1. Paramètres physiques..... 9

6.2. Caractéristiques organoleptiques 9

Chapitre 2. Epuration des eaux par boues activée

1. L'épuration biologique des eaux usée par boues actives.....	12
1.1. Définition des boues activées.....	12
1.2. Composition de la boue activée	12
2. Principe de fonctionnement d'une station d'épuration par boues activées	13
2.1. Préparation et traitements principaux	15
2.2. Traitement biologique	16
2.3. Traitement physique.....	16
2.4. Traitements des boues	17
3. Paramètres de fonctionnement clés.....	18
3.1. Densité de charge	18
3.2. Âge de boue	18
4. Avantages et inconvénients de l'épuration par boues activées.....	19
5. Problème de fonctionnement lié aux bactéries filamenteuse	20
5.1. Les problèmes de décantation des boues	20
5.2. Solution proposée pour résoudre les problèmes de décantation	23

Chapitre 3 : Les bactéries filamenteuses

1. Définition	26
2. L'origine.....	27
2.1. Les actinomycètes de sol.....	27
2.2. Actinomycètes dans les rhizosphères de plantes.....	28
2.3. Les actinomycètes aquatiques	29
2.4. Les actinomycètes de l'air	30
2.5. Les actinomycètes du compost	31
2.6. Les végétaux, les animaux et l'Homme.....	31
3. Les rôles des bactéries filamenteuses dans les boues activées.....	32
3.1. Décantation des boues activées.....	32
3.2. Bactéries filamenteuses dans la biofloculation	32

4. Les caractéristiques des bactéries filamenteuses	33
4.1. Caractéristiques morphologiques	33
4.2. Caractéristiques physiologiques.....	34
4.3. Caractéristiques écologiques.....	34
5. Classification.....	34
5.1. Classification de Eikelboom	34
5.2. Classification de Wanner	35
6. Taxonomie	36
6.1. Eikelboom type 021N ou <i>Thiothrix eikelboomii</i>	36
6.2. <i>Microthrix parvicella</i>	37
6.3. <i>Nocardiosis spp</i>	38
6.4. <i>Sphaerotilus natans</i>	39
6.5. <i>Thiothrix</i> , type 021 et type 1863	39
6.6. <i>Nostocoida limicola</i>	40
7. Méthode d'identification	41
7.1. Méthode d'identification classique.....	41
7.2. Identification physiologique et biochimique.....	42
7.3. Méthodes d'identification moléculaires	47

PartieII : Expérimentale

Chapitre 4. Matériel et Méthode

1.Présentation de la station étudiée	52
1.1.Localisation géographique de la station d'épuration de Ferdjioua	52
1.2.Données techniques de la station de Ferdjioua	53
1.3.Rôle environnemental et sanitaire de la STEP Ferdjioua,AïnBeida	54
1.4.Les étapes de traitement de la STEP	54
1.4.1. Station de relevage	55
1.4.2. Le prétraitement	55
1.4.4.Ouvrage de dégazage (air-release).....	57

1.4.5. Clarificateur	57
1.4.6. Traitement des boues	58
2.Méthodologie d'échantillonnage	59
2.1.Points de prélèvement	59
2.2.Fréquence et période de prélèvement	60
2.3. Matériel de prélèvement	60
3. Analyses physico-chimiques des eaux	60
3.1.La température (T°),le potentiel d'hydrogène (pH) et la conductivité électrique	60
3.2.Dosage des Matières en Suspension (MES)	61
3.2.1.Dosage des MES par méthode de filtration	62
3.2.2. Dosage desMES par Centrifugation	62
3.3. Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO)	62
3.4.Détermination de la demande biochimique en oxygène DBO ₅	63
3.5. Détermination de la pollution azotée (Dosage de l'azote Kjeldahl).....	64
3.6.Dosage du phosphore	65
4.Analyses physico-chimiques de la boue activée	66
4.1.Détermination de la concentration en Matières en Suspension (MES)	66
4.2.Test de décantation.....	66
4.3.Calcul de l'indice de Mohlman (IM)	67
4.4. Calcul de l'Indice de Boues (IB).....	67
5.Identification des bactéries filamenteuses	68
5.1. Observation microscopique sans coloration	68
5.1.1. Observation à l'état sec	68
5.1.2. Observation à l'état frais	68
5.2. Mise en évidence des granules de soufre (Test S)	69
5.3. Mise en évidence de la gaine	69
5.4. Coloration de Gram.....	70
5.5. Coloration au Noir de Soudan.....	70

Chapitre 5:Résultats et Discussion

1.Résultats des analyses physico-chimiques	73
1.1.Température	73
1.2. pH.....	74
1.3. La conductivité électrique	75
1.4. L'oxygène dissous.....	76
1.5. La demande biochimique en oxygène.....	76
1.6. La demande chimique en oxygène.....	77
1.7.Les matières en suspension	80
1.8.Azote total et phosphore total	81
2. Résultats des analyses physico-chimiques des boues activées	83
2.1. Test de décantation.....	83
2.1.1. V 30.....	83
2.1.2. V 120.....	84
2.2. Les matières en suspension dans les boues	85
2.3. Indice de Mohlman	86
2.4. Indice de Boue (IB).....	87
2.5. Résultats de l'observation macroscopique des boues	88
3.Analyse microscopique de la boue activée	89
3.1. Résultats de l'observation microscopique sans coloration	90
3.2. Mise en évidence des granules de soufre (Test S)	91
3.3. Mise en évidence de la gaine	92
3.4. Résultats de la coloration de Gram	94
3.5. Résultats de la coloration au Noir de Soudan	95
4.Évaluation microscopique du nombre de filaments intra- et extra-floculaires	96
5.Résultatde l'identification des bactéries filamenteuses	98
6.Solutions pour optimiser le fonctionnement de la STEP de Ferdjiouan face au bulking filamenteux.....	101

CONCLUSION.....	104
Références bibliographiques	106
Annexe	114

Liste des Abréviations

μS/cm : Microsiemens par centimètre (unité de la conductivité)

A : Âge de boue

AEP : Approvisionnement en eau potable

AO : Aération-Oxygénation

BA : Boue Activée

BM : Bleu de Méthylène

C/N : Rapport Carbone/Azote

CFU : Unités Formant Colonie (Colony Forming Units)

Cm : Charge massique

CV : Cristal Violet (colorant de Gram)

DBO5 : Demande biologique en oxygène pendant 5 jours

DCO : Demande chimique en oxygène

EPS : Exopolysaccharides

EPS : Substances Polymériques Extracellulaires

HRT : Temps de séjour hydraulique (Hydraulic Retention Time)

IB : Indice de Boues (Indice de sédimentation des boues)

MES : Matières en suspension

MF : Mousse Flottante

MMS : Matières minérales

MO : Matière Organique

MVS : Matières volatiles en suspension

NS : Noir Soudan (colorant lipidique)

O₂ : Oxygène dissous

OMS : Organisation mondiale de la santé

pH : Potentiel d'Hydrogène

PHB : Polyhydroxybutyrate (réserve lipidique intracellulaire)

STEP : Station de Traitement des Eaux Usées

T°C : Température en degrés Celsius

TS : Test Soufre (mise en évidence des granules de soufre)

V30 / V120 : Volume de sédimentation des boues après 30/120 minutes

Liste des Tableaux

Numéro	Intitulé	Page
Tableau 1	Avantages et inconvénients d'une filière à boues activées (Bakiri, 2014).	19
Tableau 2	Habitats de certains actinomycètes (Saker, 2015).	27
Tableau 3	Fréquence des divers genres d'actinomycètes dans le sol (Belyagoubi, 2014).	28
Tableau 4	Données Techniques de la STEP de Ferdjioua Willaya de Mila (STEP,2018).	53
Tableau 5	Résultats de l'appréciation de la densité des filaments observés dans les boues activées à la STEP de Ferdjioua et interprétation selon les normes de Jenkins (2003) et Eikelboom (2000) .	96

Liste des Figures

Numéro	Intitulé	Page
Figure 1	Une microscopique d'une boue activée (Bakiri, 2014).	13
Figure 2	Relations entre les microorganismes de la boue activée (Canler et al., 2014).	15
Figure 3	Schéma du processus d'épuration des eaux usées par boues activées (Benkouachi et Bouhali, 2021).	17
Figure 4	Bactéries filamenteuses : A- Image de flocs et filaments lors d'un foisonnement (Pandolfi, 2006), B- Flocc, microfaune et liquide interstitiel (Li et Yang, 2007).	20
Figure 5	Image de floccs et filaments lors d'un foisonnement (Pandolfi, 2006).	21
Figure 6	Mousse biologique en surface d'un bassin d'aération (BenfrehaBenyelles, 2022).	22
Figure 7	Bactéries filamenteuses X 100 (Degremont, 2005).	26
Figure 8	<i>Streptomyces scabies</i> (Cruywagen et al., 2021).	29
Figure 9	Actinoolanes (Yamamura et al., 2012).	30
Figure 10	Actinomycètes thermophiles (Malviya et al., 2013).	30
Figure 11	<i>Streptomyces sp</i> (Madigan et al., 2021).	31
Figure 12	Classification des bactéries filamenteuses (Belyagoubi, 2014).	36
Figure 13	Filament type 021 N (Pandolfi, 2006).	37
Figure 14	<i>Microthrix parvicella</i> (Durban, 2015).	38
Figure 15	<i>S. natans</i> (Pandolfi, 2006).	39
Figure 16	<i>Thiorix</i> (Juzan et al., 2012).	40
Figure 17	<i>N. limicola</i> (Pandolfi, 2006).	41
Figure 18	Principe de teste de catalase (Khalouche et Sifour, 2021).	43
Figure 19	Principe de la puce à ADN ou Microarray (Lacroix, 2008).	59
Figure 20	La STEP de Ferdjioua .	53
Figure 21	Localisation géographique de la STEP de Ferdjioua (Google maps, 2021).	53

Figure 22	Représentation schématique de la STEP (Ferdjioua- Ain Beida).	55
Figure 23	les pompes de relevage (STEP Ferdjioua).	55
Figure 24	le dégrilleur grossier manuel et automatique (STEP, Ferdjioua).	56
Figure 25	dessableur et déshuileur de la STEP (Ferdjioua).	56
Figure 26	Bassin biologique STEP Ain Beida Ahriche.	57
Figure 27	Clarificateur (STEP Ain Beida Ahriche).	57
Figure 28	déshydratation mécanique (STEP de Ferdjioua).	58
Figure 29	Lit de séchage (STEP de Ferdjioua).	59
Figure 30	points de prélèvement des échantillons dans la station de Ferdjioua.	60
Figure 31	Mesures de la température, pH et conductivité électrique.	61
Figure 32	Température des eaux usées STEP Ferdjioua.	73
Figur33	pH des eaux usées STEP Ferdjioua.	74
Figur34	Conductivité électrique des eaux usées STEP Ferdjioua.	75
Figur35	O ₂ dissout des eaux usées STEP Ferdjioua.	76
Figur36	la DBO ₅ des eaux usées STEP Ferdjioua.	77
Figur37	Le taux d'abattement de la DBO ₅ des eaux usées STEP Ferdjioua.	78
Figur38	la DCO des eaux usées STEP Ferdjioua.	79
Figur39	Le taux d'abattement de la DCO eaux usées STEP Ferdjioua.	79
Figur40	MES dans les eaux usées STEP Ferdjioua.	81
Figur41	Le taux d'abattement de la MES des eaux usées STEP Ferdjioua.	81
Figur42	Le Nt et Pt des eaux usées STEP Ferdjioua.	82
Figur43	Le taux de d'abattement de NT et PT des eaux usées STEP Ferdjioua.	83
Figur44	V 30 de la boue STEP Ferdjioua.	84
Figur45	V 120 de la boue STEP Ferdjioua.	85
Figur46	MES de la boue STEP Ferdjioua.	86
Figur47	IB de la boue STEP Ferdjioua.	87

Figure 48	Apparence visuelle de la boue activée dans le bassin d'aération (présence de mousse) de la STEP de Ferdjioua.	88
Figure 49	Aspect de deux échantillons de mousse flottante et de boue activée (STEP Ferdjioua).	89
Figure 50	observation microscopique à l'état sec des boues activées (Objectif ×100).	89
Figure 51	observation microscopique à l'état frais des boues activées (Objectif ×40).	90
Figure 52	observation microscopique à l'état frais de la mousse (a : objectif ×40, b : objectif ×100).	91
Figure 53	observation microscopique de granule de soufre intracellulaire dans les bactéries filamenteuses dans la boue activée (Objectif ×100).	91
Figure 54	observation microscopique de granule de soufre dans les bactéries filamenteuses dans la mousse (Objectif ×100).	92
Figure 55	observation microscopique de la boue activée après coloration au bleu de méthylène (Objectif ×100).	92
Figure 56	observation microscopique de la mousse après coloration au bleu de méthylène (Objectif ×100).	93
Figure 57	observation microscopique de la mousse après coloration de Gram (Objectif ×100).	93
Figure 58	observation microscopique de la boue activée après coloration de Gram (Objectif ×100).	94
Figure 59	observation microscopique de la boue activée après coloration au Noir de Soudan (Objectif ×100).	95
Figure 60	observation microscopique des bactéries de Type 021N et <i>Thiothrix</i> (Objectif ×100).	96
Figure 61	observation microscopique de bactéries <i>Microthrix parvicella</i> (Objectif ×100).	99
Figure 62	observation microscopique de bactéries <i>Nocardia</i> (Objectif ×100).	99
Figure 63	observation microscopique de bactéries <i>Nostocoida limicola III</i> (Objectif ×100).	100

Résumé

Ce travail s'inscrit dans le cadre d'une étude approfondie du fonctionnement d'une station d'épuration des eaux usées. Il s'agit de la STEP de Ferdjioua, située dans la wilaya de Mila (Algérie). L'objectif principal de cette étude était la recherche et l'identification des bactéries filamenteuses dans la boue activée, par observation microscopique, ainsi que l'évaluation de l'efficacité du traitement biologique à travers l'analyse de divers paramètres physico-chimiques (DCO, DBO₅, MES, conductivité, oxygène dissout, Nt, Pt, IB et IM). Les résultats ont montré des rendements acceptables d'élimination de la charge organique (jusqu'à 90 % pour la DBO₅), une stabilité de la conductivité électrique dans les eaux traitées et des variations importantes de l'oxygène dissout liées aux saisons. Les valeurs de l'indice de Mohlman, variant entre 19,73 et 137,25 ml/g, ont révélé des épisodes probables de foisonnement (bulking), principalement dans le File 1. Ceci traduit un déséquilibre de la flore bactérienne notamment une prolifération excessive des bactéries filamenteuses. Cette hypothèse a été confirmée par l'analyse microscopique de la boue activée et la mousse flottante. Elle a révélé la présence importante de filaments (jusqu'à 42 entre les floes) tels que : *Nocardia*, *Type 021N*, *Thiothrix*, *Microthrix parvicella* et *Nostocoida limicola III*. Ces résultats soulignent la nécessité d'un meilleur contrôle de l'oxygénation, du taux de charge organique, et du taux de purge afin d'éviter les désordres biologiques.

Mots-clés :

STEP de Ferdjioua, boues activées, bactéries filamenteuses, analyse microscopique, paramètres physico-chimiques, bulking, mousse.

ملخص

يعد هذا العمل جزءاً من دراسة متعمقة حول تشغيل محطة معالجة مياه الصرف الصحي في فرجوة، التي تقع في ولاية ميله (الجزائر). كان الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو البحث وتحديد البكتيريا الخيطية في الحمأة النشطة، عن طريق الملاحظة المجهرية، وكذلك تقييم فعالية المعالجة البيولوجية من خلال تحليل مختلف المعايير الفيزيائية والكيميائية (BOD_5 ، COD ، MES ، الموصلية، الأكسجين المذاب، Nt ، Pt ، IB و IM). وأظهرت النتائج كفاءة مقبولة في إزالة الحمل العضوي (تصل إلى 90٪ BOD_5)، واستقرار التوصيل الكهربائي في المياه المعالجة والاختلافات الموسمية الكبيرة في الأكسجين المذاب. أظهرت قيم مؤشر مولمان، التي تراوحت بين 19.73 و 137.25 مل/جم، حالات محتملة من التضخم، وخاصة في الممر 1. ويعكس هذا اختلال التوازن في البكتيرية، وخاصة الانتشار المفرط للبكتيريا الخيطية. وقد تم تأكيد هذه الفرضية من خلال التحليل المجهرى للحمأة النشطة والرغوة العائمة. وقد كشف عن وجود كبير للخيوط (ما يصل إلى 42 بين الكتل) مثل: *Nocardia*، *Type* *021N*، *Thiothrix*، *Microthrix parvicella* و *Nostocoi dalimicola III*. تسلط هذه النتائج الضوء على الحاجة إلى تحسين التحكم في الأكسجين ومعدل الحمل العضوي ومعدل التطهير لتجنب الاضطرابات البيولوجية.

الكلمات المفتاحية :

محطة معالجة مياه الصرف الصحي فرجوة، الحمأة النشطة، البكتيريا الخيطية، التحليل المجهرى، المعايير الفيزيائية والكيميائية، التعبئة، الرغوة.

Summary

This work is part of an in-depth study of the operation of a wastewater treatment plant. The Ferdjioua WWTP is located in the province of Mila (Algeria). The main objective of this study was to search for and identify filamentous bacteria in the activated sludge using microscopic observation, as well as to evaluate the effectiveness of the biological treatment through the analysis of various physicochemical parameters (COD, BOD₅, suspended solids, conductivity, dissolved oxygen, Nt, Pt, IB, and IM). The results showed acceptable organic load removal efficiencies (up to 90% for BOD₅), stable electrical conductivity in the treated water, and significant seasonal variations in dissolved oxygen. Mohlman index values, ranging from 19.73 to 137.25 mL/g, revealed probable episodes of bulking, mainly in File 1. This reflects an imbalance in the bacterial flora, particularly excessive proliferation of filamentous bacteria. This hypothesis was confirmed by microscopic analysis of the activated sludge and floating foam. It revealed the significant presence of filaments (up to 42 between flocs) such as: *Nocardia*, *Type 021N*, *Thiothrix*, *Microthrix parvicella*, and *Nostocoida limicola* III. These results highlight the need for better control of oxygenation, organic load rate, and purge rate to avoid biological disorders.

Keywords:

Ferdjioua WWTP, activated sludge, filamentous bacteria, microscopic analysis, physicochemical parameters, bulking, foam.

Introduction

L'eau est une ressource essentielle à la vie humaine. Elle est indispensable à notre survie, à notre santé et à notre alimentation, mais aussi aux activités agricoles, économiques et à la préservation de la qualité de l'environnement. Toutefois, bien que vitale, cette ressource est répartie de manière très inégale à travers la planète **(Benfreha-Benyelles, 2022)**.

Même si elle semble inépuisable, l'eau ne peut être traitée comme un simple bien commercial. Elle doit être considérée comme un patrimoine universel, à protéger et à gérer avec soin. En effet, tous les pays seront tôt ou tard confrontés aux problèmes liés à sa rareté. La crise hydrique mondiale est désormais une réalité : la demande en eau dépasse les ressources disponibles dans de nombreuses régions. D'après le rapport 2021 de l'UNESCO, près de 3,6 milliards de personnes vivent déjà dans des zones où l'eau se fait rare au moins un mois par an, et ce chiffre pourrait grimper à 5,7 milliards d'ici 2050 **(Benfreha-Benyelles, 2022)**.

L'Algérie, à l'image de nombreux autres pays, fait face à une pénurie croissante d'eau. Elle figure parmi les pays les plus pauvres en ressources hydriques, avec une disponibilité inférieure au seuil de rareté établi par la Banque mondiale, soit 1 000 m³ par habitant et par an **(Benfreha-Benyelles, 2022)**.

Parmi les solutions envisagées pour améliorer la disponibilité en eau figure le recyclage des eaux usées. L'Algérie s'efforce de traiter les eaux issues des stations d'épuration. Actuellement, environ 700 millions de m³ d'eaux usées sont générées chaque année, alors que la capacité totale de traitement est de 942 millions de m³ **(Benfreha-Benyelles, 2022)**.

D'ici 2030, les projections tablent sur un volume mobilisable de 2 milliards de m³, destiné à irriguer environ 200 000 hectares. Cela représente quatre fois le volume actuellement utilisé pour l'agriculture à partir des barrages, estimé à 550 millions de m³/an. Le traitement des eaux usées devient donc un axe stratégique majeur pour l'équilibre hydrique et écologique, et des programmes ambitieux sont en cours pour augmenter la capacité d'épuration **(ONA, 2015)**.

Le procédé des boues activées est aujourd'hui le plus couramment utilisé pour le traitement des eaux usées. Né au début du XX^e siècle, ce procédé repose sur l'action de micro-organismes capables de dégrader la matière organique.

Les eaux usées sont mises en contact avec des boues contenant ces micro-organismes, en présence d'oxygène, pendant une durée déterminée. Après décantation, l'eau est en grande partie épurée et peut être rejetée dans le milieu naturel, bien que non totalement débarrassée de toute pollution. Ce procédé constitue un bon compromis entre efficacité et coût **(Lacroix, 2008)**.

Cependant, ce procédé peut connaître certaines perturbations, notamment le foisonnement filamentaire (ou bulking), qui se traduit par une prolifération excessive de bactéries filamenteuses. Ce dysfonctionnement, fréquent dans environ 25 % des stations, perturbe la décantation en augmentant le volume des boues et en réduisant leur capacité à se déposer. Ainsi, des boues peuvent être entraînées avec l'eau épurée, polluant à nouveau le milieu récepteur, ce qui peut déséquilibrer l'écosystème aquatique et provoquer, dans les cas graves, une eutrophisation (**Lacroix, 2008**).

Le procédé des boues activées peut être, aussi, confronté à un problème de moussage (foaming) ; un phénomène répandu à l'échelle mondiale (**Tandoi et al., 2006**). Ce problème est particulièrement préoccupant lors de la séparation des matières solides (**Wang et al., 2015**). Ce dysfonctionnement se manifeste par la formation d'une couche de mousses épaisses et persistantes à la surface des bassins, ainsi que par la présence de matières flottantes au niveau du clarificateur. Ce qui rend difficile la décantation des boues (**Petrovski et al., 2011 ; Durban, 2015**).

En fait de nombreuses espèces de bactéries filamenteuses existent normalement à des concentrations faibles, dans les boues activées. Elles ne présentent une gêne pour l'exploitant que lorsque leur développement est excessif et qu'elles envahissent la culture (**Rejsek, 2002**).

Ainsi, l'objectif de ce travail est d'identifier les bactéries filamenteuses qui existent dans la boue activée au niveau de la station d'épuration des eaux usées de Ain Beida Ahriche, Ferdjioua, la Wilaya de Mila. Nous chercherons aussi, à travers cette étude, à comprendre les facteurs favorisant la prolifération de ce type de bactéries et à proposer des solutions correctives, en tenant compte des contraintes techniques et économiques de la station.

Chapitre 1

Généralités sur les eaux usées

L'eau joue un rôle essentiel dans la vie et le développement des sociétés humaines. Cependant, avec l'urbanisation croissante, l'industrialisation et l'expansion des activités agricoles, le volume d'eaux usées généré ne cesse de s'accroître, engendrant d'importants défis écologiques et de santé publique. Ces eaux, qui renferment divers contaminants, représentent un risque non seulement pour les écosystèmes aquatiques, mais aussi pour la santé des populations. Ce premier chapitre vise à poser les bases théoriques nécessaires pour saisir le phénomène des eaux usées. Il commence par une clarification détaillée de ces dernières, suivie de l'examen de leurs différentes provenances. Ensuite, nous examinerons la question de la pollution de l'eau : son sens, ses diverses manifestations et les risques qu'elle représente, notamment en lien avec les eaux résiduaires **(Bendjenouia, 2017)**.

1.Définition des eaux usées

Les eaux usées englobent toutes les eaux provenant des activités domestiques, agricoles et industrielles chargées de substances toxiques qui atteignent les conduits d'assainissement. Elles incluent aussi les eaux de pluie et leurs contaminants, générant dans le milieu récepteur divers types de pollution et de désagréments **(Metahri, 2012)**.

2.Origine des eaux usées

2.1. Les eaux usées domestiques

Les eaux usées domestiques, regroupant les eaux ménagères et les eaux de vannes, véhiculent principalement une pollution organique ainsi que des substances minérales (chlorures, phosphates, sulfates) **(Vaillant, 1974 et Metahri, 2012)**. Les eaux ménagères proviennent des salles de bains et des cuisines et contiennent des matières organiques biodégradables (glucides, lipides, protides), des détergents qui renferment du soufre ou du phosphore, ainsi que des graisses et des solvants. Les eaux usées proviennent des sanitaires (urines et excréments) et sont remplies de différentes substances organiques hydrocarbonées, ainsi que de composés azotés, de phosphates et d'organismes fécaux **(Rejsek, 2002 ; Baumont et al., 2004)**.

2.2. Les eaux usées industrielles

Contrairement aux eaux usées domestiques, les rejets industriels présentent une composition plus particulière et leurs propriétés, y compris la qualité et le niveau de pollution, sont étroitement liées à l'industrie concernée.

Les eaux résiduaires industrielles comprennent aussi les eaux issues du refroidissement, du lavage ou rinçage de diverses machines, produits et matières premières. Outre les composants organiques, azotés ou phosphorés, elles contiennent divers composés chimiques et métalliques.

En fonction des circonstances, ces eaux peuvent aussi renfermer des composés chimiques employés durant les processus de production (graisses, hydrocarbures, acides, bases, métaux et matières radioactives) **(Baumont et al., 2004 ; Metahri, 2012)**.

Avant d'être déversées dans les réseaux de collecte, un traitement préalable est nécessaire pour les eaux usées industrielles. Si elles ne représentent plus une menace pour les systèmes de collecte et n'entravent pas le fonctionnement des stations d'épuration, elles peuvent être intégrées aux eaux domestiques **(Metahri, 2012)**.

2.3. Les eaux pluviales

Il s'agit des eaux pluviales qui entraînent divers types de résidus minéraux (limons) et organiques (déchets végétaux), en plus des micropolluants tels que les hydrocarbures, les pesticides, les détergents, etc **(Bougada et al., 2020)**.

2.4. Les eaux agricoles

Les eaux agricoles se réfèrent aux eaux provenant de terrains cultivés et fertilisés. Ils entraînent, par ruissellement, une augmentation des matières azotées ou phosphatées dans les nappes phréatiques superficielles, les rivières et les retenues d'eau **(Metahri, 2012)**.

2.5. Les eaux parasites

Elles émanent de la remontée des nappes phréatiques ou des fuites dans les canalisations d'approvisionnement en eau potable (AEP). Ces eaux s'introduisent dans les collecteurs, se combinent avec les eaux usées et provoquent leur dilution, ce qui impacte le fonctionnement de la station d'épuration **(Bougada et al., 2020)**.

3. Définition de la pollution de l'eau

La contamination de l'eau est une modification qui rend son usage incertain ou perturbe l'écosystème ; elle peut affecter aussi bien les eaux de surface que les eaux souterraines **(Mekkaoui et Hamdi, 2006)**.

4. Les types de pollution

4.1. Pollution physique

4.1.1. Pollution mécanique

Elle découle des dépôts de déchets et de particules solides transportés par les eaux résiduaires industrielles sans oublier les eaux de ruissellement. Ces polluants peuvent être soit des particules grossières, du sable, ou encore des substances en suspension (**Galaf et Ghanna, 2003**).

4.1.2. Pollution thermique

Les usines qui utilisent un circuit de refroidissement pour certaines installations (centrales thermiques, nucléaires, raffineries, aciéries) rejettent des eaux. L'augmentation de température qu'elle provoque réduit la concentration en oxygène dissous. Elle favorise la biodégradation et la multiplication des micro-organismes. Il s'avère qu'à une charge équivalente, une augmentation de la température accentue les effets nocifs de la pollution (**Galaf et Ghanna, 2003**).

4.1.3. Pollution radioactive

La contamination des eaux par des éléments radioactifs devient une problématique de plus en plus sérieuse, ayant un impact direct sur les populations aquatiques du fait de la toxicité inhérente à ces éléments ainsi que des propriétés cancérogènes et mutagènes de leurs radiations (**Benali et Thamer, 2019**).

4.1.4. Pollution chimique

Ce problème découle principalement des rejets chimiques provenant de l'industrie, des ménages et du secteur agricole. On distingue deux catégories pour la pollution chimique des eaux (**Benali et Thamer, 2019**).

4.1.5.1. Pollution organique

Il s'agit des rejets chargés de matières organiques fermentescibles (biodégradables) fournis par les secteurs de l'alimentation et de l'agroalimentaire (laiteries, abattoirs, sucreries...) ainsi que par les eaux usées domestiques (déjections humaines, graisses..., etc.).

La première répercussion de cette pollution est la diminution de l'oxygène dissous dans ces eaux. Les principaux polluants organiques comprennent les détergents, les pesticides et les hydrocarbures (**Keck et Vernus, 2000**).

4.1.5.2. Pollution minérale

Les polluants minéraux possèdent la caractéristique de s'accumuler au sein des êtres vivants et dans la chaîne alimentaire.

Les nutriments minéraux : nitrates et phosphates sont à l'origine du processus d'eutrophisation, soit la multiplication excessive d'algues et de plancton dans les milieux aquatiques (**Keck et Vernus, 2000**).

4.1.6. Pollution microbiologique

Les eaux usées renferment tous les microorganismes expulsés avec les excréments. Cette flore intestinale normale coexiste avec des agents pathogènes. On peut répartir l'ensemble de ces entités en quatre catégories principales, selon leur taille croissante : les virus, les bactéries, les protozoaires et les helminthes (**Baumont et al., 2004**).

5. Risque liée à la pollution des eaux usées

La pollution des eaux résiduelles constitue un défi majeur en raison des risques qu'elle engendre, aussi bien pour la santé humaine que pour l'écologie. Sur le plan de la santé publique, les eaux usées peuvent contenir divers agents infectieux tels que virus, bactéries et protozoaires, ainsi que des pesticides et des substances toxiques. L'exposition ou l'ingestion de ces substances peut entraîner des maladies graves, telles que les infections intestinales et les troubles diarrhéiques, qui sont particulièrement fréquents dans les nations en voie de développement. D'après l'Organisation mondiale de la santé (OMS), 80 % des maladies dans ces régions sont dues à une eau non potable (**Benali et Thamer, 2019**).

Dans une perspective écologique, les risques apparaissent à différents niveaux d'échelle. L'irrigation des sols avec des eaux usées peut, d'une part, conduire à leur salinisation, altérer leur alcalinité et réduire leur fertilité, tout en favorisant l'accumulation de composés potentiellement nuisibles ou d'excès de nutriments. De plus, l'éjection des eaux usées dans les milieux aquatiques de surface favorise l'eutrophisation, diminue le taux d'oxygène dans l'eau et menace la diversité biologique aquatique.

De plus, l'accumulation de certains métaux lourds dans la chaîne alimentaire peut constituer un danger pour l'être humain. En fin de compte, l'infiltration peut également polluer les eaux souterraines, affectant ainsi la qualité de l'eau potable et la santé des sols environnants (**Benali et Thamer, 2019**).

6. Caractéristiques des eaux usées

Les eaux usées possèdent des caractéristiques physiques, chimiques et biologiques :

6.1. Paramètres physiques

6.1.1. Température

La température joue un rôle à la fois écologique et physiologique. Elle influence donc la conductivité, la solubilité des sels, l'identification du pH et la provenance de l'eau ainsi que des éventuels mélanges. En même temps, elle influence le métabolisme et le développement des micro-organismes qui habitent dans l'eau (**Rodier, 2005**).

6.1.2. Matières en suspension (MES)

Elles constituent toute substance en suspension dans l'eau (ni sous forme soluble, ni sous forme colloïdale) dont la dimension permet sa collecte sur un filtre de maillage spécifique. Les MES sont associées à la turbidité de l'eau (indicateur de trouble de l'eau) et déterminent le niveau de contamination d'un effluent urbain ou industriel (**Bourrier et al., 2010**). On évalue que 30% de MES sont d'origine organique et 70% d'origine minérale (**Vibourous, 1981**).

6.2. Caractéristiques organoleptiques

6.2.1. Turbidité

Les matières en suspension fines, les micro-organismes et les substances colligatives d'origine organique ou minérale entraînent une diminution de la clarté de l'eau en bloquant la transmission de la lumière (**Cayocca, 2012**). Ainsi, la turbidité illustre l'opacité d'un environnement trouble (**Rejsek, 2002**).

6.2.2. Odeur

L'eau d'égout fraîche a une senteur neutre qui n'est pas désagréable. Cependant, lorsqu'elle est en état de fermentation, elle libère une odeur repoussante (**Rejsek, 2002**).

6.2.3. Débit

L'évaluation du débit sert à chiffrer la pollution émise par le biais d'un équivalent habitant, qui représente la quantité moyenne d'eau résiduelle déversée par habitant chaque jour (**Rejsek, 2002**).

6.2.4. Couleur

La couleur de l'eau peut être causée par la présence des minéraux naturels (Fer et Magnésium) mais aussi, peut être due à la présence de planctons, d'herbage et de composés organiques (polyphénols). L'eau usée domestique est de couleur grisâtre, parfois noire. Par contre, l'eau usée industrielle peut être incolore, comme elle peut avoir plusieurs couleurs à cause du déversement de colorants industriels (**Rejsek, 2002**).

Chapitre 2.

Epuration des eaux usées
par boues activées

Le traitement des eaux usées est une phase cruciale pour la protection de l'environnement. Le procédé des boues activées, une méthode biologique, est couramment employé en raison de son efficacité. Il s'appuie sur l'intervention de microorganismes qui décomposent les substances polluantes. Néanmoins, malgré ses atouts, ce système est confronté à quelques difficultés, en particulier celles liées aux bactéries filamenteuses et à la sédimentation des boues (**Bitton, 2005**).

1. L'épuration biologique des eaux usée par boues activées

Cette méthode d'épuration des eaux usées a été élaborée au début du XXe siècle par les deux scientifiques anglais Arden et Socket, en se basant sur les recherches de Fowler. Ce dernier avait observé la formation spontanée d'amas bactériens lors de l'aération prolongée d'une eau résiduaire urbaine. Les microorganismes seront en mesure de minéraliser d'une part, et de métaboliser en biomasse d'autre part, les substances organiques présentes dans les eaux résiduaires (**Bakiri, 2014**).

1.1. Définition des boues activées

Les boues activées représentent une concentration de micro-organismes qui décomposent les substances organiques lors du traitement des eaux usées en conditions aérobies. Dans le processus de purification par boues activées, qui inclut un traitement primaire de l'eau suivi d'un traitement secondaire, les boues activées sont chargées de la nitrification dans la station d'épuration. Il est primordial, en premier lieu, de lui apporter une quantité suffisante d'oxygène. Après le processus d'épuration, les boues activées sont détachées des eaux résiduaires et remployées en tant que boues de traitement (**Figure 1**) (**Henze et al., 200**).

1.2. Composition de la boue activée

La boue est formée de l'union du « floc » et de « l'eau interstitielle ». Le floc fait référence à un regroupement de particules variées (animales, végétales, minérales) et de colonies bactériennes. Le floc a une taille allant de 0,5 μm à plus d'un millimètre. La qualité de l'eau sortant de la station est généralement reflétée par le liquide interstitiel. Ainsi, c'est un indicateur du degré de traitement (**Lacroix, 2008**).



Figure 1 : Une vue microscopique d'une boue activée (Bakiri, 2014).

1.2.1. La microfaune

Constituée de protozoaires et de métazoaires. Ces microorganismes contribuent à la suppression des bactéries libres dont ils sont les prédateurs, tout en assurant la cohésion du floc grâce à leurs excréments et l'épuration de l'effluent. L'examen de ces éléments au microscope peut fournir des indications concernant le degré de traitement ainsi que sur d'éventuels problèmes de fonctionnement de la station (Lacroix, 2008). La microfaune revêt une grande importance en termes de quantité, variant de 10^6 à 10^8 de cellules par litre dans les boues activées. La microfaune présente dans les boues activées est largement reconnue comme un indice potentiel pour la supervision opérationnelle des systèmes de traitement biologique (Aiouaz et Kacha, 2019).

Elle joue un rôle crucial dans les systèmes municipaux de traitement des eaux usées. Elle favorise la densité bactérienne, participe à la coagulation des boues et, dans une certaine mesure, stimule l'activité bactérienne dans les systèmes de boues activées, ce qui pourrait être à l'origine de l'amélioration du processus de traitement. D'après l'entité, on identifie deux catégories d'individus : les protozoaires et les métazoaires (Rejsek, 2002).

a. Les protozoaires

Il s'agit d'organismes unicellulaires eucaryotes, mobiles et de dimensions réduites (inférieures à $50\mu\text{m}$).

Ces organismes se nourrissent principalement de bactéries et de molécules organiques dissoutes, mais il existe une vaste gamme de types trophiques. Certains se nourrissent de bactéries, d'autres d'algues, certains encore de protozoaires, et certains d'une combinaison de plusieurs de ces organismes. Ils ont pour mission principale de clarifier l'effluent en prédateur les bactéries libres de l'eau interstitielle. On les divise en cinq sous-groupes : Rhizoflagellés, Rhizopodes, Ciliés, Cninosporidies et Sporozoaires **(Rejsek, 2002)**.

b. Les métazoaires

Il s'agit d'organismes multicellulaires, dont la taille dépasse les 100 micromètres. Leur structure cellulaire est plus complexe que celle des protozoaires, impliquant une différenciation cellulaire qui contribue à la formation de tissus. En général, leur période de reproduction est plus étendue. Du fait de leur complexité. Dans les boues activées, se retrouve essentiellement deux familles les Rotifères et les Nématodes **(Rejsek 2002)**.

1.2.2. Les bactéries

Les bactéries représentent l'élément crucial de la boue, celui qui offre les propriétés purificatrices. Selon leur morphologie, on identifie 3 catégories :

a. Les bactéries disséminées

Présentes de manière autonome dans le fluide interstitiel. Ils apparaissent généralement au début d'une station, ou lors de la présence d'une charge massique importante. Ces dernières peuvent demeurer dispersées ou constituer des colonies organisées par des exopolysaccharides (EPS) **(Bakiri, 2014)**.

b. Les bactéries qui forment des flocons

Elles libèrent des exopolymères autour desquels d'autres micro-organismes et des particules organiques et minérales ont tendance à se regrouper. Ce que l'on nomme le floc sera constitué par l'ensemble. On recherche tout particulièrement ce genre de croissance dans le domaine du traitement des eaux usées **(Bakiri, 2014)**.

c. Les filaments bactériens

Pendant la mitose, les cellules demeurent attachées, entraînant l'apparition de filaments qui peuvent se prolonger jusqu'à 1 mm. L'équilibre biologique idéal est atteint quand la densité des bactéries libres est diminuée au minimum grâce aux processus de prédation effectués par les protozoaires et métazoaires, ainsi qu'à la floculation. Cela signifie également que la croissance des bactéries floculantes est encouragée par rapport à celle des bactéries filamenteuses (**Figure 2**) (**Lacroix, 2008**).

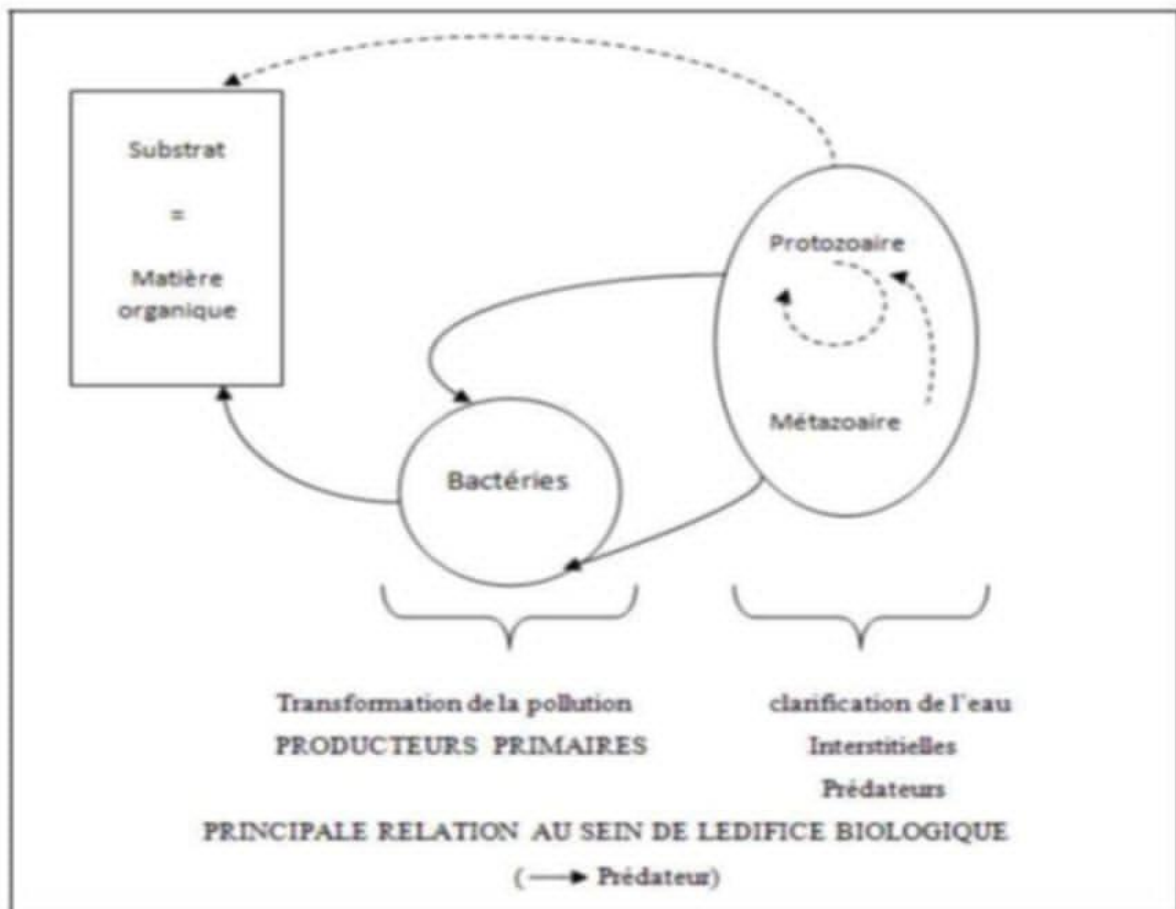


Figure 2 : Relations entre les microorganismes de la boue activée (**Canler et al., 2014**).

2. Principe de fonctionnement d'une station d'épuration par boues activées

2.1. Préparation et traitements principaux

Dans un procédé à boues activées, les eaux usées destinées à la station d'épuration sont d'abord soumises à des phases de préparation et de traitement principal, comme la décantation (**Lacroix, 2008**).

Les étapes de prétraitement sont essentielles pour assurer le bon fonctionnement d'une station d'épuration (**Pronost et al., 2002**). Elles ont pour but de préparer l'effluent avant le traitement biologique en réalisant une série d'opérations physiques ou mécaniques visant à éliminer les matières volumineuses, en suspension ou flottantes, présentes dans les eaux usées (**Altmeyer, 1990**).

2.2. Traitement biologique

La décomposition de la matière organique se produit dans un bassin d'aération, où l'eau à assainir est en contact avec une biomasse dynamique. Comme le suggère son appellation, ce bassin est doté d'un système d'aération qui délivre l'oxygène indispensable à la croissance et à l'activité des micro-organismes. En fonction des objectifs du traitement, l'aération peut être ininterrompue ou intermittente.

Un mécanisme de mélange garantit une distribution uniforme de l'oxygène et améliore l'interaction entre les micro-organismes et les substances organiques, tout en prévenant la formation de sédiments (**Lacroix, 2009**).

2.3. Traitement physique

2.3.1. Dégazage

L'unité de dégazage est installée entre le bassin d'aération et le clarificateur. Elle a pour rôle principal d'éliminer les gaz dissous présents dans l'effluent à la sortie du réacteur biologique. Cette opération vise à prévenir toute remontée non désirée de boues dans le clarificateur (**Benkouachi et Bouhali, 2021**).

2.3.2. Clarification

Un décanteur secondaire (aussi appelé clarificateur) est utilisé pour la séparation des boues qui se forme (**Figure 3**). L'ensemble de la masse biologique récupérée représente les boues secondaires, dont une portion est envoyée au traitement des boues tandis que l'autre est recyclée pour assurer une masse biologique suffisante pour le processus d'épuration. Le délai prévu pour l'assainissement dans cette installation est estimé à deux heures (**Benkouachi et Bouhali, 2021**).

2.4. Traitements des boues

2.4.1. La station de pompage des boues biologiques en excès

La capacité de la station de pompage des boues excédentaires est fixée en fonction de la production de ces boues (biologique et physicochimique) ainsi que de la concentration en matière en suspension solide (Benkouachi et Bouhali, 2021).

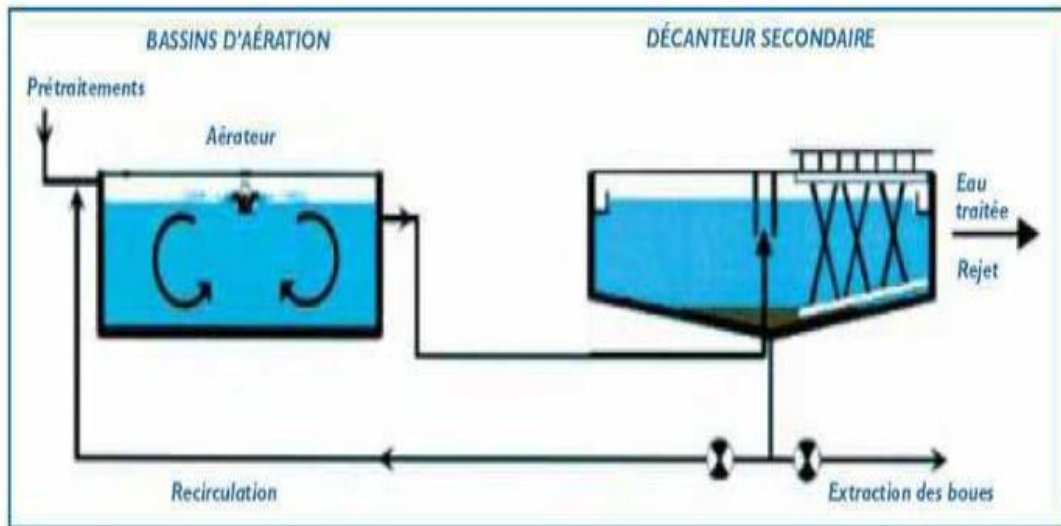


Figure03 : Schéma du processus d'épuration des eaux usées par boues activées (Benkouachi et Bouhali, 2021).

Les boues biologiques sont pompées vers l'épaississeur gravitaire :

2.4.2. Épaississement

C'est la première étape vers une réduction significative du volume de boues provenant des traitements biologiques ou physico-chimiques des eaux usées urbaines. Elle a pour objet la séparation de l'eau interstitielle des particules de boue (Ouali, 2001 et koller, 2002).

2.4.3. Déshydratation des boues

La déshydratation constitue la seconde étape de réduction du volume des boues au cours de laquelle est réalisé sur les boues épaissies, stabilisées ou non, une élimination plus ou moins poussée de leur humidité résiduelle de façon à les amener à l'état solide (koller, 2002). Il existe deux types de déshydratation :

a. Déshydratation par voie mécanique

Dans les usines de traitement des eaux usées, la phase finale du traitement des boues consiste à les déshydrater pour supprimer autant d'eau que possible. On obtient une concentration en matière sèche qui se situe entre 15 et 35%. Les boues renferment encore jusqu'à 85% d'eau. Il est donc crucial de perfectionner cette phase pour garantir une élimination d'eau maximale (**Amorce, 2012**).

b. Lit de séchage

C'est un procédé de traitement des boues qui permet l'épaississement, la minéralisation et le stockage. Les boues produites par la station d'épuration sont directement extraites du bassin d'aération et alimentent le lit planté de roseaux, dont l'espèce la plus utilisée est : *Phragmites communis* (**Benkouachi et Bouhali, 2021**). L'eau contenue dans les boues s'infiltrant naturellement par gravité puis le séchage de la boue se fait à l'air libre au niveau de la STEP (**Pronost et al., 2002**).

3. Paramètres de fonctionnement

3.1. Densité de charge

La charge massique (C_m) est définie comme le quotient de la masse de matière organique biodégradable, généralement représentée en DBO_5 (demande biologique en oxygène sur 5 jours), introduite chaque jour dans le réacteur, et la masse des boues en suspension présentes dans ce même réacteur (**Lacroix, 2008**).

3.2. Âge de boue

L'âge de boue (A) est déterminé comme le quotient de la masse totale de boues dans le bassin biologique et la masse quotidienne de boues retirées. Cela fournit une indication sur la durée moyenne de présence des micro-organismes dans le système, ayant un impact sur leur métabolisme et la composition biologique de la biomasse (**Lacroix, 2008**).

Un âge de boue élevé correspond à une faible charge massique, ce qui favorise le développement de bactéries spécialisées comme les nitrifiants. Ainsi, l'âge de boue influence non seulement le rendement épuratoire mais aussi la capacité du système à réaliser des traitements avancés comme la nitrification (**Lacroix, 2008**).

4. Avantages et inconvénients de l'épuration par boues activées

Le processus d'épuration par boues activées convient à toutes les tailles de communauté, sauf aux très petites (< 1000 EH). Cette méthode est largement adoptée à l'échelle mondiale et présente un fort potentiel épuratoire pour diminuer les niveaux de diverses pollutions (MES, DCO, DBO5, NT et P), dans le but de préserver les environnements receveurs (**Tableau 1**) (**Bakiri, 2014**).

Ce genre de station d'épuration exige une auto-surveillance, c'est-à-dire un contrôle automatisé, réalisé par des professionnels qualifiés. **Lacroix (2008)** a souligné un autre aspect crucial lié à la production excessive de boue qui devra être éliminée.

Finalement, l'un des défis majeurs de ce genre de station est la gestion du pouvoir décantable des boues, qui est assurée par le décanteur (**Bakiri, 2014**).

Tableau1.Avantages et inconvénients d'une filière à boues activées (**Bakiri, 2014**).

Avantages	Inconvénients
- exploitation simplifiée de l'installation - bonne résistance à la pollution - obtention de boues stables non fermentescibles en quantité minimale, - faible perte d'eau au sol, - facilité de mise en œuvre d'une déphosphatation simultanée - performances épuratoires très élevées, - Importante quantité de volume traité.	- coûts d'investissement assez importants, - consommation énergétique élevée, - nécessité de personnel qualifié et d'une surveillance régulière, - sensibilité aux surcharges hydrauliques, - forte production de boues qu'il faut concentrer, - niveau de mécanisation élevé, - besoin d'une filière d'élimination des boues.

5. Problème de fonctionnement liés à la boue activée

5.1. Les problèmes de décantation des boues

La qualité de la biofloculation détermine principalement la décantation des boues activées. Plusieurs facteurs tels que : le substrat, la teneur en substrat, la teneur en oxygène et l'existence de bactéries filamenteuses peuvent influencer cette floculation (**Figure 4**) (**Pandolfi, 2006**).

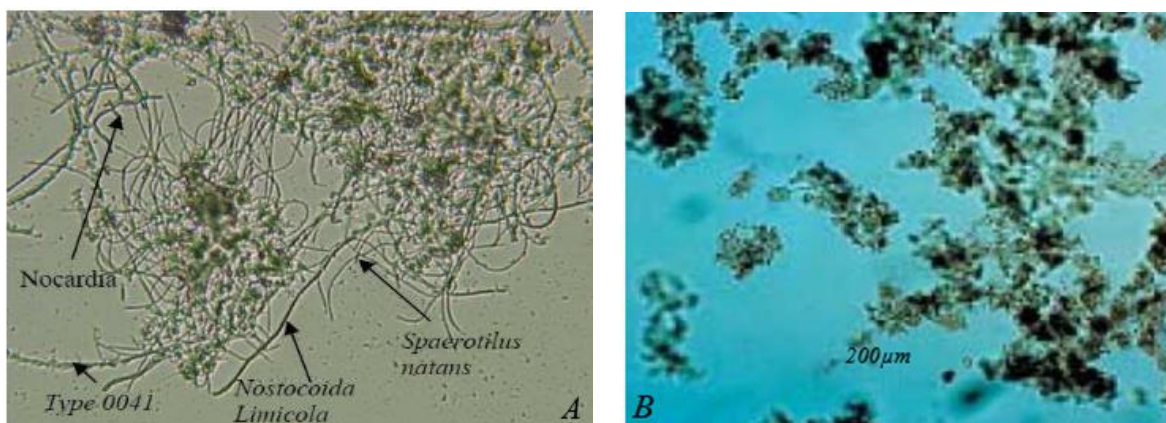


Figure 4 : Bactéries filamenteuses : A- Image de flocs et filaments lors d'un foisonnement (**Pandolfi, 2006**), B- Floc, microfaune et liquide interstitiel (**Li et Yang, 2007**).

5.1.1. La croissance éparpillée

Ce phénomène résulte d'un manque de floculation à l'échelle microstructurale du floc. Cela peut être causé par la présence de bactéries qui ne flocculent pas ou par la biodégradabilité limitée d'agents tensioactifs (**Jenkins et al., 1993**).

Selon **Novak et ses collègues (1993)**, ce genre de boue a une masse importante et, en général, la colonisation bactérienne se restreint aux microorganismes libres ainsi qu'à quelques protozoaires.

5.1.2. Le bulking zoogléal

Ce type de problème se caractérise par la formation de flocs de petite taille et à faible densité.

En conséquence, la vitesse de décantation de ces boues est très réduite, ce qui se traduit par un indice de Mohlman élevé (volume occupé par un gramme de boues après 30 minutes de décantation, supérieur à 150 ml/g). Ce phénomène est souvent désigné par le terme de "bulking visqueux" (Al-Yousfi et al., 2000).

Selon les travaux de Novak et al. (1994), cette situation est associée à une production excessive de polysaccharides dans le milieu, entraînant une augmentation de la turbidité de l'effluent et le développement de mousses sur la surface des ouvrages.

5.1.3. Le bulking filamenteux

Le bulking filamenteux, également appelé foisonnement, est un phénomène qui survient en présence d'une multitude de bactéries en forme de filament. Les filaments vont au-delà de la limite du floc et forment parfois des liaisons entre les floccs. La concentration en boue est particulièrement haute et son indice de Mohlman dépasse les 200 ml/g, ce qui entraîne une très mauvaise sédimentation. Madoni et ses collaborateurs (2000) ont effectué un suivi sur 167 stations d'épuration en Italie, révélant que 81 d'entre elles étaient confrontées à ce problème. Les analyses au microscope effectuées ont révélé la prédominance de *Microthrix parvicella* dans 60 % des fermes inspectées, *Nostocoida limicola* dans 58%, et le Type 0041 dans 44% (Figure 5) (Pandolfi, 2006).

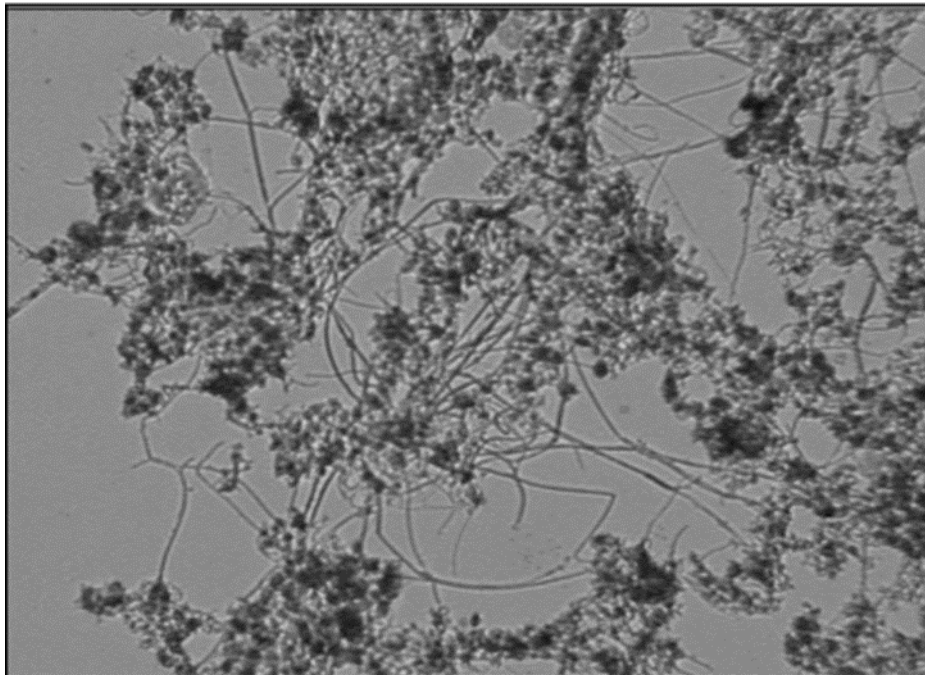


Figure 5. Image de floccs et filaments lors d'un foisonnement (bulking) (Pandolfi, 2006).

En 1988, **Blackbeard** et ses collaborateurs ont mené une étude sur huit des installations en Afrique du Sud ont identifié ce problème de foisonnement et ont isolé les microorganismes suivants dans les liqueurs mixtes : le *Type 0092* a été trouvé dans 82% des exploitations, les *types 0675* et *0041* dans 39%, et le *Type 0914* ainsi que *Microthrix parvicella* dans 33%.

En 1989, **Richard** a examiné 270 stations de boues activées réparties dans 35 états américains et a noté une prédominance des *types 1701, 021, 0041* ainsi que de *Nocardia Spp.* Il peut exister de nombreux facteurs susceptibles de provoquer de tels dysfonctionnements :

- ✓ Une composition riche en glucides.
- ✓ Des manques en azote et en phosphore.
- ✓ La présence de composés contenant du soufre (**Pandolfi, 2006**).

5.1.4. Le moussage

La formation de mousse se distingue par l'apparition d'une couche d'écume de différentes épaisseurs à la surface du bassin d'aération. On l'associe fréquemment à des bactéries filamenteuses qui prolifèrent de manière excessive et constituent des floccs hydrophobes. Ces derniers capturent des bulles d'air, ce qui entraîne une diminution de la densité des floccs. Cette mousse peut entraîner un débordement du bassin d'aération, occasionnant des pertes de biomasse (**Figure 6**) (**Pandolfi, 2006**).



Figure 6 : Mousse biologique en surface d'un bassin d'aération
(**BenfrehaBenyelles, 2022**).

La reconnaissance des bactéries filamenteuses est un élément crucial dans la caractérisation du processus de moussage.

Ce phénomène n'est pas attribuable à tous les microorganismes, cependant dans de nombreux cas, ils peuvent causer des problèmes de décantation et des débordements dans les bassins d'aération (**Pandolfi, 2006**).

Selon **Duchène et al. (1998)**, le phénomène de moussage serait dû à la présence de bactéries hydrophobes, tandis que le bulking serait la conséquence de bactéries hydrophiles. Selon **Richard (1989)**, le moussage serait attribué à la présence de *Nocardia*formes. Selon **Sodell et al. (1996)**, l'utilisation de substrats hydrophobes (tels que l'huile d'olive) favorise le développement de *Nocardia pinensis*, contrairement aux substrats hydrophiles comme le glucose. Les recherches de **Viloget (1994)** concernant le moussage biologique et physicochimique ont conduit à l'identification de diverses souches bactériennes.

Il a constaté la présence de *Nocardia*, une bactérie aérobie à croissance lente, qui se développe principalement dans des conditions de haute teneur en boues, en présence d'acides gras à courtes chaînes et d'eau contenant des acides gras à courtes et longues chaînes (**Pandolfi, 2006**).

5.2. Solution proposée pour résoudre les problèmes de décantation

5.2.1. Dilution faible du mélange liquide et défloculation

Il est possible de remédier aux problèmes de défloculation liés à un surcroît de multiplication des bactéries filamenteuses en rehaussant la concentration du fluide mixte dans les bassins d'aération. Pour y parvenir, il est possible de diminuer la capacité du réacteur ou de désactiver un ou plusieurs bassins d'aération. Quand le problème de foisonnement affecte l'opération de l'usine d'épuration, des solutions temporaires peuvent parfois être envisagées : Oxydation par le chlore ; incorporation de polymères synthétiques ou de coagulants (chaux ou chlore ferrique) (**Jenkins et al., 1986**).

5.2.2. Réacteur complètement mélangé

On peut établir une zone de contact modifiée pour traiter un problème de prolifération des boues (**Eikelboom, 1982 et Pujol, 1987**). Toutefois, une telle solution nécessite d'importants travaux.

Toute augmentation de la concentration du substrat autour des flocs biologiques stimule la multiplication des bactéries agglutinantes ou floculantes au détriment des bactéries filamenteuses (**Blanchard et al., 1990**).

5.2.3. pH élevé à l'affluent

Il est possible de traiter la saturation causée par un pH trop haut de l'affluent dès la source : il suffit d'installer les dispositifs qui permettent de réguler le pH des eaux résiduaires.

Cette approche est adoptée lorsque les problèmes liés à un pH excessivement élevé sont courants, anticipés ou les deux. Dans les situations alternatives, il est plus rentable d'introduire du chlore dans le tuyau (**Blanchard et al., 1990**).

Chapitre 3.

Les bactéries filamenteuses

Ce chapitre se concentre sur les bactéries filamenteuses, qui sont essentielles dans plusieurs contextes biologiques comme le traitement des eaux résiduaires et certains processus microbiens naturels. L'objectif est de développer notre compréhension de ces micro-organismes spécifiques en explorant divers aspects essentiels. Nous commencerons par définir les bactéries filamenteuses et explorer leur provenance afin de mieux comprendre leur évolution et leur capacité d'adaptation à divers milieux. Par la suite, nous examinerons leurs particularités morphologiques et physiologiques distinctives en comparaison avec d'autres sortes de bactéries. De plus, une catégorisation précise sera proposée pour déterminer les diverses familles et genres qui composent ce groupe. On mettra un accent spécial sur la classification des principales bactéries filamenteuses, essentielle pour leur identification et analyse détaillée (**Degremont, 2005**).

1. Définition

Les bactéries filamenteuses représentent une catégorie de bactéries qui se développent sous forme de filaments ou de chaînes cellulaires (**Figure 7**). Contrairement à la majorité des bactéries, elles demeurent attachées les unes aux autres après leur division, formant ainsi de longs filaments. Elles sont largement présentes dans de nombreux milieux et jouent un rôle essentiel dans l'équilibre écologique (**Madigan et al., 2021**).

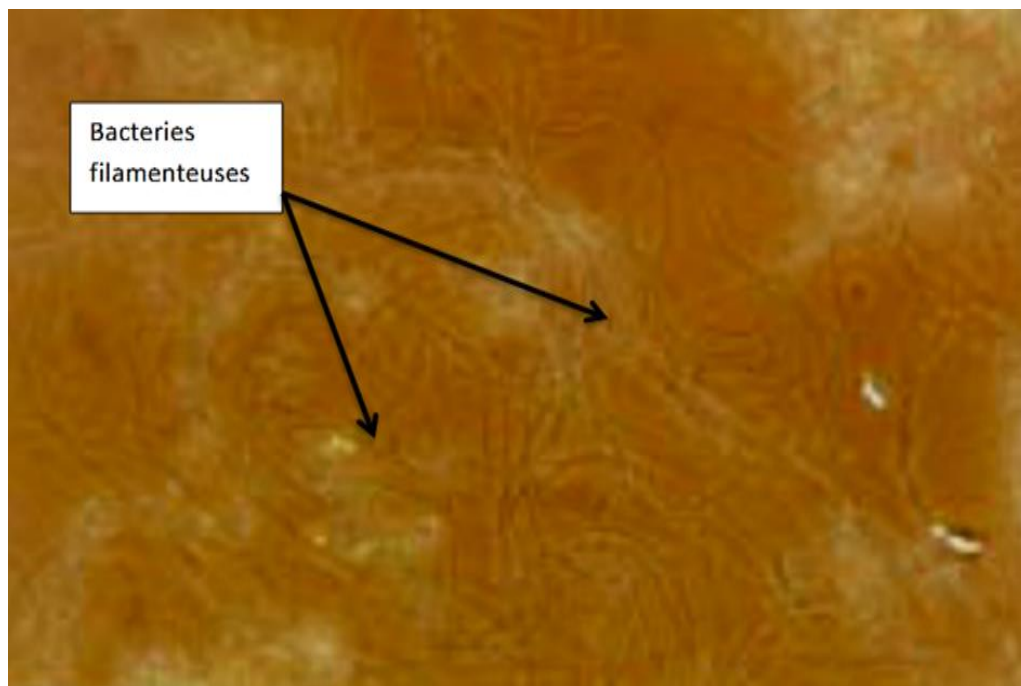


Figure 7. Bactéries filamenteuses X 100 (**Degremont, 2005**).

2. L'origine

La majorité des bactéries filamenteuse sont des actinomycètes. Ces dernières sont des micro-organismes extrêmement répandus dans divers environnements tels que le sol, l'air, les eaux douces et marines, les restes de plantes dans le compost, ainsi que chez les animaux et même chez l'homme (**Tableau 2**) (**Loucif, 2011**).

Tableau 2 : Habitats de certains actinomycètes (**Saker, 2015**).

Actinobactéries	Habitats
<i>Actinoplanes spp.</i>	Eau douce, litière végétale, sol.
<i>Frankia spp.</i>	Nodules racinaires des non-légumineuses, sol.
<i>Nocradia amarae</i>	Boues activées.
<i>Rhodococcus coprophilus</i>	Déjections animales, eau, sol.
<i>Saccharopolyspora rectivirgula</i>	Foin moisi, sol.
<i>Streptomyces spp.</i>	Sol, litière végétale, eau.
<i>Saccharomonospora</i>	Compost, sol.

2.1. Les actinomycètes de sol

Les actinobactéries sont des microorganismes omniprésents que l'on trouve sur tous les substrats naturels habituels, notamment dans le sol (**Tableau 3**). De nombreuses actinobactéries présentes dans le sol sont saprophytes et contribuent à la décomposition de la matière organique, favorisant ainsi la formation de l'humus, tout comme les champignons. Les actinobactéries du sol sont présentes à la surface, mais elles peuvent également être trouvées à une profondeur dépassant 2 mètres. Ces derniers génèrent des composés spécifiques tels que la géosmine et le 2-méthyl isobornéol, qui sont à l'origine de l'arôme distinctif des terres. Ils représentent entre 10 et 50% par rapport aux autres microorganismes (**Belyagoubi, 2014**).

Le genre *Streptomyces*, *Nocardia* et *Micromonospora* sont les plus courants, tandis que le genre *Streptomyces* représente à lui seul 95% des 5000 souches d'actinomycètes isolées provenant de 16 types différents (Belyagoubi, 2014).

Tableau 3. Fréquence des divers genres d'actinomycètes dans le sol (Belyagoubi, 2014).

Genre	Pourcentage (%)
<i>Streptomyces</i>	95.34
<i>Nocardia</i>	1.98
<i>Micromonospora</i>	1,4
<i>Thermomonospora</i>	0.22
<i>Actinoplanes</i>	0.20
<i>Microbispora</i>	0.18
<i>Mycobacterium</i>	0,14
<i>Streptosporangium</i>	0.10
<i>Actinomadura</i>	0.10
<i>Micropolyspora</i>	0,10
<i>Pseudonocardia</i>	0.06
<i>Microellobosporia</i>	0,04

2.2. Actinomycètes dans les rhizosphères de plantes

Elles occupent aussi une place prépondérante dans la communauté microbienne de la rhizosphère. Les actinobactéries du genre *Frankia* jouent un rôle crucial pour divers types de plantes (Figure 8). Cette bactérie a la capacité de fixer l'azote en créant des nodules sur les racines de certaines angiospermes, ce qui lui permet donc de se développer plus facilement dans un sol déficient en azote.

Cette relation concerne l'association entre l'actinobactérie 56 et l'actinorhizienne. Seules quelques espèces sont phytopathogènes, *Streptomyce scabies* étant l'exemple le plus examiné, connu pour être à l'origine de la gale de la pomme de terre (Saker, 2015).



Figure 8 : *Streptomyces scabies* (Cruywagen et al., 2021).

2.3. Les actinomycètes aquatiques

On trouve une forte présence d'actinobactéries dans ces environnements, facilitant ainsi l'isolement de souches de *Microspora*, d'*Actinoplanes* et de *Streptosporangium*. On les retrouve principalement dans les sédiments des fonds de rivières ou de lacs, où ils ont un rôle crucial dans la décomposition des résidus végétaux, conférant à l'eau son parfum terreux et son goût distinctif. Alors qu'on ne les trouve pas dans les eaux minières fortement acides ($\text{pH} < 1$) ni dans les sources thermales brûlantes d'origine volcanique (**Figure 9**) (Harrir, 2018).

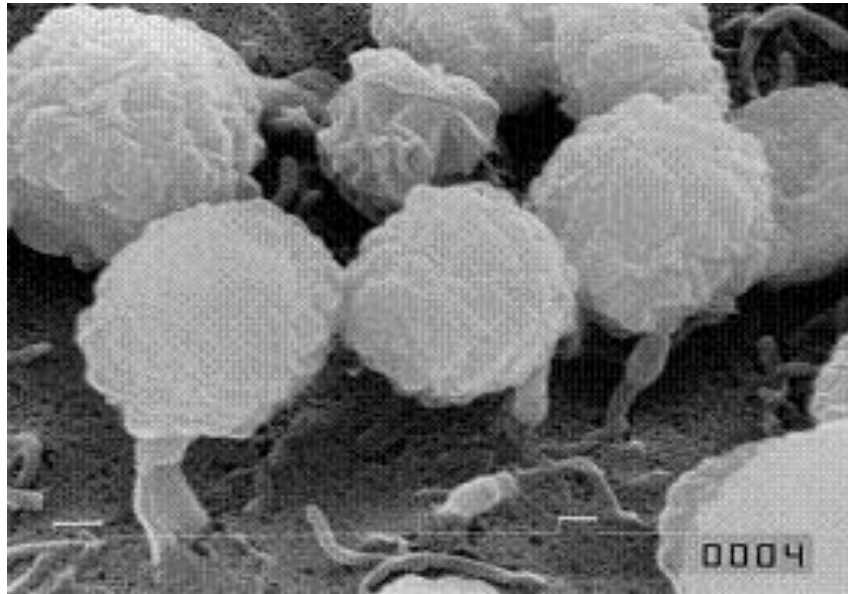


Figure 9 : *Actinoolanes* (Yamamura et al., 2012).

2.4. Les actinomycètes de l'air

Pour les actinomycètes, l'air n'est pas un lieu de résidence, mais plutôt un vecteur de déplacement. Les actinomycètes thermophiles produisent une grande quantité de spores qui peuvent être aisément dispersées dans l'air et leur propagation est facilitée par les courants d'air (**Figure 10**) (Kitouni, 2007).

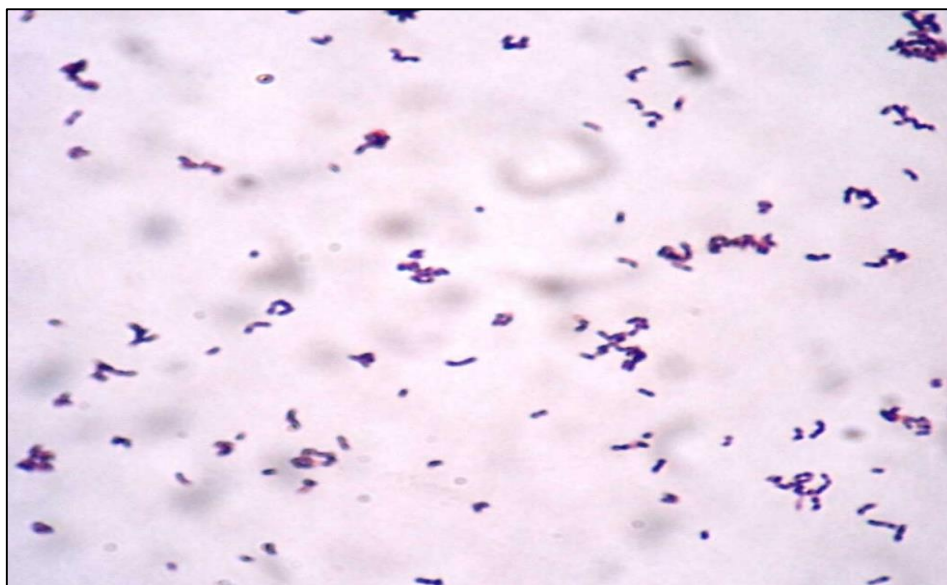


Figure 10. Actinomycètes thermophiles (Malviy et al., 2013).

2.5. Les actinomycètes du compost

Les actinomycètes mésophiles et autres microbes décomposent les substrats nutritifs, générant une chaleur qui crée un environnement propice à la prolifération rapide des actinomycètes thermophiles. Des genres tels que : *Thermoactinomyces*, *Saccharomonospora*, *Micropolyspora*, *Pseudonocardia*, *Streptomyces* sp. Et *Thermomonospora* ont été extraits de substrats s'auto-chauffant. Les espèces de *Thermomonospora* prospèrent particulièrement durant la seconde phase de préparation d'engrais pour la culture des champignons, alors que les *Streptomyces diastaticus* et *Thermoactinomyces vulgaris* dominent dans le compost cuit à la vapeur et sa poudre (**Figure 11**) (Harrir, 2018).

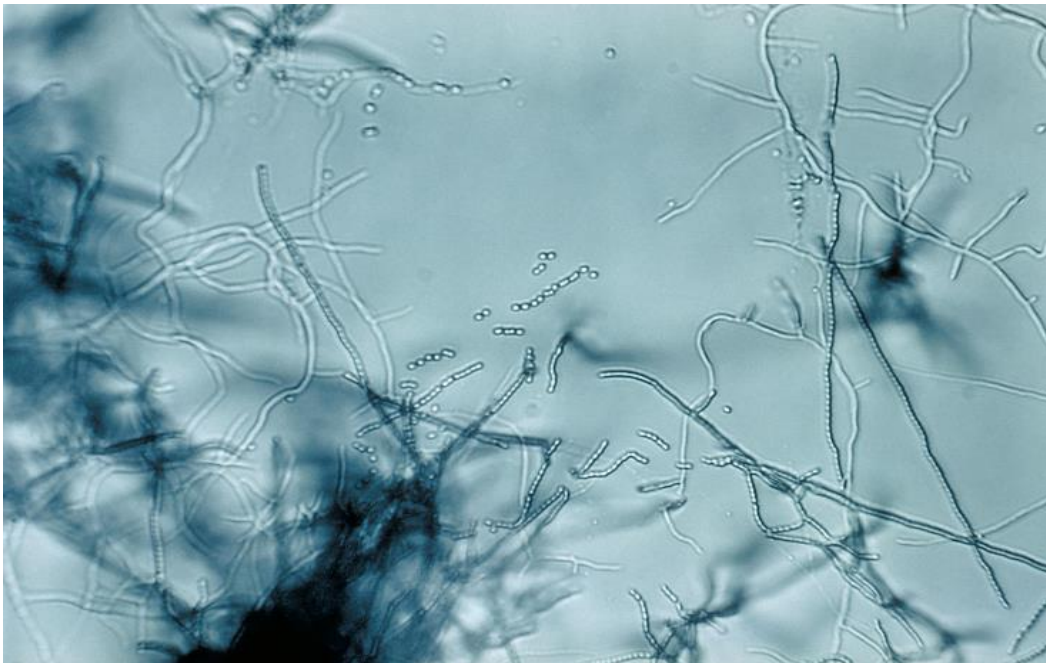


Figure 11 : *Streptomyces* sp (Madigan et al., 2021).

2.6. Les végétaux, les animaux et l'Homme

Dans l'habitat naturel des actinomycètes, il est nécessaire d'inclure les plantes, les animaux et l'être humain, car certaines espèces peuvent être pathogènes pour eux. Les actinomycètes causent rarement des maladies chez les plantes. On note la présence d'une gale de pomme de terre due à *Streptomyces scabiei*.

Des Mycobactéries spécifiques, telles que *Mycobacterium tuberculosis* (responsable de la tuberculose) ou *Mycobacterium leprae*, sont responsables de maladies chez les animaux, les plantes et les humains (Agent de la lèpre) (Loucif, 2011).

3. Les rôles des bactéries filamenteuses dans les boues activées

Malgré le danger qu'elles posent, les bactéries filamenteuses constituent un élément crucial des boues activées. C'est effectivement un aspect crucial pour la structuration du floc. Une supposition (Sezgin et al., 1978), largement adoptée depuis (Jenkins et al., 1984 ; Jenkins et al., 2003), est que les micro-organismes filamenteux constitueraient ce que l'on pourrait considérer comme le « squelette » ou la structure du floc. Les bactéries floculantes auront tendance à se rassembler en masses autour d'un substrat minéral ou organique, ainsi que de filaments. La production d'exopolysaccharides garantira l'unité de l'ensemble.

Néanmoins, des chercheurs comme Wanner et Grau (1989) ont supposé que l'élément essentiel dans la structuration du floc serait la matrice d'exopolysaccharides générée par les bactéries en floculation, plutôt que les autres composants, filaments eux-mêmes.

3.1.Décantation des boues activées

La méthode des boues activées se divise en deux phases : absorption des polluants organiques par la biomasse bactérienne, suivie de leur séparation à partir de la liqueur mixte. Traditionnellement, la décantation est réalisée dans un décanteur secondaire. L'eau traitée passe par le décanteur. Les boues sont extraites du décanteur et une portion est réintroduite dans le processus afin de fournir un surplus de biomasse. Le reste est éliminé du processus. L'efficacité de la décantation est directement liée au phénomène de biofloculation qui est dû à la présence des bactéries filamenteuses (Belyagoubi, 2014).

3.2.Bactéries filamenteuses dans la biofloculation

Le floc se structure à deux échelles : la microstructure, qui est le résultat de l'assemblage de simples bactéries formant le floc, et la macrostructure, qui est garantie par les bactéries filamenteuses présentes au sein du floc. La microstructure crée des floccs compacts et de petite taille, cependant avec une résistance mécanique limitée.

La macrostructure produit des floccs de plus grande taille mais moins densément compactés et, les bactéries qui constituent le floc, sont fermement attachées au squelette filamenteux par le biais de polymères extracellulaires.

Elles sont capables de résister aux contraintes mécaniques. Par ailleurs, ces floccs garantissent une purification plus performante. Les bactéries filamenteuses sont donc bénéfiques pour la biofloculation et l'efficacité du processus de décantation (**Saker, 2015**).

4. Les caractéristiques des bactéries filamenteuses

Malgré les dysfonctionnements qu'elles peuvent provoquer, les bactéries filamenteuses demeurent une composante cruciale des boues activées. Effectivement, c'est un composant essentiel pour la structuration du floc. Selon l'hypothèse de **Sezgin et al. (1978)**, couramment citée (**Jenkins et al., 1986 ; Jenkins et al., 2003**), les micro-organismes filamenteux constitueraient ce que l'on pourrait qualifier d'armature ou de manteau floc. Les bactéries floculantes, quant à elles, vont se rassembler en agrégats autour d'un s minéral ou organique et de filaments. La production d'exopolysaccharides garantira l'unité de l'ensemble (**Degrémont, 1989**).

Les boues activées renferment des nutriments, des substrats ainsi que de l'oxygène. Sous ces circonstances, les bactéries croissent et ont une propension à s'agglomérer. Si ce processus se déroule normalement, des floccs de micro-organismes se forment. Ces floccs ont la capacité de retenir les particules, favorisant ainsi leur dépôt. Toutefois, certaines variétés de bactéries se regroupent dans une direction spécifique et créent des filaments. On qualifie ces bactéries de filamenteuses. Il est possible que ces filaments atteignent une dimension de 10 mm/ml (**Goodflow et Williams, 1983 ; Duhamel, 1998**).

Les bactéries filamenteuses, principalement représentées par les actinomycètes, présentent une série de caractéristiques morphologiques, physiologiques et écologiques distinctes.

4.1. Caractéristiques morphologiques

Morphologiquement, les bactéries filamenteuses se distinguent par une croissance sous forme de filaments ramifiés semblables à ceux des champignons, ce qui leur confère un avantage compétitif dans les sols complexes.

Elles forment souvent un mycélium aérien et un mycélium substraté, caractéristiques typiques du genre *Streptomyces* (**Belyagoubi, 2014**).

4.2. Caractéristiques physiologiques

D'un point de vue physiologique, ces micro-organismes sont habituellement des aérobies stricts et possèdent une aptitude notable à générer des enzymes extracellulaires (comme les cellulases, chitinases et protéases) qui leur offre la capacité de décomposer des substrats complexes, en particulier les matières organiques provenant des plantes.

Plusieurs espèces sont également reconnues pour leur aptitude à générer des antibiotiques naturels et des métabolites secondaires bioactifs qui ont une valeur dans les secteurs médical et agricole, ainsi que des protéases qui leur donnent la capacité de décomposer des substrats complexes, notamment la matière organique végétale (**Seviour et Nielsen, 2010**).

4.3. Caractéristiques écologiques

Sur le plan écologique, les actinomycètes se sont adaptés à divers environnements naturels, mais ils dominent principalement dans les sols organiquement riches légèrement acides ou neutres. Selon les conditions du sol, leur nombre peut varier, avec une prédominance souvent observée des *Streptomyces* qui peuvent constituer jusqu'à 90 % des actinomycètes isolés dans certains types de sols (**Pimenta et al., 2020**).

5. Classification

Il existe deux classifications :

5.1. Classification de Eikelboom

En 1975, **Eikelboom** a observé un grand nombre de bactéries filamenteuses (26 espèces) dans différentes stations d'épuration, et a bâti une classification comprenant 7 groupes. Les différents échantillons sont observés par microscopie optique en illumination directe ou contraste de phase. Cette catégorisation repose d'une part sur la structure des filaments (ramifications véritables ou fictives, filaments en mouvement, coloration de Gram...) et d'autre part sur l'existence ou l'absence d'inclusions au sein des cellules (granules de polyphosphates, polyhydroxybutyrate et soufre) (**Belyagoubi, 2014**).

5.2. Classification de Wanner

En 1989, une méthode plus accessible a été élaborée. La classification de **Wanner** se base sur cinq catégories de microorganismes, déterminées en fonction des conditions du milieu environnemental (aérobies, anaérobies, sulfures, âge des boues, etc.). Cette technique est généralement facile à utiliser en laboratoire et elle représente souvent la première approche de caractérisation.

Cependant, cette méthode n'est pas sans contraintes, car la morphologie et les colorations des microorganismes peuvent fluctuer en fonction des conditions environnementales (**Beveridge, 1990**).

Effectivement, des bactéries telles que *Microthrix parvicella* ou *Eikelboom type 1863* présentent une variabilité de Gram. Par ailleurs, une autre complication pourrait survenir avec des microorganismes qui contiennent des granules de sulfure. La distinction des filaments appartenant au genre *Thiothrix*, *Type 021* ou *Leucothrix* en l'absence de granules de sulfure demeure très difficile (**Figure 12**).

La catégorisation des actinomycètes se base sur des critères morphologiques, biochimiques et principalement moléculaires (les séquences de l'ARN 16S). La répartition du groupe se fait essentiellement de la manière suivante :

- ✓ Embranchement : Actinobacteria
- ✓ Classe : Actinobacteria
- ✓ Ordres : Actinomycetales (le plus représentatif), Bifidobacteriales, Corynebacteriales, etc.
- ✓ Exemples de familles : Streptomycetaceae, Micromonosporaceae, Nocardiaceae, Mycobacteriaceae...
- ✓ Principaux genres : *Streptomyces*, *Micromonospora*, *Nocardia*, *Actinoplanes*, *Frankia*, *Mycobacterium*, *Saccharopolyspora* et autres.

Le genre *Streptomyces*, le plus varié et dominant dans les sols, est célèbre pour sa faculté à générer plus de deux tiers des antibiotiques naturels utilisés en médecine (**Belyagoubi, 2014 et Saker, 2015**).

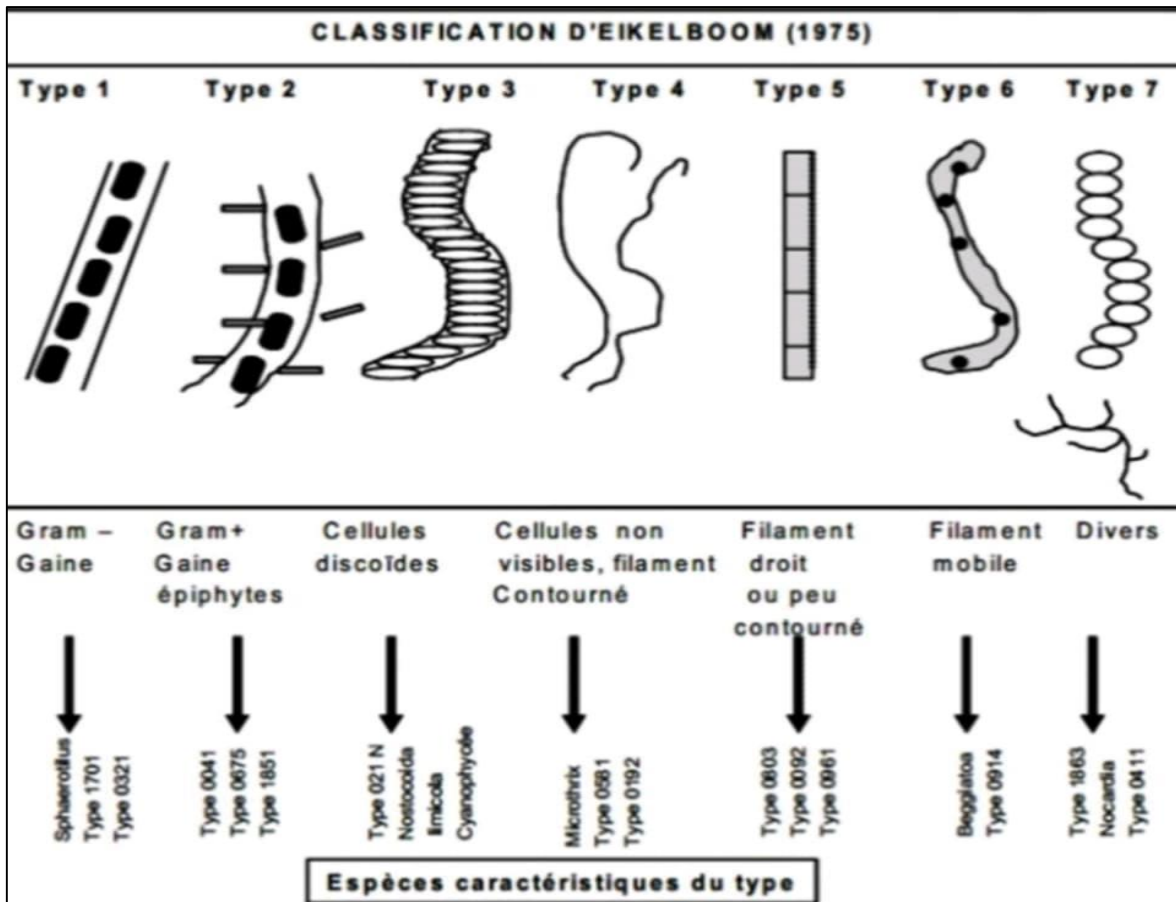


Figure 12 : Classification des bactéries filamenteuses (Belyagoubi,2014).

6. Taxonomie

Environ quarante types différents de micro-organismes filamenteux ont été identifiés dans l'écosystème des boues activées des stations de traitement des eaux usées urbaines et industrielles (Lacroix, 2008).

6.1. Eikelboom type 021N ou *Thiothrix eikelboomii*

Ce type de bactérie est fréquemment observé dans les boues activées. Elle se présente sous forme d'un long filament rigide pouvant atteindre jusqu'à 1 000 μm . Ce filament est composé de cellules mesurant entre 0,7 et 4 μm de diamètre et de 0,5 à 5,5 μm de longueur. Les cellules, souvent irrégulières, sont généralement carrées ou discoïdes (Lacroix, 2008).

Cette bactérie appartient aux gamma-protéobactéries. Elle est à Gram négatif et Neisser négative, et contient des granules de PHB ainsi que des dépôts de soufre. Contrairement à d'autres, elle ne montre ni gaine, ni formation de rosaces ou de gonidies. Aucun mouvement n'a été observé au niveau du trichome.

L'espèce *Eikelboom type 021N* est subdivisée en trois groupes (I, II, III), différenciés selon leurs séquences d'ARNr 16S (**Lacroix, 2008**).

Thiothrix est le genre le plus proche de *type 021N*. Les deux partagent une délétion caractéristique dans leur séquence d'ARNr 16S, au niveau des régions 455-477 (comparé à *E. coli*). Cette similarité a conduit à reclasser *Eikelboom type 021N* comme une espèce distincte du genre *Thiothrix* (**Figure 13**) (**Lacroix, 2008**).

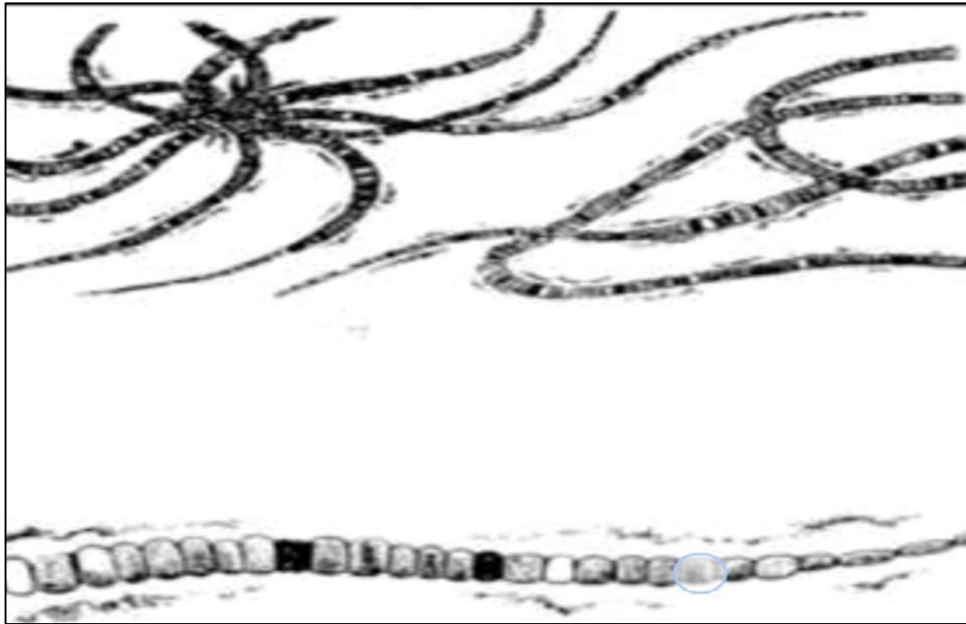


Figure 13 : Filament *type 021 N* (**Pandolfi, 2006**).

6.2. *Microthrix parvicella*

Une bactérie qui fait partie du groupe IV selon la classification d'Eikelboom. Morphologiquement, elle se distingue par des filaments qui dépassent 200 μm de longueur, avec un trichome dont la largeur varie de 0,5 à 0,8 μm et qui n'a pas d'adhérence. *Microthrix parvicella* est une bactérie Gram positive, Neisser positive et qui se colore au noir de Soudan. Elle est fréquemment observée en Europe lors des épisodes de dysfonctionnement (bulking et moussage) dans les stations d'épuration (**Westlund et al., 1996 ; Hwang et al., 1998**).

Le métabolisme de *Microthrix* se distingue par sa dépendance principale au carbone organique provenant des acides gras à chaînes courtes et longues (**Virgolet, 1994**).

Cette souche est également capable de synthétiser dans des conditions anaérobies des poly-hydroxybutyrates et polyphosphates. Des fluctuations d'oxygène dissous ainsi que des aérations intermittentes ont tendance à stimuler la croissance de ce type de microorganisme (Figure 14) (Scuggs et al., 1998).

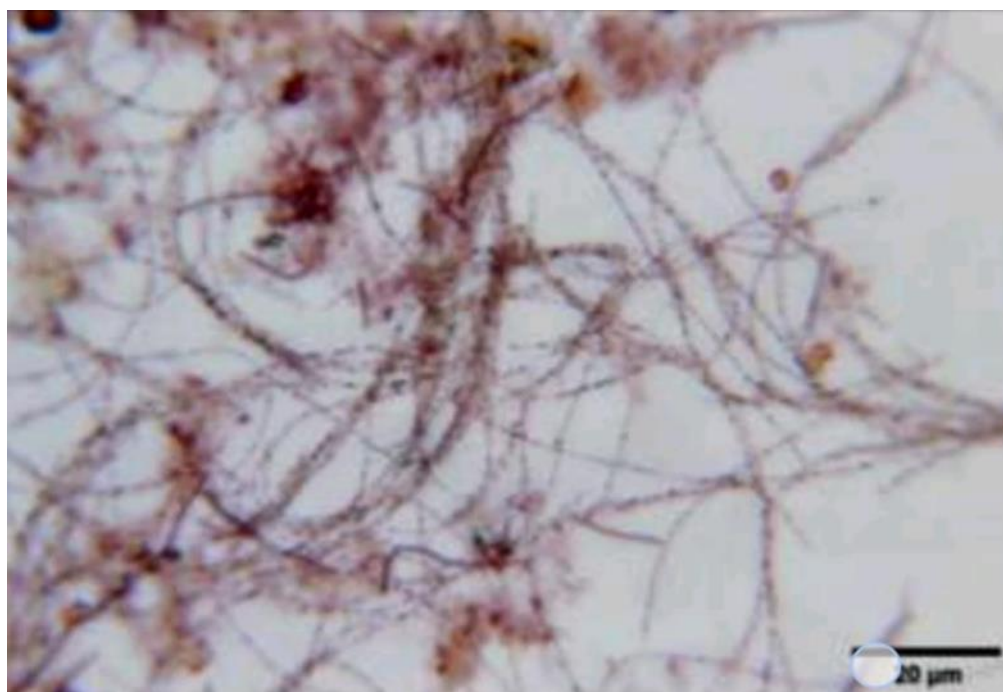


Figure 14 : *Microthrix parvicella* (Durban, 2015).

6.3. *Nocardiosis spp.*

Nocardia spp se distingue par ses multiples ramifications courtes dont la longueur ne dépasse pas 100 µm et par des trichomes ayant une largeur variant de 1 à 2 µm. On peut observer les filaments dans un seul plan, et les tests de coloration Gram et Neisser donnent tous deux un résultat positif. La présence de granules identifiée par la coloration au Noir de Soudan suggère un entreposage de poly-hydroxybutyrate. Il est assez aisé de cultiver ces souches à une température de 25-30 °C sur des milieux contenant une source de carbone, des extraits de levure, du glucose et du tryptophane (Soddell et al., 1996).

Les cellules de trichome, très brèves, forment la bactérie filamenteuse. Ce micro-organisme joue un rôle important dans la formation et la stabilisation de la mousse biologique dans les procédés à boues activées (Pandolfi, 2006).

6.4. *Sphaerotilus natans*

Généralement causée par des niveaux bas d'oxygène ou des déficits en nutriments (comme l'azote, le phosphore, etc.) (**Figure 15**).

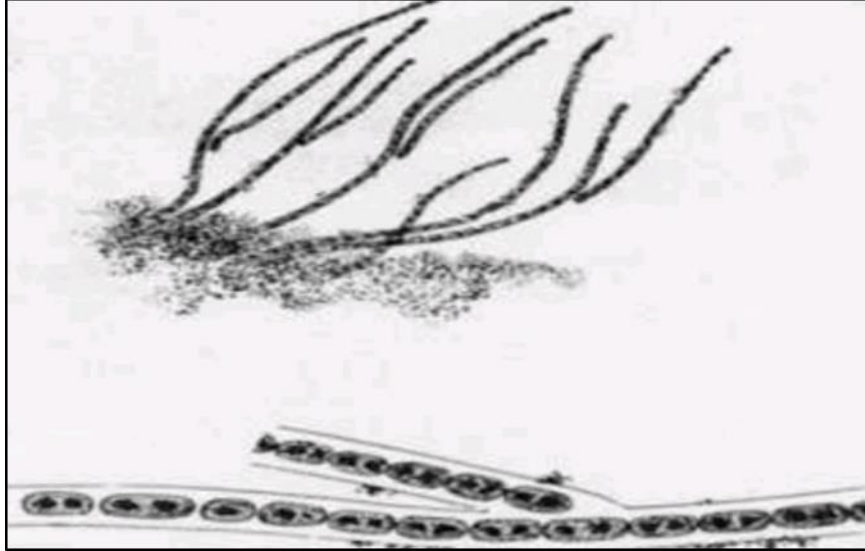


Figure 15 : *S. natans* (Pandolfi, 2006).

6.5. *Thiothrix*, type 021 et type 1863

On retrouve souvent *Thiothrix* et *Type 021* dans les proliférations de boues (**Terry et al., 1985**). En général, les bactéries appartenant aux genres *Thiothrix*, *Type 021* et *1863* sont Gram-négatives et renferment des granules de sulfure. Ces sulfures peuvent être issus des rejets industriels ou de la décomposition biologique des composés soufrés présents dans les usines d'épuration urbaines (**Tandoi et al., 1994**). Ces chercheurs ont effectué des tests d'isolement par micromanipulation de bactéries filamenteuses provenant de boues activées dans des usines italiennes. Ils ont démontré la faisabilité de cultiver des souches du genre *Thiothrix* en culture pure en présence d'acétate, de thiosulfate ou de bicarbonate (**Figure 16**) (Pandolfi, 2006).

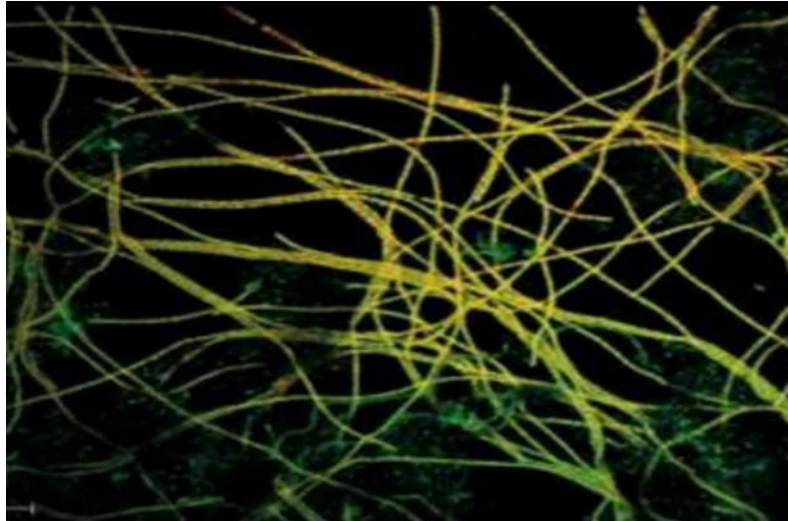


Figure 16 : *Thiorix* (Juzan et al., 2012).

6.6. *Nostocoida limicola*

C'est un type de bactérie souvent présent dans les procédés de foisonnement ou de moussage au sein des installations d'épuration industrielles. Dans la littérature, trois espèces de *Nostocoida limicola* ont été identifiées (Eikelboom, 2000) :

- ✓ *Nostocoida limicola I* (cellule d'un diamètre de 0,6-0,8 μm)
- ✓ *Nostocoida limicola II* (cellule diamètre : 1,2-1,4 μm)
- ✓ *Nostocoida limicola III* (taille des cellules : 1,6-2 μm)

En 1990, Novak et ses collaborateurs ont, minutieusement, analysé les propriétés de ce micro-organisme dans leurs recherches. Les distinctions résident principalement dans la dimension des cellules et des trichomes de moins de 200 μm . Il est possible que *Nostocoida limicola* se développe. La coloration au Noir de Soudan signale la présence de granules de PHB tandis que la réaction de Neisser indique un résultat positif et négatif pour la coloration de Gram.

Les différences se retrouvent essentiellement au niveau de la taille des cellules et du trichome inférieur à 200 μm . La croissance de *Nostocoida limicola* peut être stimulée dans des conditions anaérobies par des composés de type hydrates de carbone ou alcools (Figure 17) (Blackall et al., 2000).

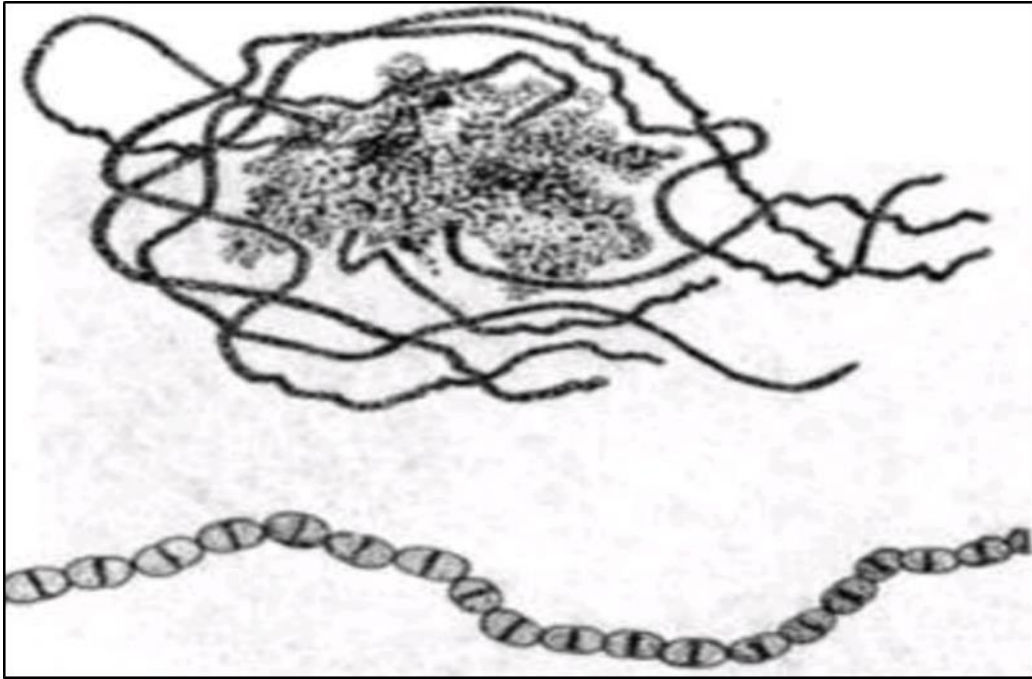


Figure 17 : *N. limicola* (Pandolfi, 2006).

7.Méthode d'identification des bactéries filamenteuses

7.1. Méthode d'identification classique (Observation microscopique)

Pour déterminer les stratégies les plus efficaces à adopter face à un incident de prolifération de filaments ou de formation de mousse, il est essentiel d'identifier précisément les bactéries responsables de cette anomalie. **Eikelboom (1975) et Jenkins et al.(1984)**, ont donc proposé une méthode pour identifier les divers microorganismes filamenteux en se basant sur les critères morphologique set les colorations cytoplasmiques suivants :

- ✓ L'existence ou l'absence d'une gaine ou d'une matrice d'exopolysaccharides entourant le filament
- ✓ Le mouvement des cellules ;
- ✓ L'existence de ramifications, authentiques ou non ;
- ✓ La dimension et la configuration des filaments ;
- ✓ Le résultat de la coloration selon Gram et Neisser ;
- ✓ La morphologie, le diamètre et la longueur des cellules des trichomes ;
- ✓ La présence, l'absence et le type des inclusions à l'intérieur des cellules (PHB, sulfures).

Par conséquent, la caractérisation morphologique présente de nombreuses limitations. En effet, les colorations, en particulier la coloration de Gram, offrent des résultats inconsistants pour certains filaments en fonction de leur état physiologique (**Jenkins et al., 2003**). Dans certains cas, des modifications dans la composition des eaux usées peuvent provoquer une altération de la structure des filaments. On doit aussi souligner que certains types d'espèces qui possèdent généralement une gaine autour de leur filament peuvent parfois en être dépourvus. Effectivement, les gènes qui autorisent la bactérie à la synthétiser se trouvent parfois sur des plasmides. Si ces éléments sont perdus, la bactérie ne peut plus synthétiser une gaine (**Wagner, 1994**). Certaines espèces présentent des traits morphologiques très similaires, ce qui rend leur distinction particulièrement ardue (**Wagner, 1994 ; Jenkins et al., 2003**). Certaines espèces peuvent exister sous forme de bactéries dispersées au lieu de la forme filamenteuse. C'est le cas pour *Sphaerotilus natans* (**Hasal, 2001**), *Microthrix parvicella* (**Richard et al., 1985**) et *Thiothrix nivea* (**Ramothokang et al., 2006**) notamment.

7.2. Identification physiologique et biochimique

Les taxonomistes font appel à une batterie de tests physiologiques et biochimiques pour distinguer et identifier les différentes espèces bactériennes (**Tortora et al., 2019**).

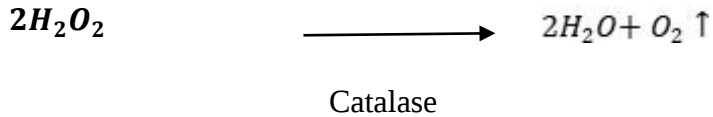
7.2.1. Identification du type respiratoire

L'identification du type respiratoire (ou type énergétique) d'une bactérie implique de déterminer la relation de cette bactérie avec l'oxygène. Les bactéries ont des exigences particulières en matière de respiration, elles sont soit :

- Bactéries strictement aérobies : des bactéries qui nécessitent de l'oxygène pour leur processus respiratoire.
- Bactéries strictement anaérobies : l'oxygène est néfaste pour ces bactéries.
- Des bactéries facultatives aéro-anaérobies : leur développement ne dépend pas de la présence d'oxygène, elles peuvent prospérer en milieu oxygéné ou non.
- Des bactéries micro-aérophiles : bactéries qui se multiplient dans des conditions de faible pression d'oxygène.
- Des bactéries anaérobies qui tolèrent l'oxygène : les bactéries se développent sans oxygène, mais elles peuvent tolérer la présence de ce gaz dans leur environnement (**Tortora et al., 2019**).

7.2.2. Recherche de la catalase

La catalase est une enzyme retrouvée chez la majorité des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatifs. Le rôle majeur de la catalase au sein des cellules est d'empêcher l'accumulation de concentrations dangereuses de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), qui est un sous-produit de divers processus métaboliques (Figure 18) (Willey et al., 2017). Elle stimule la transformation du peroxyde d'hydrogène en eau et oxygène qui se manifeste par :



L'apparition de bulles et un dégagement gazeux de dioxygène, ce qui indique que la bactérie possède une catalase (+). En revanche, l'absence de bulles et la libération de gaz suggèrent que la bactérie ne possède pas de catalase (-) (Willey et al., 2017).

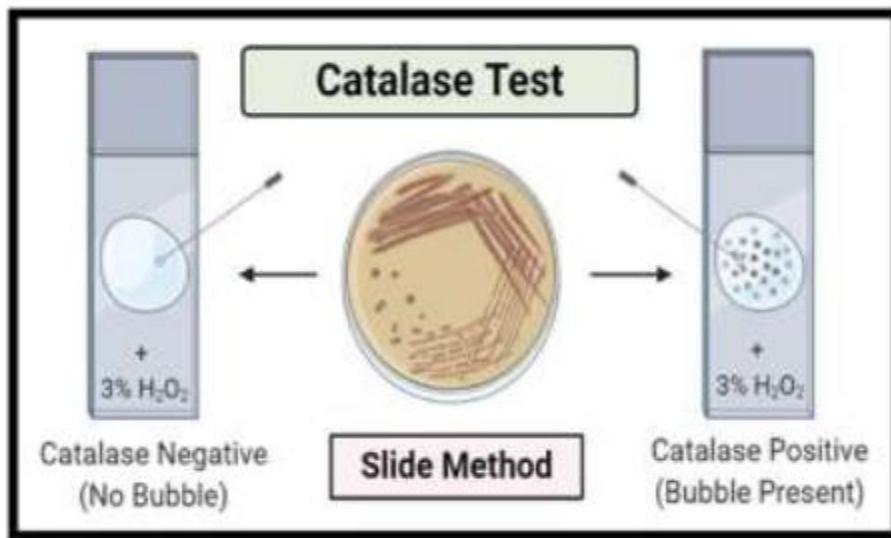


Figure 18 : Principe du teste de catalase (Khalouche et Sifour, 2021).

7.2.3. Recherche de l'oxydase

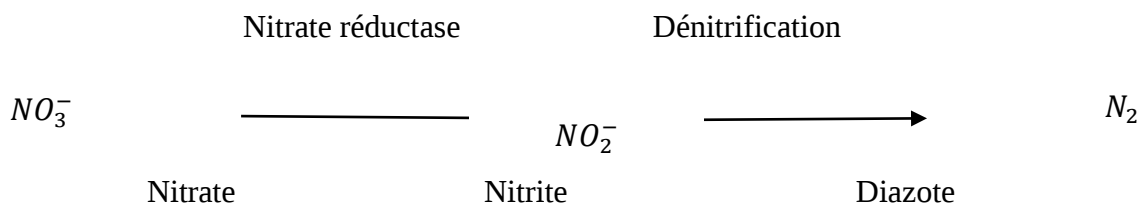
L'identification des bactéries, en particulier les Gram-négatives, repose souvent sur la recherche de l'oxydase, qui est l'un des critères les plus utilisés et discriminants. Cette étude vise à démontrer la capacité de la bactérie examinée à oxyder la version réduite incolore des dérivés méthylés de la paraphénylène diamine, transformant leur forme en semi-quinone rose violacée.

La cytochrome oxydase, également appelée oxydase, est une enzyme que l'on retrouve dans certaines chaînes respiratoires de bactéries. Elle catalyse une réaction d'oxydo-réduction qui implique une molécule d'oxygène en tant qu'accepteur d'électrons. Dans ces processus, l'oxygène est transformé en eau H_2O ou en eau oxygénée H_2O_2 (Willey *et al.*, 2017).

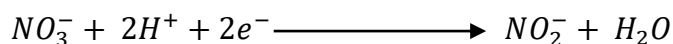
Les bactéries dotées de l'enzyme oxydase sont capables d'oxyder le N, N, N, N-tétraméthyl-1,4-phénylène diamine, qui constitue un élément du réactif utilisé pour la détection du cytochrome-oxydase en bactériologie, ce qui donne des produits violacés (Totora *et al.*, 2019).

7.2.4. Recherche de la nitrate-réductase

La nitrate-réductase est une enzyme qui catalyse la réaction de réduction des nitrates en nitrites dont leur mise en évidence est réalisée en utilisant le réactif de Griess. Parfois, certaines bactéries peuvent poursuivre cette réduction, jusqu'à une dénitrification selon la réaction suivante :



La nitrate-réductase réduit les nitrates jusqu'au stade nitrites selon la réaction :

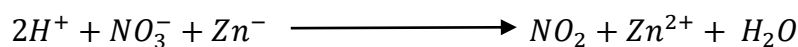


Le réactif de Griess se colore en rouge-orangé lorsqu'il est en présence d'ions nitrites, ce qui révèle que la bactérie possède une nitrate-réductase apte à transformer les nitrates en nitrites.

Le fait que la bactérie testée ne présente pas de couleur rouge ne signifie pas nécessairement qu'elle n'a pas de nitrates-réductase, car elle pourrait avoir une nitrate-réductase très active capable de réduire les nitrates jusqu'à atteindre le stade diazote N_2 .

Une telle bactérie, portant une enzyme comme celle-ci, serait capable d'absorber tous les nitrates présents dans l'environnement (Willey *et al.*, 2017).

Dans cette situation, le test est complété par l'épreuve de Zo-Bell, à laquelle on ajoute la poudre de zinc, un composé qui a la capacité de transformer les ions nitrates en ions nitrites:



7.2.5. Etude de la voie d'attaque des glucides

Les bactéries exploitent les glucides à travers deux parcours métaboliques :

- Un cheminement oxydatif : en présence d'oxygène.
- Un cheminement fermentatif : en l'absence d'oxygène, ou lorsque la présence d'oxygène est limitée.

Pour comprendre comment les bactéries Gram négatif, comme les entérobactéries, exploitent les glucides (notamment le glucose), on se réfère aux milieux de Hugh et Leifson ou MEVAG (Milieu d'Étude de la Voie d'Attaque des Glucides) (**Madigan et al., 2018**). Ce milieu est généralement enrichi en glucose pour déterminer la stratégie d'utilisation de ce sucre. Cependant, il peut également être élaboré avec d'autres glucides (comme le lactose ou le saccharose) afin d'examiner leur métabolisme par ces bactéries. Ce milieu de culture comprend un indicateur de pH, le bleu de bromothymol, qui facilite l'évaluation du type de dégradation du glucide (glucose) qui libère des acides et éventuellement des gaz (**Madigan et al., 2018**).

Il vire au jaune en milieu acide, sinon il conserve la couleur verte du milieu où il vire au bleu en cas d'alcalinisation. Donc à la fin de l'incubation, on observe le changement de couleur du milieu pour déterminer le type oxydatif ou fermentatif (**Madigan et al., 2018**).

7.2.6. L'hydrolyse de l'amidon

Ce test est effectué sur un milieu nutritif gélifié qui contient 1% d'amidon soluble. Après une incubation de 10 jours à une température de 30°C, la gélose est enduite d'une solution de Lugol. L'absence de coloration autour des colonies révèle donc l'hydrolyse de l'amidon. En revanche, les autres régions du milieu qui contiennent de l'amidon prennent une teinte brune (**Kitouni, 2007**).

7.2.7. La décomposition de l'urée

Ce test se fonde sur l'inoculation d'une suspension d'actinobactérie dans un milieu contenant du rouge de phénol, suivie d'une incubation à 30°C pendant une période de 7 à 10 jours. Ces environnements prennent une couleur rouge lorsque l'urée est décomposée, ce qui indique que les souches contiennent des enzymes uréases (Guiraud, 1998).

7.2.8. Les tests Voges-Proskauer « VP » et Rouge de Méthyle « RM »

Ces tests sont réalisés par l'ensemencement séparé des divers isolats dans des tubes contenant un milieu liquide Clark et Lubs, suivi d'une incubation à 30°C pendant une durée de 7 à 10 jours. Suite à l'incubation, deux tests de coloration doivent être effectués afin d'illustrer la voie de fermentation du glucose (la voie du butane diol et la voie des acides mixtes) (Guiraud, 1998).

- **Réaction face au RM**

Le test est réalisé par intégration d'une à 2 gouttes d'une solution de rouge de méthyle à 0,5%, élaborée dans l'alcool à 60°, à 2 ml du milieu. La manifestation d'une teinte rouge dans le milieu, indiquant une fermentation acide mixte par acidification (un pH inférieur à 4,2) d'un milieu contenant du glucose suite à la fermentation du glucose, est jugée positive. Un milieu de couleur jaune, correspondant à un pH supérieur à 6,3, est considérée comme négative (Guiraud, 1998).

- **Réaction de VP**

Le test est réalisé par incorporation de 0,5 ml d'une solution d' α -naphtol alcoolique à 6% et 0,5 ml d'une solution aqueuse de soude à 16% dans un millilitre du milieu de culture en tube. La manifestation d'une teinte rouge, signalant la production d'acétoïne (ou 3-hydroxy-butanoate), est jugée positive (Guiraud, 1998).

7.2.9. Hydrolyse de la gélatine

Les bactéries sont ensemencées sur une gélose nutritive qui contient 0,4% de gélatine, puis placées en incubation à 30°C. L'observation de zones claires autour des colonies est due à l'hydrolyse de la gélatine (Chaphalkar et al., 1996).

7.2.10. Recherche d'une Caséinase

L'hydrolyse de la caséine est étudiée sur un milieu gélosé riche en lait écrémé. L'ensemencement des isolats à tester est réalisé par des stries et incubé à 30°C. Après 7 jours, l'apparition d'une auréole claire autour des colonies indique la dégradation de la caséine (Roy et al., 2014).

7.2.11. Recherche d'une lécithinase

On utilise un environnement gélosé contenant de la lécithine pour évaluer les différents isolats dans le but de démontrer leur capacité à décomposer cette substance grâce à la lécithinase produite par les souches. L'ensemencement des isolats à analyser est réalisé par stries, suivi d'une incubation à une température de 30°C. Le milieu de culture utilise le jaune d'œuf comme substrat, constitué de lécithine, de triglycérides et d'une lipoprotéine. Il autorise donc la recherche simultanée de trois enzymes :

- ✓ La lécithinase : se manifeste par la formation d'un halo opaque, couleur blanc perlé jaunâtre, avec une bordure définie sous la colonie ou à sa périphérie.
- ✓ La présence d'un halo blanc, perlé et brillant indique l'activité de la lipase.
- ✓ La lipoprotéinase : l'apparition d'un halo clair autour de la colonie est perceptible (Raval et al. 2012).

7.3. Méthodes d'identification moléculaires

Devant les défis et les erreurs potentielles liées à la méthode traditionnelle d'identification, les chercheurs ont élaboré, depuis les années 90, des techniques d'identification fondées sur la biologie moléculaire. Ces méthodes reposent sur l'examen de l'ADN et/ou de l'ARNt des bactéries. L'ARNr 16S a été sélectionné comme référence pour décrire au mieux la complexité de la communauté bactérienne (Lacroix, 2008).

7.3.1. PCR et OPCR

La technique de réaction en chaîne de polymérase, aussi connue sous le nom de PCR, a profondément transformé la biologie moléculaire et est la raison principale de son développement au cours des deux dernières décennies. Plusieurs méthodes d'identification moléculaire, que nous détaillerons ultérieurement, reposent sur l'usage de cette réaction.

Il est important de noter qu'elle repose sur l'amplification *in vitro* d'une séquence d'ADN spécifique grâce à une enzyme appelée ADN polymérase (**Mullis et Falcona, 1986**). Pour des microorganismes identifiés, l'amplification d'une séquence spécifique de l'ARNr 16S propre à l'espèce bactérienne ciblée peut révéler sa présence dans un échantillon spécifique (**Lacroix, 2008**).

La QPCR ou PCR quantitative en temps réel ajoute un aspect quantitatif à l'identification. En effet, à la différence de la PCR classique, cette technique permet d'estimer la quantité d'ADN contenue dans l'échantillon à analyser.

7.3.2. Clonage d'ARNr 16S

Cette approche comprend l'isolement de l'ADN à partir des boues, suivi d'une amplification par le biais de primers universels, puis d'un clonage des gènes codant pour d'ARNr 16S des diverses souches bactériennes. Cela mène à la mise en place de banques d'ARNr 16S et finalement au séquençage des produits issus du clonage. On procède ensuite à l'identification des microorganismes en confrontant les séquences obtenues à des bases de données. À ce jour, la base de données du NCBI répertorie approximativement 700 000 séquences d'ARNr 16S (septembre 2007). Avec les séquences des diverses bactéries filamenteuses désormais établies, cette technique permet une détection et identification aisées (**Lacroix, 2008**).

Toutefois, cette méthode demande un certain investissement en temps, notamment lors de l'étape cruciale du clonage quand on manipule une matrice complexe comme des boues activées. Cette méthode est donc peu appropriée pour l'analyse d'échantillons en grand nombre (**Richard et al., 1985**).

7.3.3. Analyses par Microarray ou puce à ADN

Le concept des puces à ADN, aussi désigné sous le terme de biopuce ou Microarray, est né dans les années 90.

Il s'appuie sur une technologie multidisciplinaire qui combine la microélectronique, la chimie des acides nucléiques, l'analyse d'images et la bioinformatique. Le concept des Microarrays repose sur l'hybridation des acides nucléiques (**Lacroix, 2008**).

Des oligonucleotides spécifiques à certaines espèces cibles sont fixés sur un support solide (appelé matrice) pour former des spots.

En parallèle, l'ADN des mêmes espèces cibles est découpé à l'aide d'enzymes de restriction puis marqué avec un fluorochrome. De la même manière, l'ADN extrait de l'échantillon à analyser est aussi digéré et marqué, mais avec un fluorochrome différent qui émet une fluorescence à une autre longueur d'onde. Les ADN de référence et de l'échantillon sont ensuite hybridés avec les oligonucleotides fixés sur la puce. La détection des bactéries présentes dans l'échantillon se fait en mesurant l'intensité de fluorescence émise par chaque fluorophore sur les différents spots (**Figure 19**) (**Lacroix, 2008**).

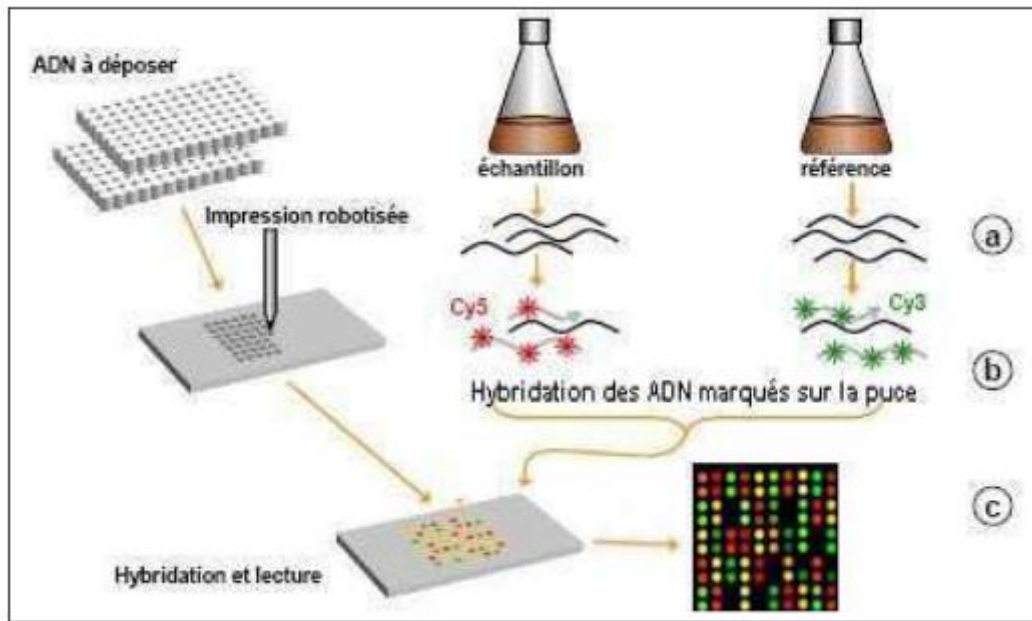


Figure 19 : Principe de la puce à ADN ou Microarray (**Lacroix, 2008**).

Les ADN obtenus de l'échantillon à étudier sont traités de manière similaire et étiquetés avec un autre fluorochrome qui émet à une longueur d'onde distincte. Les ADN de référence et de l'échantillon sont Cette méthode offre la possibilité d'identifier une espèce au sein d'un échantillon complexe tout en quantifiant la présence du microorganisme, en s'appuyant sur l'intensité de fluorescence (**Byoung et al., 2004**).

L'analyse bactérienne de l'eau potable par microarray est déjà en cours d'utilisation. Cette méthode a aussi été employée dans la recherche sur les boues activées. C'est un outil extrêmement efficace et rapide pour identifier les bactéries contenues dans un échantillon complexe. Toutefois, le développement d'une puce demeure complexe et coûteux(**Byoung et al., 2004**).

Chapitre 4 :

Matériel et Méthode

L'objectif de ce travail est d'étudier et de caractériser les bactéries filamenteuses présentes dans les boues activées de la station de Ferdjioua (Aïn Beïda Ahriche). Cette étude repose sur des observations microscopiques et un suivi microbiologique effectué durant quatre mois (février et mai), accompagnés par l'analyse de certains paramètres physico-chimiques des eaux usées dans le laboratoire de la station, afin de mieux comprendre la relation entre ces paramètres et le développement de ces bactéries.

1. Présentation de la station étudiée

La station d'épuration de Ferdjioua est située à l'extrémité d'un réseau de collecte principal, juste en amont du rejet des eaux traitées dans le milieu naturel. Comme toute station d'épuration, elle comprend une série d'unités de traitement que les eaux usées traversent successivement, chacune étant conçue pour éliminer progressivement des types spécifiques de polluants **(STEP, 2018)**.

La mission principale de la station est de traiter les eaux usées issues des communes de Aïn Beïda et de Ferdjioua, avant leur déversement dans l'oued de Bousslah, qui se jette ensuite dans le barrage de Béni Haroun **(STEP, 2018)**.

1.1. Localisation géographique de la station d'épuration de Ferdjioua :

La station d'épuration des eaux usées de Ferdjioua (STEP) constitue une infrastructure essentielle située au nord-est de la commune d'Aïn Beïda, dans la wilaya de Mila (Figures 20 et 21). Elle a été mise en service le 17 juin 2017 **(STEP, 2018)**.

Le système adopté repose sur la technologie des boues activées avec aération prolongée, conçu pour le traitement des charges organiques faibles. L'installation est également équipée de dispositifs pour le traitement des boues, comprenant :

- ✓ Un système de déshydratation mécanique des boues.
- ✓ Des lits de séchage de secours destinés aux situations exceptionnelles.

La station est dimensionnée pour traiter une charge équivalente à 80 000 équivalents-habitants, avec une extension prévue à 120 000 EH à l'horizon 2030. Ce projet s'inscrit dans une démarche de protection durable des ressources hydriques, notamment en préservant le barrage de Beni Haroun contre la pollution, tout en ouvrant la voie à la réutilisation agricole des eaux traitées **(Bahloul et Menacer, 2019)**.

La zone étudiée (Ferdjioua, Ain Beida) se distingue par une activité agricole intensive, ce qui influence directement les caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques des eaux usées acheminées vers la station.



Figure 20: La STEP de Ferdjioua.

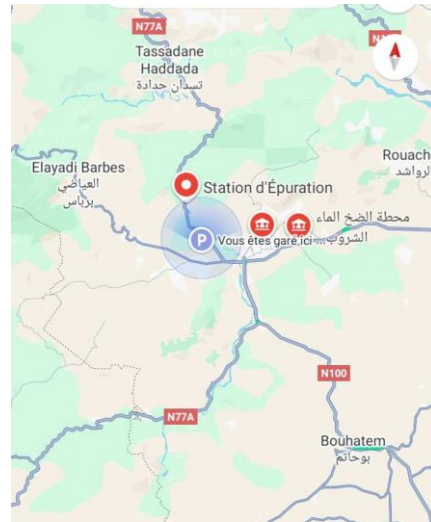


Figure 21: Localisation géographique de la STEP de Ferdjioua (Google maps, 2021).

1.2. Données techniques de la station de Ferdjioua :

Les principales caractéristiques techniques de la station sont résumées dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Données Techniques de la STEP de Ferdjioua Wilaya de Mila (STEP, 2018).

Désignation	1ere STEP ou lagune
Wilaya	Mila
Zone	Constantine
Unité	Mila
Nome (STEP et Lagune)	STEP Ferdjioua-Ain Beida
Localisation de la STEP (commune)	Ain Beida
Date de mise en service	17-juin-17
Procédé d'épuration	Boue Activée

Capacité actuelle et à l'horizon en E/H	80000 E/H actuelle et 120000 à l'horizon 2030
Volume nominal actuelle et à l'horizon en m ³ /j	9600 m ³ /j actuelle et 14400 à l'horizon 2030
Volume réel entrant à la STEP ou lagune en m ³ /j	4000 m ³ /j (la moyenne)
Taux de collecte(raccordé à la STEP ou lagune) %	50%
Volume annuel traité en m ³	1540000 m ³
Rendement de la STEP	45%
Communes raccordées à la STEP ou Lagune	Ferdjioua - Ain Beida
Milieu récepteur des eaux sortant de la STEP (oued, mer, chaaba, milieu naturel,,,,)	Oued Boussalah
Etat de la STEP (en marche, à l'arrêt,,,,)	en marche

1.3.Rôle environnemental et sanitaire de la STEP Ferdjioua, Ain Beida :

Cette station d'épuration joue un rôle fondamental dans la gestion durable de l'environnement et de la santé publique à travers les fonctions suivantes :

- ✓ Protection du barrage de Beni Haroun contre les pollutions organiques et chimiques.
- ✓ Préservation de la santé publique en réduisant les risques liés au rejet des eaux usées non traitées.
- ✓ Valorisation des boues produites dans une logique d'économie circulaire.
- ✓ Préservation des écosystèmes aquatiques et terrestres via le contrôle de la qualité des effluents **(ONA, 2015)**.

1.4.Les étapes de traitement de la STEP

Dans la STEP de Ferdjioua, le procédé de traitement des eaux usées comprend plusieurs étapes successives : prétraitement, traitement primaire, traitement secondaire souvent biologique, et traitement tertiaire (Figure 22).

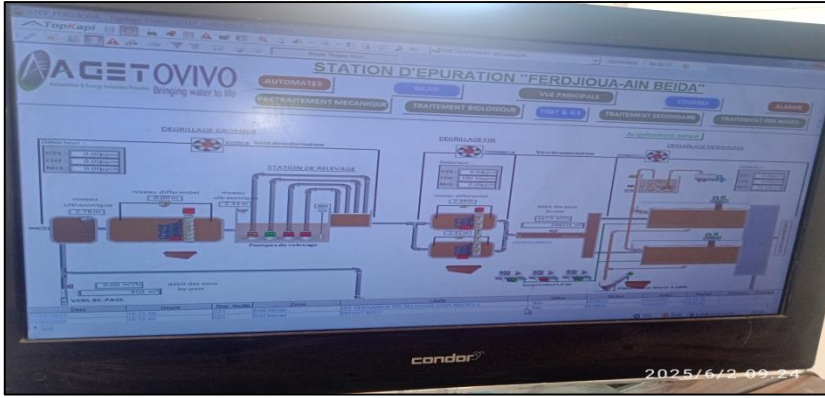


Figure 22 : Représentation schématique de la STEP (Ferdjioua- Ain beida).

1.4.1. Station de relevage

La station de relevage (ou lift station) a pour objectif de compenser la différence de niveau lorsqu'un réseau gravitaire ne permet plus l'écoulement des eaux usées vers la STEP. Dans le cas de la STEP de Ferdjioua, les eaux brutes arrivent par gravité dans une conduite de 1 000 mm de diamètre, puis pénètrent dans une cuve (fossé humide) équipée de quatre pompes submersibles (trois en service, une en secours) (figure 23).



Figure 23 : les pompes de relevage (STEP Ferdjioua).

1.4.2. Le prétraitement

Le prétraitement comprend trois opérations successives : le dégrillage, le dessablage et le dégraissage/déshuilage (figure 24 et 25).



Figure 24 : le dégrilleur grossier manuel et automatique (STEP, Ferdjioua).



Figure 25 : dessableur et déshuileur de la STEP (Ferdjioua).

1.4.3. Traitement secondaire (biologique)

La STEP de Ferdjioua comprend trois bassins biologiques successifs assurant une élimination progressive des polluants via des conditions environnementales spécifiques (figure 26) :

- **Bassin anaérobie** : dédié à la déphosphatation biologique et à la dégradation de la matière organique, il permet d'éliminer 70–80 % de la pollution carbonée. C'est un milieu sans oxygène, favorable aux bactéries vivantes de phosphore accumulatrices (PAO).
- **Bassin anoxique** : ciblant la dénitrification, il utilise les nitrates (NO_3^-) produits en aval pour générer du diazote (N_2) en condition d'absence d'oxygène dissous. Un temps de séjour de 1 à 2 heures permet d'assurer une dénitrification efficace avant la recirculation vers le bassin d'aération.
- **Bassin d'aération (aérobiose)** : cœur du procédé biologique (boues activées), ce qui assure l'oxydation de la matière organique et la nitrification (NH_4^+ vers NO_3^-).

Le niveau d'oxygène dissous y est maintenu entre 2 et 3 mg/L pour soutenir les micro-organismes aérobies et garantir les réactions biologiques.



Figure 26 : Bassin biologique STEP Ain Beida Ahriche.

1.4.4. Ouvrage de dégazage (air-release)

Situé entre le bassin d'aération et le clarificateur secondaire, un dégazeur évite le refoulement de bulles associées à l'air diffusé, assurant ainsi une bonne décantation des boues et une qualité optimale de l'effluent.

1.4.5. Clarificateur

Le clarificateur (ou décanteur secondaire) se situe en aval du bassin d'aération dans la STEP (Figure 27) :



Figure 27 : Clarificateur (STEP, Ferdjioua).

1.4.6. Traitement des boues

1.4.6.1. Station de pompage des boues excédentaires

La station est dimensionnée selon le débit de boues excédentaires (biologiques et physico-chimiques) et leur concentration en MES, assurant leur transfert vers les unités suivantes.

1.4.6.2. Épaississement (Thickening)

Cette étape vise à concentrer les solides en séparant l'eau par décantation gravitaire ou flottation dynamique. Les boues passent d'environ 1 % à 4–10 % de matières sèches, optimisant ainsi la phase de déshydratation subséquente.

1.4.6.3. Déshydratation

- **Déshydratation mécanique**

Cette étape est réalisée par l'utilisation de filtre-presse, centrifugeuse ou presse à vis, permettant de retirer jusqu'à 80 % de l'eau restante des boues épaissies (figure 29).



Figure 28 : déshydratation mécanique (STEP, Ferdjioua).

- **Lit de séchage**

Selon la méthode traditionnelle : la boue est épandue sur des lits de sable/gravier pour séchage naturel, filtration par gravité et évaporation. Les boues atteignent généralement 30 à 60 % de matière sèche sur 2 à 6 semaines selon le climat (figure 30).



Figure 29 : Lit de séchage (STEP, Ferdjioua).

2.Méthodologie d'échantillonnage :

L'échantillonnage est une étape critique dans toute étude microbiologique ou physico-chimique des eaux. Un échantillon mal prélevé, mal conservé ou mal transporté compromet la validité des résultats d'analyse. Selon **Rodier et al. (2009)**, un bon échantillon doit être représentatif, collecté dans un contenant stérile et analysé dans un délai minimal après prélèvement.

2.1.Points de prélèvement :

Trois points de prélèvement (Figure 31) ont été sélectionnés dans la station d'épuration étudiée afin d'évaluer la dynamique des micro-organismes, notamment les bactéries filamenteuses, au long du processus de traitement :

Point n° 1 : à l'entrée des eaux usées, après le poste de relevage et avant le dégrillage fin. Ce point est principalement utilisé pour les analyses physico-chimiques afin d'évaluer la charge brute en polluants.

Point n° 2 : dans le bassin biologique d'aération (après 10 à 15 min d'agitation du bassin). Ce point est crucial pour les analyses microbiologiques, en particulier, l'observation et le suivi des bactéries filamenteuses et la formation des floccs.

Point n° 3 : à la sortie des eaux traitées, après le clarificateur secondaire, permettant d'évaluer l'efficacité globale du traitement, tant sur le plan microbiologique que physico-chimiques.



a. point n°1 (l'eau brute) b. point n°2 (la boue activée) c. point n°3 (l'eau épurée)

Figure 30 : points de prélèvement des échantillons dans la station de Ferdjioua.

2.2. Fréquence et période de prélèvement :

Les prélèvements des eaux ont été effectués à raison d'un prélèvement par mois pendant neuf mois consécutifs (de septembre 2024 à mai 2025), afin de couvrir une variation saisonnière minimale et d'obtenir des données comparables dans le temps.

Les échantillons des boues activées ont été prélevés quotidiennement du début février jusqu'à la fin du mois de Mai.

2.3. Matériel de prélèvement :

Conformément à **Rodier et al. (2009)**, les analyses bactériologiques nécessitent des flacons en verre borosilicaté (Pyrex), d'une contenance de 250 ml, stérilisés soit à la chaleur humide (autoclave à 121°C pendant 15 min), soit à la chaleur sèche (étuve à 170°C pendant 1 heure).

3. Analyses physico-chimiques des eaux :

3.1. La température (T°), le potentiel d'hydrogène (pH) et la conductivité électrique et l'oxygène dissous

La température, le pH et la conductivité électrique et l'oxygène dissous sont des paramètres physico-chimiques fondamentaux pour évaluer la qualité de l'eau, notamment dans les systèmes de traitement biologique comme les stations d'épuration.

Ces paramètres sont mesurés à l'aide d'un pH-mètre multifonction (figure 32), qui permet une lecture directe des quatre valeurs.

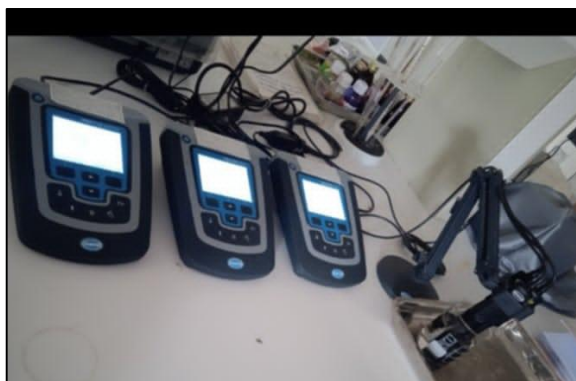


Figure 31 : Mesures de la température, pH et conductivité électrique.

3.2. Dosage des Matières en Suspension (MES) :

3.2.1. Dosage des MES par méthode de filtration :

Le dosage des MES est réalisé par la méthode de filtration sur filtre en fibres de verre suivant la Norme EN 872 :1996 (**Rejsek, 2002**).

Le principe de cette méthode repose sur la mesure de la masse de résidus secs (en mg/L) après évaporation de l'eau à 105 °C. La détermination des MES se fait à l'aide d'un système de filtration sous vide ou sous pression, qui permet de faire passer l'échantillon à analyser à travers un filtre en fibres de verre. Après filtration, le filtre est séché à 105 °C pour éliminer toute trace d'humidité, puis pesé afin de déterminer la masse des matières retenues (les MES).

La concentration en matières en suspension (MES) dans l'échantillon est calculée selon la formule suivante :

$$[\text{MES}] = 1000 \times (\text{b} - \text{a}) / \text{V}$$

Avec :

[MES] : la concentration en MES, exprimée en mg/L, avec deux chiffres significatifs.

a : la masse du filtre avant filtration (en mg).

b : la masse du filtre après filtration (en mg).

V : le volume de l'échantillon filtré (en ml).

3.2.2. Dosage des MES par Centrifugation :

Ce dosage est réalisé suivant la norme NF T 90-105-2. Il repose sur la séparation des particules solides de l'eau sous l'effet de la force centrifuge. L'échantillon d'eau est placé dans un tube de centrifugation et soumis à une rotation rapide. Les solides se déposent alors au fond sous forme d'un culot. Ce culot est ensuite lavé, transféré dans une capsule tarée, puis séché à 105 °C jusqu'à masse constante. La masse du résidu sec représente la quantité de MES présente dans l'échantillon. Cette méthode est utilisée lorsque le temps de filtration dépasse 30 minutes (**Rejsek, 2002**).

La concentration en MES est exprimée en mg/L selon la formule suivante :

$$\text{MES (mg/L)} = ((M_2 - M_1) \times 1000) / V$$

Où :

M₂ : masse de la capsule + résidu sec (en g)

M₁ : masse de la capsule vide (en g)

V : volume de l'échantillon centrifugé (en ml)

1000 : facteur de conversion pour obtenir la concentration en mg/L

3.3. Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO) :

La détermination de la Demande Chimique en Oxygène (DCO) est réalisée par une technique chimique selon la norme NFT 90-10. Elle comprend deux étapes essentielles :

1^{ère} Étape : Oxydation chimique

Les matières réductrices, principalement les composés organiques, sont oxydées par un excès de dichromate de potassium (K₂Cr₂O₇) en milieu acide sulfurique (H₂SO₄), en présence de sulfate d'argent (Ag₂SO₄) comme catalyseur.

L'échantillon est chauffé à reflux pendant environ deux heures afin d'assurer une oxydation complète des matières organiques en dioxyde de carbone et eau.

Du sulfate de mercure (HgSO_4) est ajouté pour complexer les chlorures et éviter leur interférence dans la mesure. La couleur orange du dichromate diminue au profit d'une coloration verte liée à la formation de Cr^{3+} selon l'équation suivante :



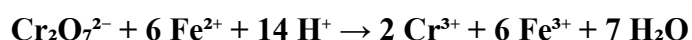
Certains composés minéraux réduits comme les sulfures, nitrites et ferreux sont également oxydés.

2^eÉtape : Dosage du dichromate en excès

Après refroidissement, l'excès de dichromate est titré par une solution de chlorure de fer(II) (Sel de Mohr). L'indicateur ferroïne est utilisé pour détecter le point d'équivalence : passage du vert (forme oxydée) au rouge brique (forme réduite).

La quantité de dichromate consommée correspond à la demande en oxygène nécessaire à l'oxydation des matières oxydables dans les conditions normales.

Réaction lors de la titration (Équation 2) :



La DCO (en mg/L) est calculée selon la formule :

$$\text{DCO (mg/L)} = ((V_{\text{blanc}} - V_{\text{échantillon}}) \times C \times 8000) / E$$

V_{blanc} : volume de solution de sel de Mohr utilisé pour l'essai à blanc (ml)

$V_{\text{échantillon}}$: volume de solution de sel de Mohr utilisé pour l'échantillon (ml)

C : concentration molaire de la solution de sel de Mohr (mol/L)

E : volume de l'échantillon (ml) 8000 = masse molaire équivalente de l'oxygène en mg/mol

3.4. Détermination de la demande biochimique en oxygène DBO_5 :

La méthode, suivant la norme NF EN 1899-1, repose sur la mesure de l'oxygène dissous consommé par les micro-organismes pour dégrader la matière organique contenue dans un échantillon d'eau. Pour éviter que la nitrification (oxydation de l'azote ammoniacal) n'influence les résultats, un inhibiteur spécifique est ajouté : l'allyl-thiourée (ATU), qui bloque l'action des bactéries nitrifiantes.

L'incubation se fait à 20 °C dans l'obscurité pendant 5 jours. La différence entre l'oxygène dissous initial et final permet de calculer la demande biochimique en oxygène (DBO) due à la matière carbonée uniquement **(Rejsek, 2002)**.

La DBO₅ (Demande Biochimique en Oxygène sur 5 jours) est un indicateur essentiel de la pollution organique des eaux. Sa détermination nécessite une méthode rigoureuse incluant les étapes suivantes :

La DBO₅ est calculée avec la formule :

$$\text{DBO}_5 \text{ (mg O}_2\text{/L)} = [(C_0 - C_5) - (B_0 - B_5) \times (V_e / V_t)] \times (V_t / V_e)$$

Avec :

C₀ : concentration initiale en oxygène dissous dans l'échantillon (mg/L).

C₅ : concentration finale en oxygène dissous après 5 jours (mg/L).

B₀ : concentration initiale en oxygène dissous dans le blanc (essai à blanc).

B₅ : concentration finale en oxygène dissous dans le blanc après 5 jours.

V_e : volume de l'échantillon utilisé (ml).

V_t : volume total de la solution d'essai (ml).

V_t / V_e : facteur de dilution.

3.5. Détermination de la pollution azotée (Dosage de l'azote Kjeldahl)

Ce dosage est réalisé par minéralisation au sélénium suivant la norme NF EN 25663 **(Rejsek, 2002)**. L'azote organique est d'abord minéralisé par chauffage à ébullition dans de l'acide sulfurique concentré, en présence d'une forte concentration de sulfate de potassium, qui élève le point d'ébullition du mélange, et de sélénium utilisé comme catalyseur.

L'azote ammoniacal formé en milieu acide sulfurique est sous forme de sulfate d'ammonium, qui s'ajoute à l'azote ammoniacal déjà présent dans l'échantillon d'eau à analyser.

La concentration en azote Kjeldahl, exprimée en mg d'azote par litre, est donnée par la formule suivante :

$$C(N) = ((V_e - V_t) \times C_{HCl} \times 14 \times 1000) / E$$

Avec :

C(N) : Concentration en azote Kjeldahl (mg/L).

V_e : Volume d'HCl utilisé pour le titrage de l'échantillon (ml).

V_t : Volume d'HCl utilisé pour le blanc (ml).

C_{HCl} : Concentration de l'acide chlorhydrique (mol/L).

14 : Masse molaire de l'azote (g/mol).

1000 : Facteur de conversion en mg.

E : Volume de l'échantillon analysé (ml).

3.6. Dosage du phosphore :

Ce dosage est réalisé par méthode spectrophotométrique suivant la norme NF EN 1189 (Rejsek, 2002).

Cette méthode permet le dosage des orthophosphates, polyphosphates ainsi que du phosphore total dans tous les types d'eaux, y compris l'eau de mer et les effluents urbains ou industriels. Elle est applicable sans dilution préalable pour des concentrations comprises entre 0,005 mg/L et 0,8 mg/L de phosphore.

Dosage du phosphore total

De nombreux composés organophosphorés présents dans les échantillons peuvent être transformés en orthophosphates par une minéralisation à chaud en présence de peroxodisulfate de potassium.

Ce traitement permet également l'hydrolyse des polyphosphates, rendant ainsi possible la quantification du phosphore total (PT) contenu dans l'échantillon. Toutefois, lorsque la teneur en matières organiques est élevée, l'oxydation par le peroxodisulfate de potassium devient insuffisante. Dans ce cas, une oxydation plus puissante est nécessaire, utilisant un mélange d'acide sulfurique (H₂SO₄ à 4,5 mol.L⁻¹) et d'acide nitrique. Dans ces conditions, le dosage des orthophosphates permet de déterminer la concentration en phosphore total.

Ce dosage nécessite une courbe d'étalonnage en se référant à la méthode de dosage des polyphosphates, en remplaçant l'acide utilisé par le peroxodisulfate de potassium. L'absorbance est mesurée à 880 nm en utilisant de l'eau comme blanc dans la cuve de spectrophotométrie. Les résultats sont exprimés de la même manière que ceux des orthophosphates **(Rejsek, 2002)**.

4. Analyses physico-chimiques de la boue activée :

4.1.Détermination de la concentration en Matières en Suspension (MES) :

La mesure de la concentration en matières en suspension (MES) est réalisée par la méthode de centrifugation, conformément à la technique normalisée décrite dans la norme NF T 90-105-2. Cette méthode est spécifiquement utilisée pour l'analyse des eaux usées.

Le volume de l'échantillon à centrifuger dépend des capacités techniques de la centrifugeuse ainsi que de la concentration estimée en MES. Pour des boues activées présentant une faible teneur en MES (comprise entre 5 et 10 g·L⁻¹), un volume de 500 ml est recommandé.

En revanche, pour les boues plus concentrées, telles que les boues épaissies (concentration > 10 g·L⁻¹), un volume compris entre 100 et 200 ml est suffisant.

Afin d'assurer la reproductibilité des résultats, l'analyse doit être effectuée en double. L'écart entre les deux mesures ne doit pas excéder 5 %, garantissant ainsi la fiabilité et la précision du dosage **(Rejsek, 2002)**.

4.2.Test de décantation

Le test de décantation a pour objectif d'évaluer la capacité de décantation (ou la décantabilité) des boues activées.

Ce test, à la fois simple sur les plans théorique et technique, consiste à mesurer le volume des boues décantées dans une éprouvette graduée de 1 litre après un temps de repos de 30 minutes (noté V₃₀). Le volume observé correspond à la fraction floculeuse (biomasse) présente dans l'échantillon, tandis que le reste du volume est occupé par l'eau interstitielle **(Rejsek, 2002)**.

4.3. Calcul de l'indice de Mohlman (IM)

L'indice de Mohlman est défini comme le volume (en ml) occupé par un litre de boues non diluées après 30 minutes de décantation, divisé par la concentration en matières en suspension (MES) de ces boues selon la formule suivante :

$$\text{IM} = V_{30} \text{ (en ml/L)} / [\text{MES}] \text{ (en g/L)}$$

Cet indice, exprimé en ml/g, représente la capacité de décantation des boues activées. Il permet d'évaluer la compacité des floccs biologiques.

Une valeur moyenne de l'IM se situe entre 30 et 150 ml/g.

Un IM > 150 à 200 ml/g indique une mauvaise décantation.

Un IM < 80 ml/g traduit une décantation trop rapide, pouvant entraîner des dépôts dans les ouvrages et les canalisations (Rejsek, 2002).

4.4. Calcul de l'Indice de Boues (IB)

L'indice de boues (IB) est un paramètre essentiel pour évaluer la décantabilité des boues activées dans les stations d'épuration. Il se calcule en utilisant la dilution la plus faible pour laquelle le volume décanté à 30 minutes (V_{30}) est inférieur à 300 ml. La valeur de ce volume est ensuite divisée par la concentration en matières en suspension (MES) dans le bassin d'aération selon la formule suivante :

$$\text{IB} = (V_{30} \text{ de la dilution la plus faible} < 300 \text{ ml}) / \text{MES.Dilution}$$

Cet indice est particulièrement utile lorsque les boues sont concentrées, rendant l'indice de Mohlman (IM) moins pertinent. Le calcul de l'IB permet ainsi une meilleure appréciation du comportement de décantation des boues (Rejsek, 2002).

Selon la classification du CEMAGREF :

IB < 100 ml/g : Boues bien minéralisées, bonne décantabilité (MVS < 60 %).

IB ≈ 100 ml/g : Fonctionnement normal du procédé.

IB > 200 ml/g : Mauvaise décantabilité, risque de perturbation de l'exploitation.

5. Identification des bactéries filamenteuses :

Un système de classification des bactéries filamenteuses a été développé par **Eikelboom (1980)**, puis complété par **Jenkins (1986)**, et constitue aujourd'hui une référence dans le domaine. Cette classification repose principalement sur des critères morphologiques tels que la taille, la ramification ou encore la forme, et s'appuie également sur l'utilisation de colorations et de tests simples. Elle comprend une vingtaine de types morphologiques, dont certains sont désignés uniquement par des numéros, en attendant des données supplémentaires sur leur physiologie.

Dans notre étude, l'identification des bactéries filamenteuses est basée sur l'observation microscopique et l'utilisation de certaines colorations spécifiques permettant d'affiner leur caractérisation.

5.1. Observation microscopique sans coloration :

5.1.1. Observation à l'état sec :

Cette technique, dite « à l'état sec », est utilisée pour l'évaluation de divers paramètres morphologiques des bactéries filamenteuses et des floccs, tels que :

- ✓ Le nombre moyen et la longueur des filaments,
- ✓ La surface moyenne des floccs, ainsi que leur rugosité (**Da Motta et al., 2001**).

Ainsi, 100 μL de boues activées sont déposés sur une lame propre, puis fixés à la chaleur douce (en passant rapidement la lame au-dessus d'une flamme). L'observation se fait au microscope optique avec un grossissement de 100X (objectif 10X).

La fixation douce permet d'immobiliser les microorganismes sans altérer leur morphologie (**Pandolfi, 2006**).

5.1.2. Observation à l'état frais :

Cette observation permet également de caractériser la morphologie des floccs et des bactéries filamenteuses en conservant leur structure vivante.

Pour cela, 100 μL de l'échantillon de boues sont placés sur une lame, recouvert d'une lamelle et observé directement au microscope à un grossissement de 100X.

Cette méthode permet d'évaluer la mobilité, la structure et la disposition des filaments en conditions naturelles (**Pandolfi, 2006**).

5.2. Mise en évidence des granules de soufre (Test S) :

Le test S est utilisé pour la mise en évidence des granules de soufre dans les boues activées, notamment pour identifier certaines bactéries sulfurogènes filamenteuses comme *Beggiatoa*. Ce test permet une caractérisation morphologique complémentaire des microorganismes impliqués dans les phénomènes de prolifération filamenteuse dans les stations d'épuration (site 1).

Une goutte de solution de sulfite de sodium (2 g/L) est ajoutée à une goutte de l'échantillon à analyser. Le mélange est laissé au repos pendant 10 à 20 minutes, afin de permettre une éventuelle réaction avec les granules de soufre.

Une goutte du mélange est ensuite prélevée et observée à l'état frais au microscope optique. Les granules de soufre se manifestent sous forme sphérique, fortement réfringente, ce qui permet de les distinguer aisément dans le champ microscopique (**Rejsek, 2002**).

5.3. Mise en évidence de la gaine

Ce test vise à visualiser la gaine (sheath) qui entoure certains filaments bactériens présents dans les boues activées.

L'utilisation du bleu de méthylène permet de différencier les cellules des structures extracellulaires transparentes grâce à leur affinité différentielle pour le colorant.

Pour cela, on a déposé une goutte de bleu de méthylène sur une lame propre, puis on a ajouté une goutte de l'échantillon de boues activées. Ce mélange a été homogénéisé délicatement avec une pointe de lame ou micropipette puis recouvert d'une lamelle propre. L'observation a été effectuée immédiatement au microscope optique avec un grossissement supérieur à 100×.

Les cellules apparaissent bleues, avec des contours nets. Autour des filaments, des zones claires et transparentes sont visibles : ce sont les gaines (sheaths) entourant les cellules bactérienne (**Rejsek, 2002**).

5.4. Coloration de Gram

La méthode utilisée est basée sur le protocole décrit par **Jenkins et al. (1993)**, avec adaptation à l'aide d'un kit de coloration GRAM-HÜCKER (réactifs RAL France) pour la mise en évidence des bactéries filamenteuses dans les boues activées (**Pandolfi, 2006**).

Ainsi, 100 μ L d'échantillon de boues activées est fixé sur une lame propre à l'aide d'une chaleur douce (sans surchauffe). Après, la solution N°1 (violet de cristal) est appliquée sur la lame pendant 1 minute suivi d'un rinçage à l'eau distillée.

Par la suite, la solution N°2 (mordant de Lugol) est appliquée pendant 1 minute suivi d'un rinçage à l'eau distillée. Après une décoloration est faite doucement à l'éthanol à 95 % en goutte-à-goutte sur la lame inclinée pendant environ 20 secondes. A la fin, la solution N°3 (safranine) est appliquée pendant 1 minute suivi d'un rinçage à l'eau distillée puis séchage à l'air libre.

L'observation microscopique est réalisée à un grossissement de 100X à l'aide d'une huile à immersion. Cette coloration permet de distinguer les bactéries Gram positives (colorées en violet) des Gram négatives (colorées en rose), facilitant ainsi l'identification morphologique des filaments bactériens présents (**Pandolfi, 2006**).

5.5. Coloration au Noir de Soudan

Cette technique permet de détecter la présence de matériaux lipidiques, notamment le polyhydroxybutyrate (PHB), au sein des bactéries filamenteuses présentes dans les boues activées. Le Noir de Soudan, un colorant lipophile, colore sélectivement les inclusions lipidiques, tandis que la safranine O est utilisée comme contre-colorant. Les bactéries contenant du PHB apparaissent en bleu-noir, tandis que celles qui n'en contiennent pas prennent une teinte rouge (**Pandolfi, 2006**).

Pour cela, on a fixé 100 μ L de boues activées sur une lame à l'aide d'une chaleur douce puis recouvert entièrement la lame avec la solution de Noir de Soudan pendant 10 minutes. La lame est ensuite rincée délicatement à l'eau distillée.

Après, on a appliqué la safranine O pendant 1 minute puis rincé à nouveau à l'eau distillée. La lame est laissée sécher à l'air libre.

Les préparations sont observées en microscopie optique avec de l'huile à immersion, à un grossissement de 100X. Cette coloration met en évidence les bactéries filamenteuses accumulant des réserves lipidiques, indicatrices d'un métabolisme particulier ou d'un stress environnemental (**Pandolfi, 2006**).

Chapitre 5:

Résultats et Discussion

Dans cette section, nous exposons tous les résultats obtenus grâce aux analyses physico-chimiques et microbiologiques effectuées sur les eaux usées de la station d'épuration de Ferdjioua (wilaya de Mila), tant à l'entrée qu'à la sortie de la STEP. Les tableaux et les figures suivantes représentent les résultats obtenus.

1. Résultats des analyses physico-chimiques :

1.1. Température :

À la station d'épuration de Ferdjioua, la température des eaux usées non traitées oscille entre 8,6 °C et 26,1 °C, alors que celle des eaux purifiées varie de 6,5 °C à 25,93 °C (figure 33). Cette fluctuation est associée aux conditions météorologiques saisonnières dans la zone. On note une chute notable pendant les mois d'hiver (janvier - mars), ce qui peut affecter la performance microbiologique, en particulier l'activité des bactéries filamenteuses. Ces bactéries, qui provoquent le gonflement, ont souvent tendance à se développer sous des températures basses (< 15 °C) (Eikelboom, 2000).

Dans le bassin d'aération, la température a aussi une influence significative sur la vitesse des réactions biologiques. D'après **Metcalf et Eddy (2003)**, le système biologique fonctionne généralement de manière optimale à une température située entre 18 °C et 25 °C.

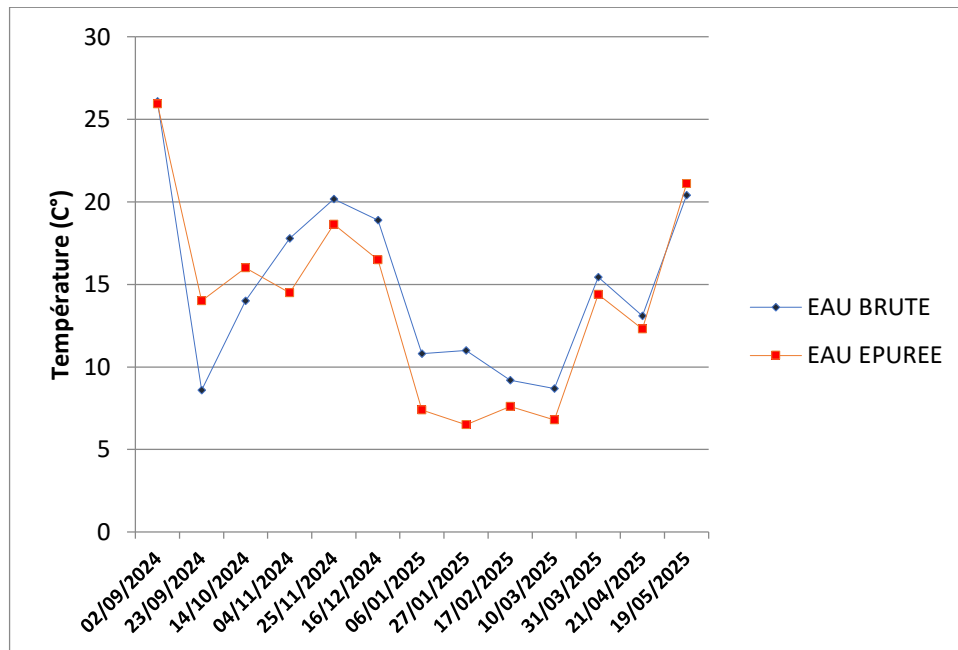


Figure 32 : variation de la température des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

1.2. pH

À la station d'épuration de Ferdjioua, le pH des eaux brutes fluctue entre 7,58 et 8,03, tandis que pour les eaux épurées, il varie entre 7,47 et 8,19 (figure 34). Ces observations révèlent que le pH demeure généralement neutre, voire légèrement basique, ce qui est en accord avec les normes prévues pour les systèmes d'épuration biologique (**JORA, 2006**).

Un pH situé entre 6,5 et 8,5 est habituellement propice au développement sain des micro-organismes impliqués dans le processus biologique, notamment les bactéries nitrifiantes et les bactéries filamenteuses (**Metcalf et Eddy, 2003**).

Toutefois, même de petites variations peuvent affecter l'équilibre microbien, la nitrification et l'efficacité du traitement biologique (**Tchobanoglous et al., 2003**). Par ailleurs, un pH excessif ($> 8,5$) ou insuffisant ($< 6,5$) peut porter préjudice à l'activité des enzymes bactériennes, ce qui influence la stabilité des flocs et favorise la prolifération de certaines sortes de bactéries filamenteuses problématiques (**Eikelboom, 2000**).

L'analyse des données indique une stabilité relative du pH, avec une légère montée lors de certaines périodes, particulièrement dans les eaux purifiées. Ceci peut être attribué à une augmentation de l'activité de photosynthèse, ou à une réduction de la charge organique entrante.

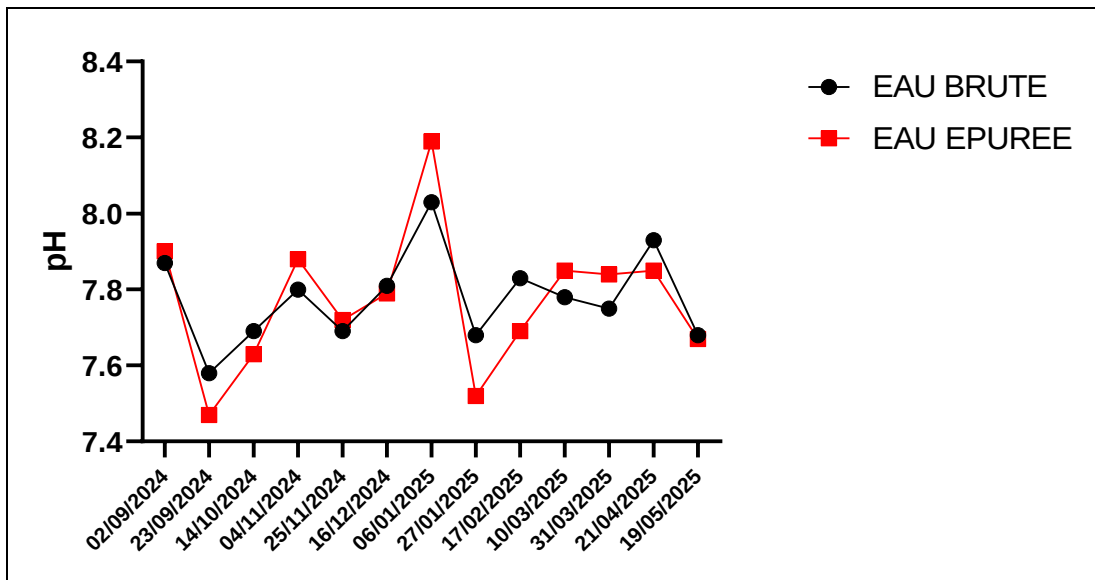


Figure 33 : variation du pH des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

1.3. La conductivité électrique

À la station d'épuration de Ferdjioua, les mesures de la conductivité électrique pour les eaux brutes oscillent entre 2390 et 2660 $\mu\text{S}/\text{cm}$, tandis que pour les eaux épurées, elles se situent entre 1913 et 2093 $\mu\text{S}/\text{cm}$, sauf une baisse enregistrée fin mars avec une valeur de 1467 $\mu\text{S}/\text{cm}$ indiquant une élimination partielle des ions dissous (figure 35). Ces chiffres présentent une charge ionique assez importante, caractéristique des eaux résiduaires urbaines riches en sels dissous (comme les chlorures, les sulfates, les nitrates, etc.) (Rodier *et al.*, 2009).

La conductivité électrique reflète de manière générale la minéralisation de l'eau, autrement dit, la quantité d'ions dissous qu'elle contient. Une conductivité importante (>2500 $\mu\text{S}/\text{cm}$) peut influencer directement l'activité biologique, en particulier les bactéries qui participent aux processus de nitrification et dénitrification. C'est particulièrement le cas dans les bassins biologiques ((Metcalf et Eddy, 2014).

Dans la STEP, la constance de la conductivité électrique dans les eaux purifiées illustre la régularité du fonctionnement de la station d'épuration.

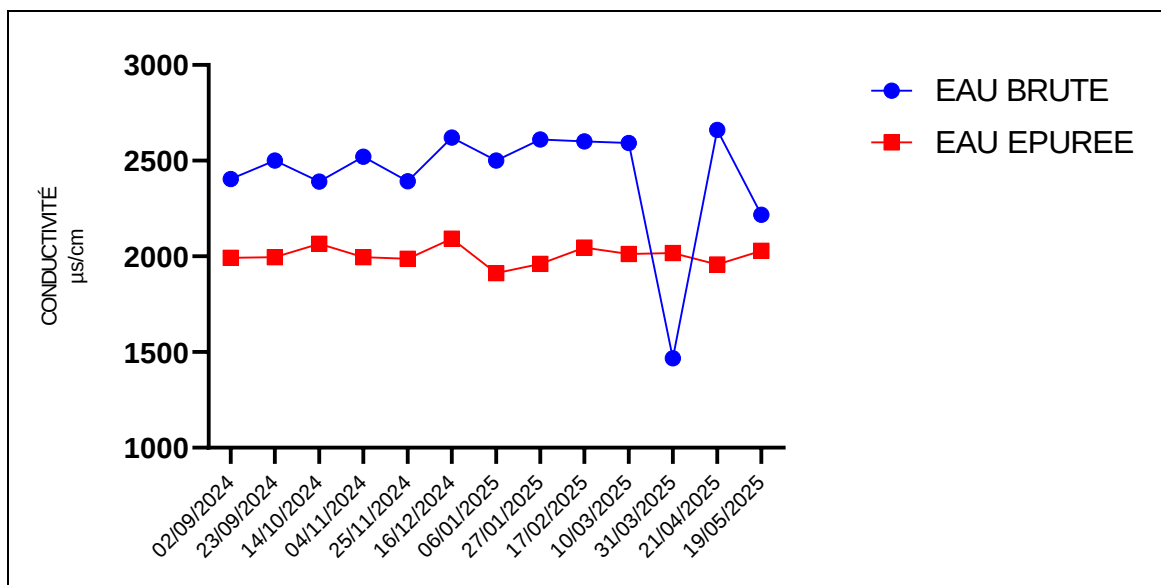


Figure 34 : variation de la conductivité des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

1.4. L'oxygène dissous

Au niveau de la station d'épuration de Ferdjioua, une différence marquée en termes de concentration en oxygène dissous a été notée entre les eaux brutes et les eaux traitées (figure 36).

Les concentrations relevées dans les eaux non traitées demeurent souvent basses, parfois quasi nulles, ce qui indique une forte charge organique et un important usage d'oxygène par la population microbienne. En revanche, les eaux purifiées présentent des concentrations nettement plus hautes, signalant une fourniture d'oxygène adéquate dans le bassin d'aération, garant d'un traitement biologique efficace (**Metcalf et Eddy, 2014**).

Cette évolution a été corroborée sur le terrain, en particulier pendant les mois les plus froids tels que janvier et février, où il y a eu une baisse considérable des niveaux d'oxygène dissous. On peut attribuer ce phénomène au déclin de l'activité microbienne en raison de la chute des températures, ainsi qu'une solubilité décroissante de l'oxygène, paradoxalement associée à une demande biologique persistante. Dans ces circonstances, un manque d'oxygénation pourrait favoriser la prolifération des bactéries filamenteuses, souvent liées à des troubles tels que le bulking (**Eikelboom, 2000 ; Metcalf et Eddy, 2003**).

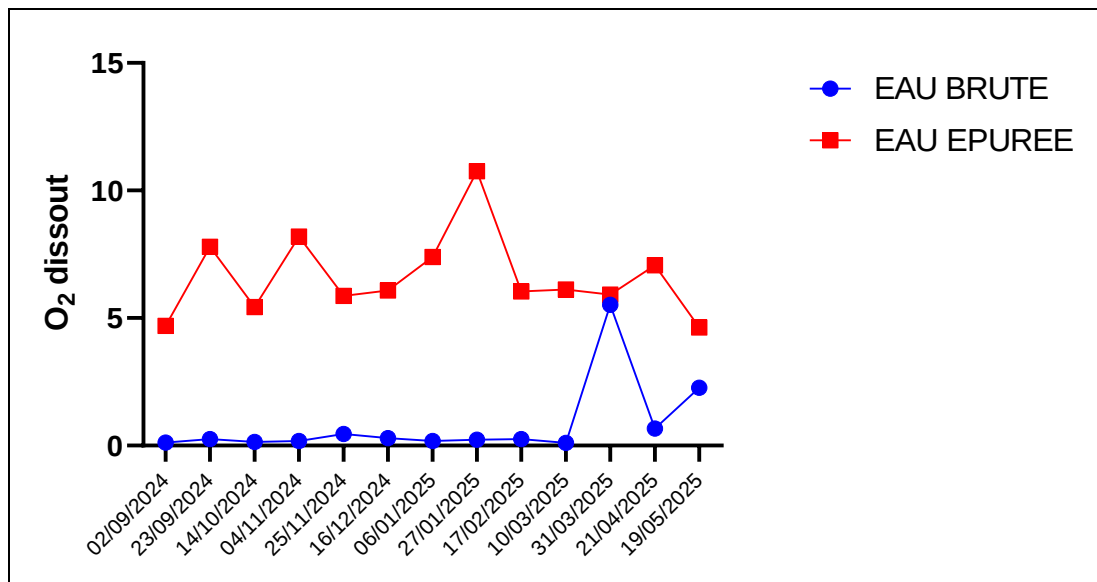


Figure 35 : variation de la teneur en O₂ dissout des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

1.5. La demande biochimique en oxygène

Les données de la DBO_5 recueillies à la STEP de Ferdjioua indiquent une différence marquée entre les eaux non traitées et les eaux purifiées (figure 37 et 38). Les valeurs en entrée oscillent entre 190 mg/L et 480 mg/L, ce qui indique une forte charge organique, typique des eaux usées domestiques non traitées. Cette concentration signale l'existence significative de substances biodégradables ingérées par les micro-organismes aérobies lors du processus de traitement biologique. A la sortie de la station, on constate une baisse marquée des valeurs de DBO_5 , passant de 3 mg/L à 18 mg/L, ce qui prouve l'efficacité du traitement. L'élimination moyenne de la DBO_5 dépasse fréquemment les 90%, démontrant une performance efficace du processus biologique, particulièrement des bassins d'aération. (Metcalf et Eddy, 2014).

Toutefois, une teneur légèrement élevée, dans les eaux traitées, notée le mois de février (18 mg/L) pourrait indiquer une surcharge temporaire ou une baisse de performance due aux conditions d'hiver, comme une température basse ou un manque d'oxygène dissous. Cela pourrait favoriser la multiplication des bactéries filamenteuses, reconnues pour leur robustesse et leur aptitude à nuire à l'efficacité du traitement (Eikelboom, 2000). Selon la réglementation, la norme algérienne de rejet limite la DBO_5 à 35 mg/L pour les eaux traitées, un critère qui a été scrupuleusement respecté dans toutes les données examinées, attestant ainsi de la conformité du système (Ministère Algérien des Ressources en Eau, 2006).

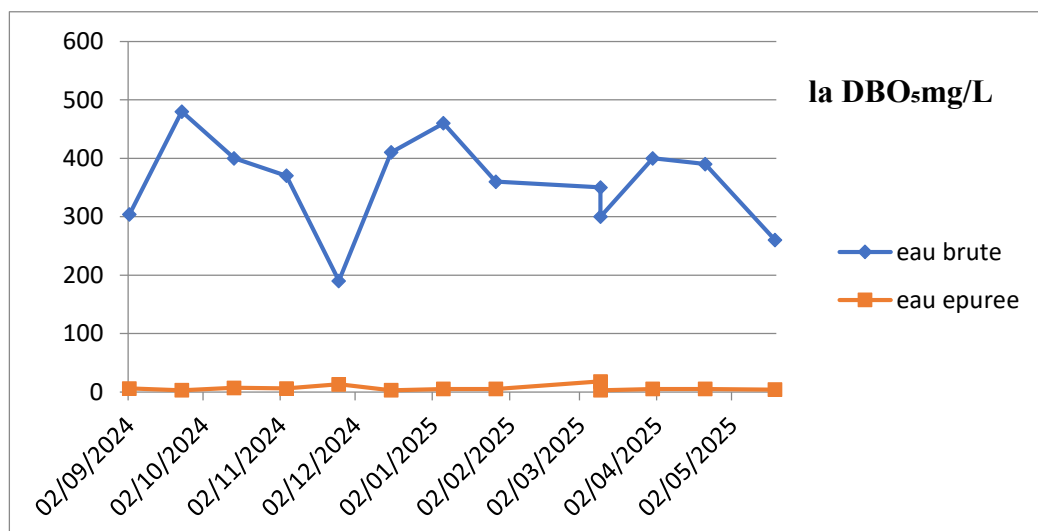


Figure 36 : variation de la DBO_5 des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

Le taux de d'abattement

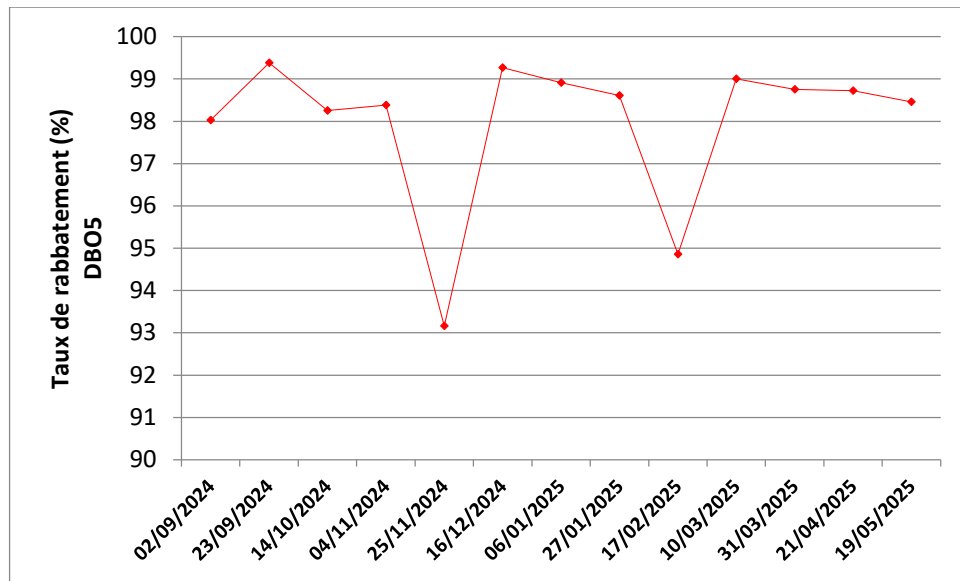


Figure 37 : variation du taux d'abattement de la DBO₅ des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

1.6. La demande chimique en oxygène

La Demande Chimique en Oxygène (DCO) indique la quantité d'oxygène requise pour oxyder toutes les substances organiques (qu'elles soient biodégradables ou non) dans l'eau par le biais d'un oxydant chimique puissant. Dans la STEP de Ferdjioua, les données recueillies montrent une charge organique importante à l'entrée, culminant à 959 mg/L le 14/10/2024 (figure 39 et 40). En revanche, les valeurs à la sortie sont considérablement réduites, variant entre 7 et 50,3 mg/L, ce qui témoigne de l'efficacité générale du traitement chimique.

Toutefois, plusieurs valeurs d'entrée sont extrêmement élevées (> 900 mg/L), ce qui pourrait signaler des contributions industrielles des décharges organiques non maîtrisées. La réduction efficace de la DCO peut être due à une phase biologique performante (bassin d'aération) et un temps de séjour hydraulique suffisant pour assurer une oxydation appropriée (Metcalf et Eddy, 2003 ; Rodier et al., 2009).

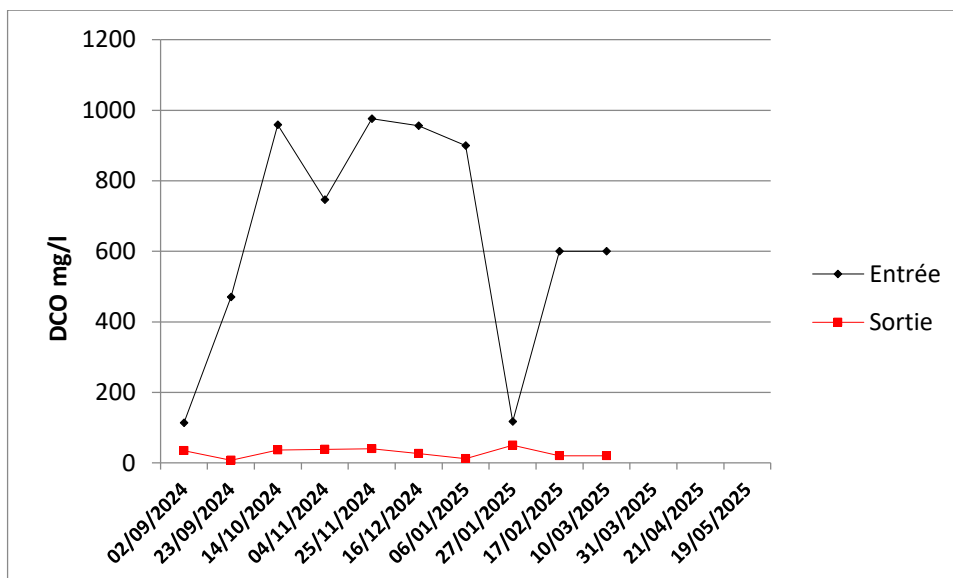


Figure 38 : variation de la DCO des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

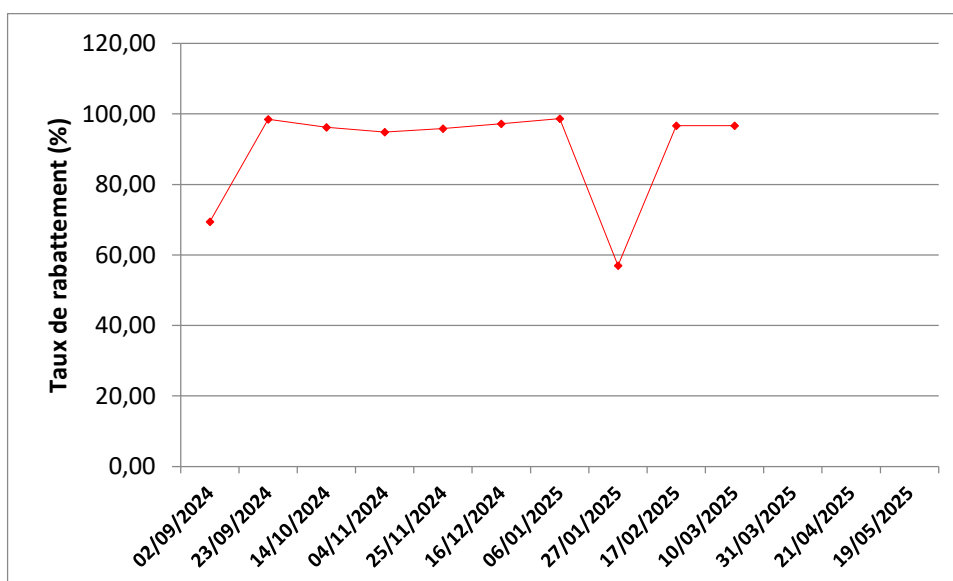


Figure 39 : variation du taux d'abattement de la DCO des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

4.1. Les matières en suspension

Les analyses effectuées sur les matières en suspension (MES) à la STEP de Ferdjioua ont démontré une charge importante en particules solides dans les eaux brutes, avec des concentrations oscillant entre 300 mg/L et 696,4 mg/L (figure 41 et 42).

Ces chiffres révèlent une forte pollution organique et minérale, caractéristique des eaux résiduaires domestiques non traitées. Suite à l'épuration, les eaux traitées montrent une réduction significative des MES, avec des teneurs variant entre 3 mg/L et 28 mg /L. Cela témoigne de l'efficacité élevée du système de décantation secondaire assurant une séparation adéquate entre la biomasse activée et l'eau traitée. Le taux d'épuration dépasse fréquemment 90%, ce qui répond aux critères réglementaires, en particulier la norme de rejet de 35 mg/L précisée dans diverses normes européennes et algériennes (Metcalf et Eddy, 2003 ; JORA, 2006 ; Rodier et al., 2009).

D'un point de vue biologique, une surproduction de MES en sortie peut signaler un dysfonctionnement, généralement associé à un souci de floculation ou à une prolifération excessive de bactéries filamenteuses, entraînant ce qu'on appelle le bulking. Ainsi, le taux d'abattement des MES élevé indique une bonne capacité de décantation des boues au cours de la période d'observation.

L'analyse temporelle indique une variabilité notable des teneurs, éventuellement affectée par les conditions hydrauliques, la charge organique à l'entrée et la température. Cette dernière a un impact significatif sur la création et le maintien des floccs microbiens (Eikelboom, 2000 ; Tchobanoglous et al., 2003).

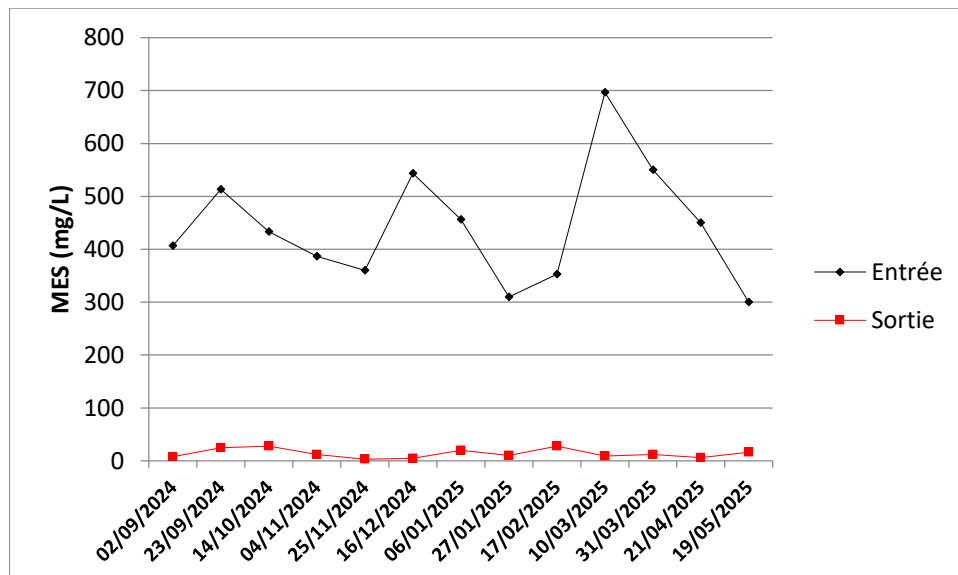


Figure 40 : variation des MES des eaux usées de la STEP de Ferdjious.

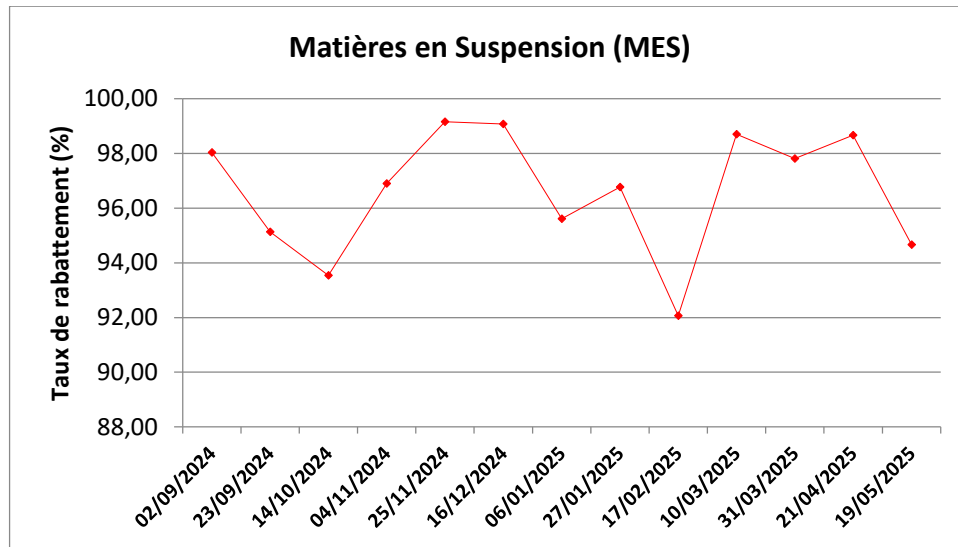


Figure 41 : variation du taux d'abattement des MES des eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

4.2. Azote total et phosphore total

L'analyse des taux d'abattement de l'azote total (Nt) et du phosphore total (Pt) durant la période allant de décembre 2024 à mars 2025 révèle une efficacité globale satisfaisante du traitement biologique au sein de la STEP de Ferdjioua (figure 43 et 44). Le rendement moyen de réduction du NT varie entre 76 % et 84 %, ce qui indique un fonctionnement acceptable des processus biologiques de nitrification et dénitrification, essentiels dans les systèmes à boues activées (**Metcalf et Eddy., 2003**).

Concernant le phosphore, le taux de réduction atteint jusqu'à 84 %, suggérant une élimination efficace par assimilation biologique et éventuellement précipitation chimique, bien que cette dernière n'ait pas été explicitement mentionnée dans la méthodologie. Ce niveau de performance est conforme aux normes recommandées pour la réutilisation ou le rejet des eaux traitées (**Tchobanoglous et al., 2003**).

Ces résultats traduisent une stabilité du fonctionnement de la station durant cette période, en dépit des conditions climatiques hivernales parfois contraignantes.

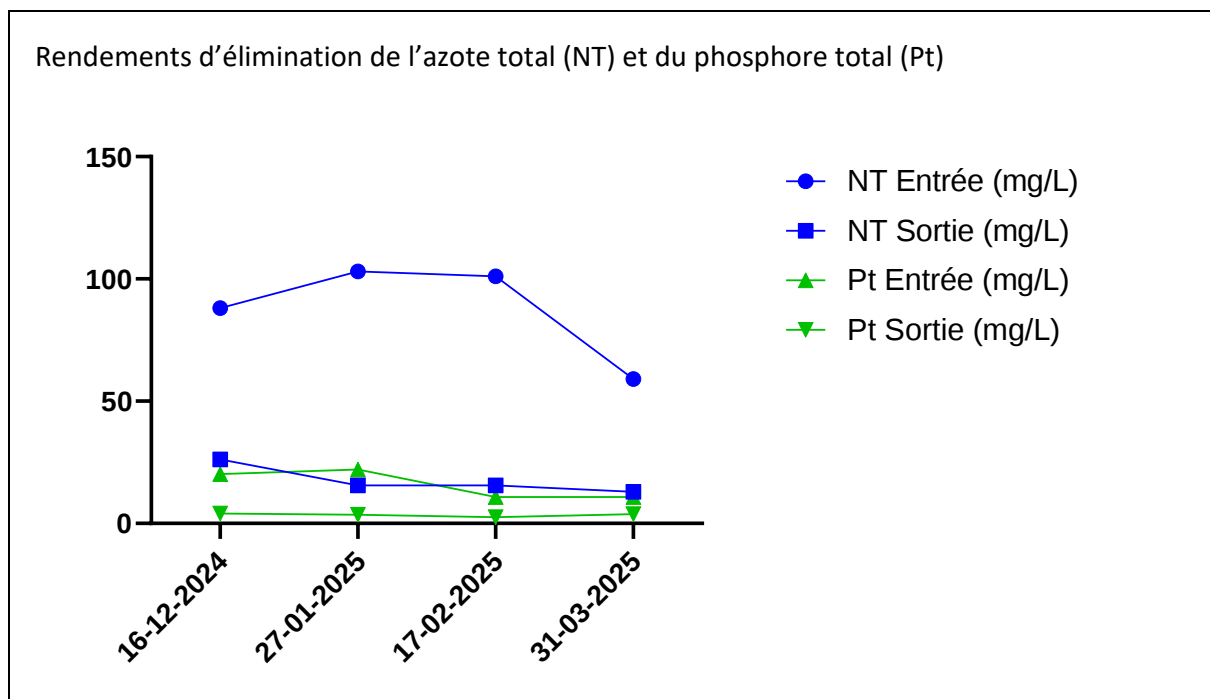


Figure 42 : variation de la teneur en Nt et Pt dans les eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

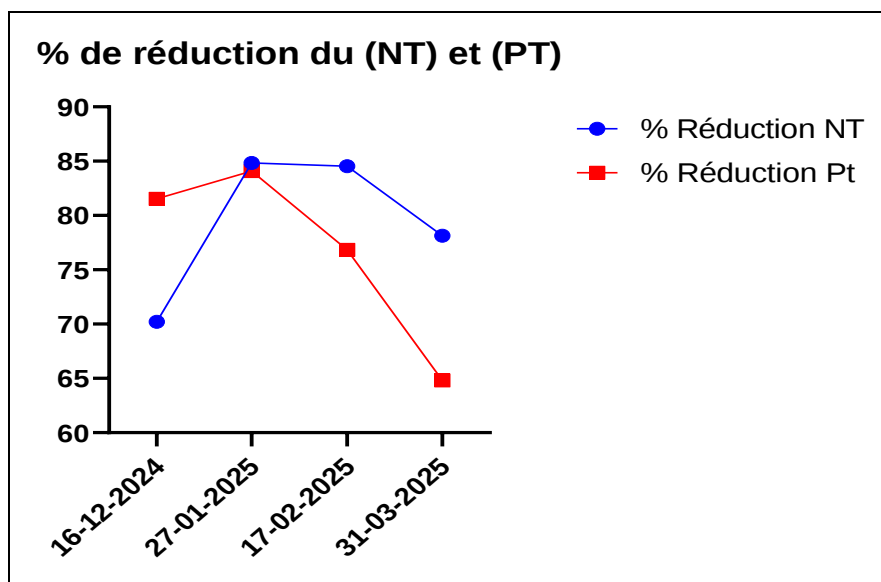


Figure 43 : variation du taux d'abattement de la teneur en Nt et Pt dans les eaux usées de la STEP de Ferdjioua.

2. Résultats des analyses physico-chimiques des boues activées

2.1. Test de décantation

2.1.1. V 30

L'indicateur essentiel pour mesurer la capacité de décantation des boues activée dans une station d'épuration est le volume de décantation à 30 minutes (V30). À la STEP de Ferdjioua, on note une grande variabilité des valeurs de V30 allant de 150 à 800 ml/L (figure 45). Cela reflète une fluctuation notable de la qualité de la décantation.

Des valeurs de V30 inférieures à 250 ml/L sont jugées satisfaisantes, indiquant une sédimentation efficace des floccs. Cependant, des taux dépassant 350-400 ml/L peuvent indiquer un danger de bulking, généralement lié à une prolifération excessive de bactéries filamenteuses qui entravent l'agglomération et la décantation appropriée des floccs (**Eikelboom, 2000**). Des données indique que certaines phases, en particulier de mars à mai, présentent des V30 très élevées (atteignant jusqu'à 800 ml/L), suggérant des instances de mauvaise décantation.

Il est possible que ces épisodes soient liés à des conditions défavorables telles que : une charge organique excessive, une oxygénation déficiente ou d'une multiplication excessive de bactéries filamenteuses.

En somme, un contrôle fréquent du V30 aide à identifier rapidement les déséquilibres biologiques dans le système. L'analyse de ce dernier en combinaison avec d'autres indicateurs (MES, O₂ dissous, IB) est cruciale pour maintenir la constance du processus des boues activés (**Metcalf et Eddy., 2003**).

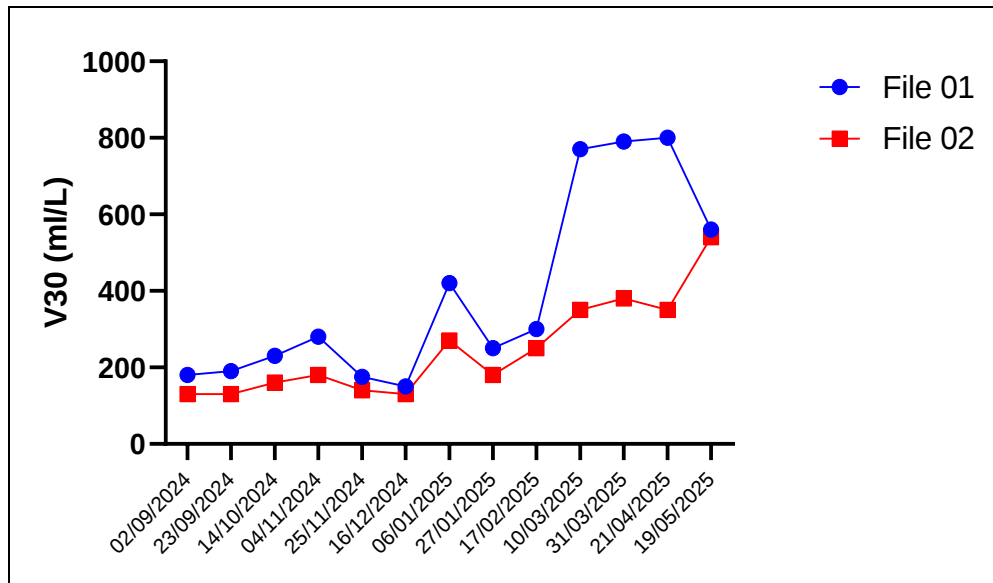


Figure 44 : variation du V 30 de la boue activée de la STEP de Ferdjiousa.

2.1.2. V 120

Le critère V120, signifiant le volume de décantation des boues activé après 120 minutes, est un indice crucial pour évaluer la capacité de sédimentation et la stabilité biologique des boues. Durant notre période d'étude, les valeurs mesurées ont fluctué entre 110 ml/L et 980 ml/L (figure 46).

En analysant les informations extraites du File 1 et File 2, on remarque des disparités notables. Généralement, les boues du File 2 affichent des volumes de décantation légèrement supérieur. Ainsi, les valeurs élevées enregistrées en mars et avril (atteignant jusqu'à 980 ml/L pour File 2) peuvent être interprétées comme le signe d'un déséquilibre biologique, probablement lié à une prolifération de bactéries filamenteuses.

Ce type d'accumulation peut être associé à une aération insuffisante ou à un temps de séjour hydraulique inadéquat, compromettant ainsi l'efficacité du traitement secondaire (Eikelboom, 2000 ; Jenkins et al., 2003).

En règle générale, un V120 optimal se trouve dans une fourchette de 400 à 600 ml/L. Des valeurs inférieures à 200 ml/L pourraient indiquer une activité biologique réduite ou des floccs peu développés.

En revanche, les valeurs au-delà de 700 ml/L sont généralement liées à un phénomène bulking, généralement provoqué par une multiplication de bactéries filamenteuses, comme l'ont noté **Eikelboom (2000)** et **Jenkins et al. (2003)**.

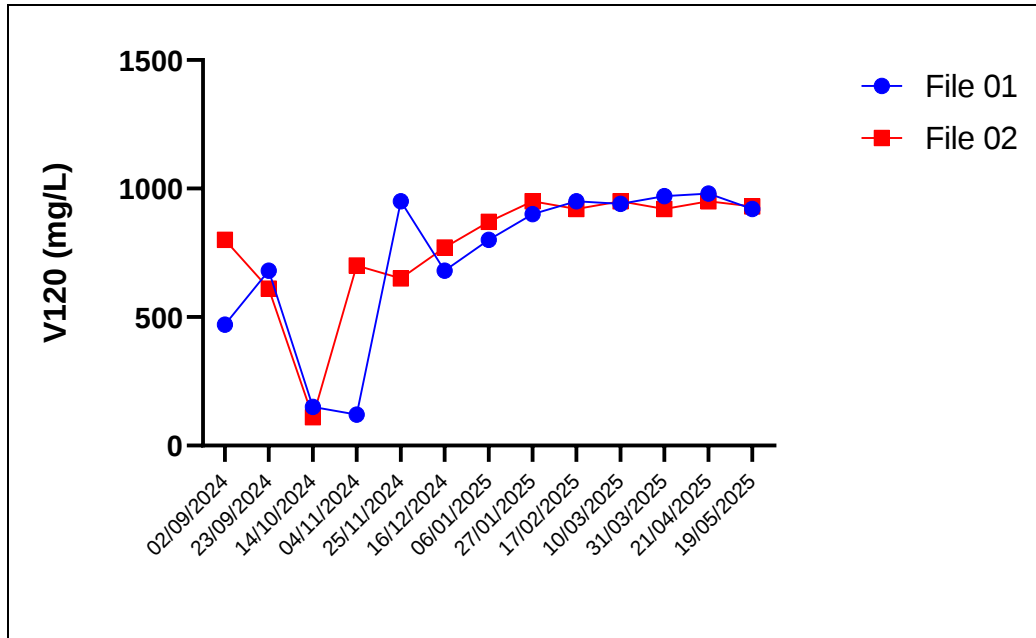


Figure 45 : variation du V120 de la boue activée de la STEP de Ferdjioua.

2.2. Les matières en suspension dans les boues

Des fluctuations significatives des matières en suspension (MES) dans les boues activées de la STEP de Ferdjioua ont été enregistrées pendant la période d'étude (septembre 2024 – mai 2025). Dans le File 1, les concentrations vont de 2,928 g/L à 9,63 g/L, alors que dans le File 2, elles fluctuent entre 3,56 g/L et 6,89 g/L (figure 47).

L'évaluation de la biomasse active, un paramètre essentiel dans la supervision du processus de boues activées, peut être effectuée en mesurant les MES présents dans les boues. Une concentration excessive (> 5 g/L) peut favoriser la prolifération des bactéries filamenteuses et provoquer un phénomène de gonflement, notamment lorsque l'indice de boue (IB) franchit les limites critiques.

À l'inverse, des valeurs trop basses (< 3 g/L) pourraient signaler une perte de biomasse liée à un lavage excessif du système, diminuant ainsi l'efficacité de l'épuration (**Jenkins et al., 2003**).

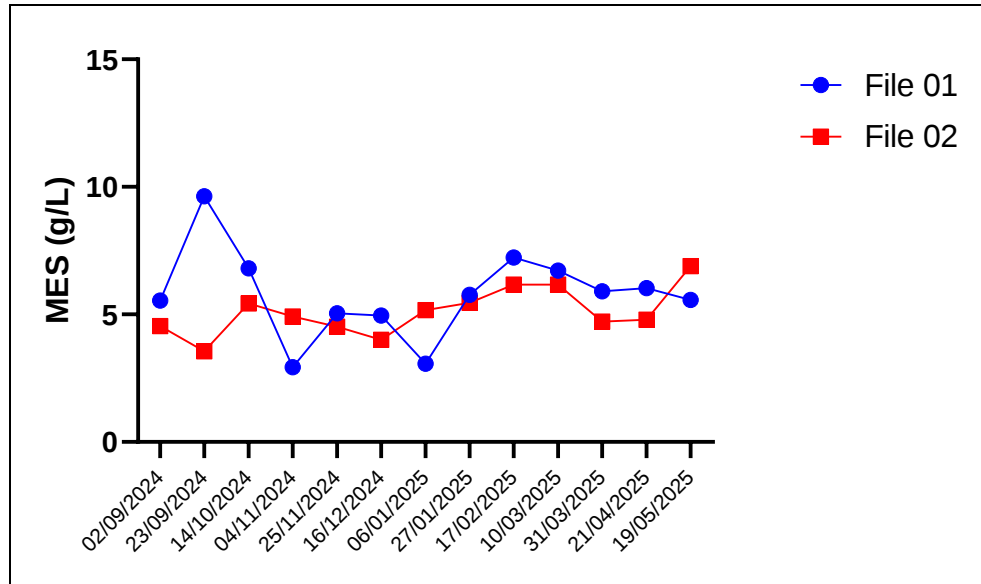


Figure 46 : variation des MES de la boue activée de la STEP de Ferdjoua.

2.3. Indice de Mohlman

L'analyse des résultats de l'Indice de Mohlman (IM), qui reflète la capacité de décantation des boues activées, montre une variabilité significative entre les différentes dates d'échantillonnage et les deux lignes de traitement étudiées (File 01 et File 02) (figure 48).

La majorité des valeurs se situent entre 30 et 70 ml/g, traduisant un bon comportement de sédimentation et un fonctionnement optimal du procédé biologique (**Metcalf et Eddy, 2014**). Cependant, des valeurs anormalement élevées supérieures à 100 ml/g (ex. 137.25 ou 133.90 ml/g dans File 01) suggèrent une possible prolifération de bactéries filamenteuses, typique d'un phénomène de bulking, souvent lié à une aération déficiente ou à un déséquilibre de la charge organique (**Jenkins et al., 2003**).

En revanche, une valeur aussi faible que 19.73 ml/g pourrait indiquer une surnatation des floccs due à une boue trop dense ou à une faible activité biologique (**Eikelboom, 2000**).

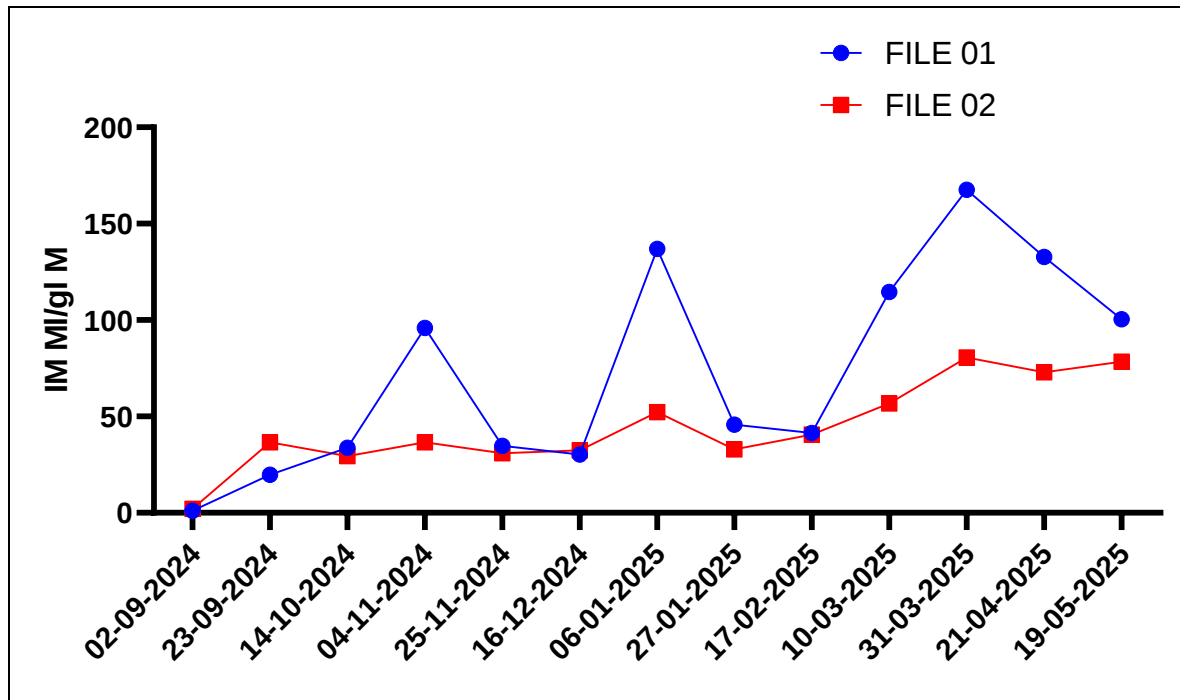


Figure 47 : variation de l'Indice de Mohlman de la boue activée dans la STEP de Ferdjioa.

2.4. Indice de Boue (IB)

L'indice de boue (IB), est un critère essentiel pour juger la capacité à se déposer des boues activées dans les systèmes biologiques. Dans la STEP de Ferdjioa, les données recueillies de septembre 2024 jusqu'à mai 2025 montrent des fluctuations remarquables (figure 49). Dans le File 1, l'IB a varié de 78,9 ml/g à 524,4 mL/g, alors que dans le File 2, les valeurs vont de 105,7 ml/g à 489,9 ml/g.

Pour des boues bien floculées et facilement décantables, les valeurs normales de l'IB se situent généralement entre 100 et 150 ml/g. Lorsque l'IB dépasse 200 ml/g, cela pourrait signaler une surabondance de bactéries filamenteuses et indiquer un processus de groupage, affectant ainsi le rendement du clarificateur secondaire (**Jenkins et al., 2003**).

Dans notre étude, les augmentations notées en mars et avril (atteignant jusqu'à 524,4 ml/g) concordent avec des conditions favorables à la croissance filamenteuse : diminution de l'oxygène dissous, température contrôlée (<15 °C), et variations de la charge organique.

Ces circonstances présentent un environnement propice à la multiplication des filaments, mettant en péril la sédimentation des boues.

Il est donc crucial de surveiller régulièrement l'IB, car une augmentation continue peut exiger des modifications opérationnelles, y compris en termes d'aération, de recirculation des boues ou de charge appliquée. Une surveillance stricte de ce facteur aide à prévenir les problèmes de groupage, courants dans les STEP à charge légère ou en saison froide (Eikelboom, 2000 ; Metcalf et Eddy., 2014).

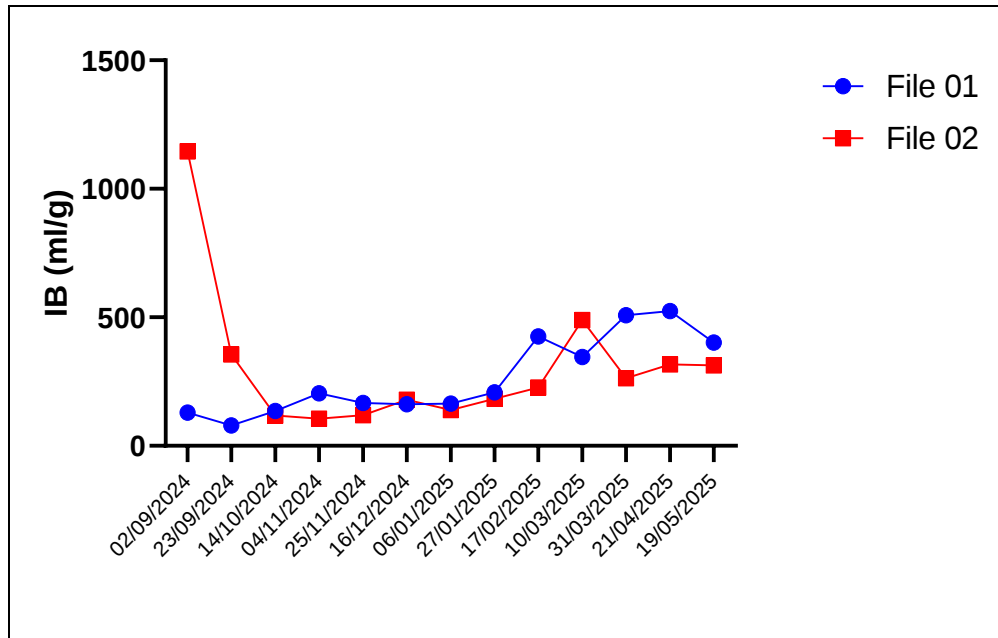


Figure 48 : variation de l'indice de boue dans la STEP de Ferdjioua.

2.5. Résultats de l'observation macroscopique des boues

Au cours de la période d'observation (de février à mai 2025), des inspections visuelles ont mis en évidence une présence excessive et inhabituelle de mousse qui couvre presque entièrement la surface du bassin d'aération.

La couleur :

La boue que nous avons enregistrée, dans le bassin, affichait une teinte brune-grise uniforme et présentait une bonne capacité de décantation.

Lorsqu'elle a été transférée dans un bécher, une distinction nette entre la phase liquide et la phase solide était observable. L'absence de senteur désagréable témoigne d'une stabilité biologique intermédiaire, bien que des traces de surcharge en filaments soient présentes.

Présence de mousse :

La mousse, arborant une teinte allant du blanc au gris clair, se présentait sous la forme d'une couche recouvrant uniformément la surface du bassin (figure 50 et 51). La persistance et l'abondance anormalement élevées pourraient indiquer une prolifération excessive de bactéries filamenteuses, un manque d'aération ou la présence de tensioactifs. On associe fréquemment cette situation à des soucis de flottation des boues ou de foisonnement filamenteux (bulking) (Jenkins *et al.*, 2003).



Figure 49 : Apparence visuelle de la boue activée dans le bassin d'aération (présence de mousse) de la STEP de Ferdjioua.



Figure 50 : Aspect de deux échantillons de mousse flottante et de boue activée (STEP Ferdjioua).

3.1. Analyse microscopique de la boue activée

Dans le cadre de cette étude, des observations microscopiques ont été réalisées entre février et mai 2025 sur des échantillons prélevés à la fois dans les boues activées du bassin

biologique et dans la mousse (écume) flottante à la surface de ce dernier. L'observation microscopique visait à suivre le développement des bactéries filamenteuses face aux changements saisonniers. Cette période d'étude, caractérisée par des températures plutôt basses, favorisait l'évolution des morphotypes filamenteux qui provoquent le foisonnement.

3.1. Résultats de l'observation microscopique sans coloration

Les boues activées, observées à l'état frais et à l'état sec, présentent des floccs de taille variable, globalement peu compact, avec des contours irréguliers et une surface rugueuse (figure 52 et 53). Une abondance de structures filamenteuses a été constatée, tant à l'intérieur des floccs qu'à l'extérieur, ce qui pourrait indiquer un déséquilibre biologique susceptible d'entraîner des phénomènes de foisonnement (bulking).

Les échantillons issus de la mousse montraient une concentration particulièrement élevée en filaments dispersés et peu intégrés dans la matrice floculaire (figure 54). Leur disposition suggère une faible décantabilité et une tendance à la flottation, pouvant perturber le bon fonctionnement du clarificateur secondaire. Ces constatations traduisent un déséquilibre microbiologique probable, lié à des conditions d'exploitation défavorables telles qu'une aération insuffisante, une surcharge organique ou un âge de boues inadapté. De tels phénomènes ont été décrits dans la littérature comme des indicateurs de dysfonctionnements dans les systèmes à boues activées (**Jenkins et al., 2003 ; Pandolfi, 2006**).

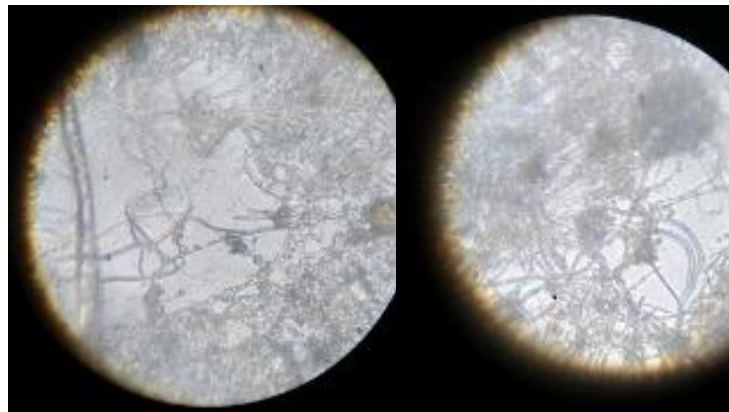


Figure 51 : observation microscopique à l'état sec des boues activées (Objectif ×100).

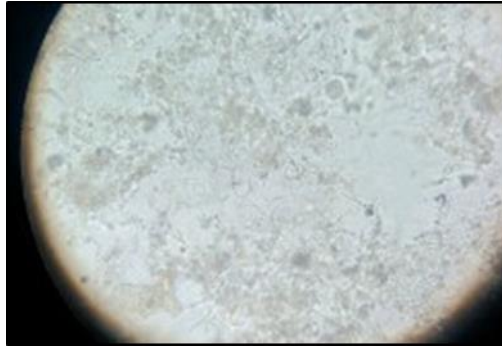


Figure 52 : observation microscopique à l'état frais des boues activées (Objectif $\times 40$).

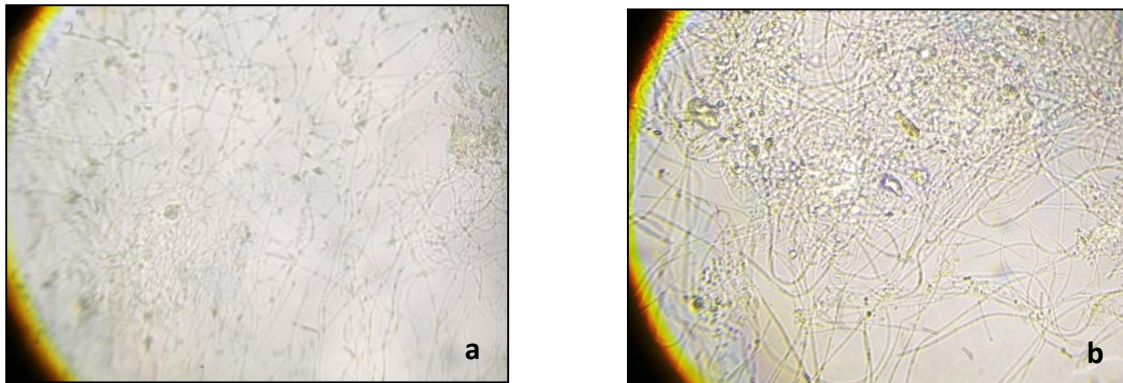


Figure 53 : observation microscopique à l'état frais de la mousse (a : objectif $\times 40$, b : objectif $\times 100$).

3.2. Mise en évidence des granules de soufre (Test S)

L'observation microscopique à l'état frais après traitement des échantillons de boues activées avec une solution de sulfite de sodium à 2 g/L a permis de visualiser un nombre relativement réduit de flocs, dispersés dans le champ. Une proportion notable de filaments était présente autour et entre les flocs. Certains de ces filaments présentaient des granules internes très réfringentes (figure 55 et 56), caractéristiques des inclusions de soufre élémentaire, alors que d'autres ne montraient aucune inclusion visible. Cette hétérogénéité pourrait refléter une coexistence de différentes populations filamenteuses, dont certaines sont potentiellement sulfuroxydantes.

La présence de granules de soufre témoigne d'un métabolisme basé sur l'oxydation des composés soufrés, souvent observé dans les environnements déficitaires en oxygène dissous.

Ce phénomène peut indiquer un déséquilibre dans les conditions d'aération ou une surcharge en composés soufrés dans le bassin biologique (**Pandolfi, 2006 et Madoni, 2011**).

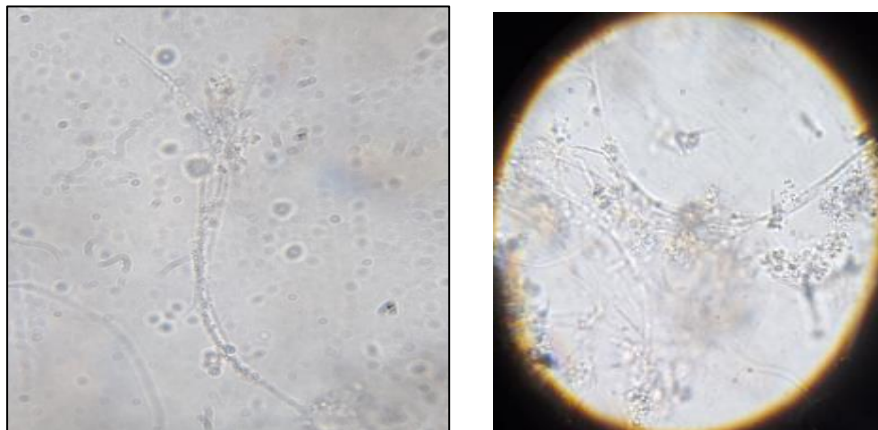


Figure 54 : observation microscopique de granule de soufre intracellulaire dans les bactéries filamenteuses dans la boue activée (Objectif $\times 100$).

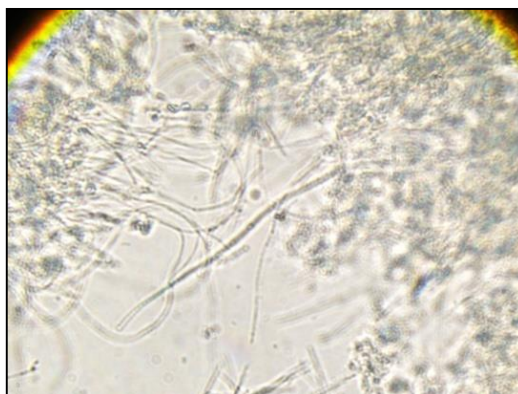


Figure 55 : observation microscopique de granule de soufre dans les bactéries filamenteuses dans la mousse (Objectif $\times 100$).

3.3. Mise en évidence de la gaine

Des échantillons de boues activées et de mousse biologique (flottante) ont été observés au microscope optique après une coloration simple au bleu de méthylène.

Cette coloration permet une visualisation globale des structures cellulaires, notamment les formes filamenteuses. L'échantillon de boues a révélé des filaments dispersés entre les flocs biologiques (figure 57), tandis que celui de la mousse a montré une accumulation notable de filaments à la surface, souvent sous forme d'amas (figure 58). Ce type de distribution morphologique est fréquemment associé à une prolifération bactérienne excessive en surface, favorisée par des conditions d'aération déséquilibrées ou la présence de composés tensioactifs, pouvant entraîner la formation de mousse indésirable (Eikelboom, 2000).

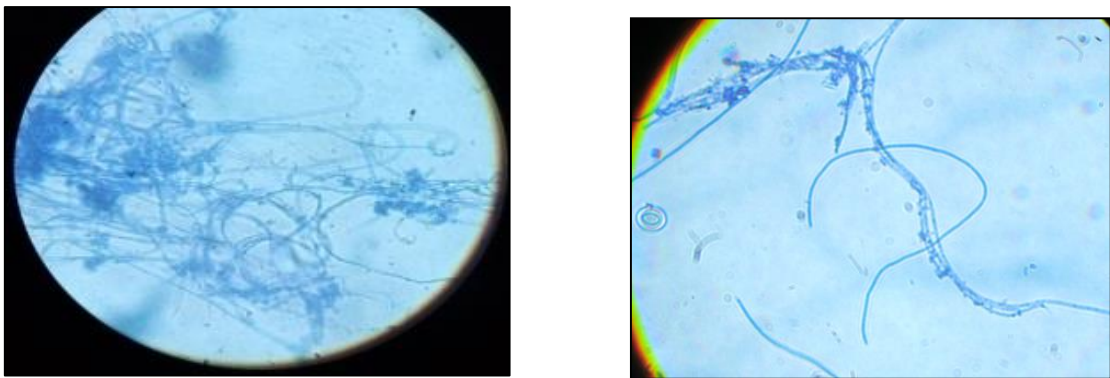


Figure 56 : observation microscopique de la boue activée après coloration au bleu de méthylène (Objectif $\times 100$).

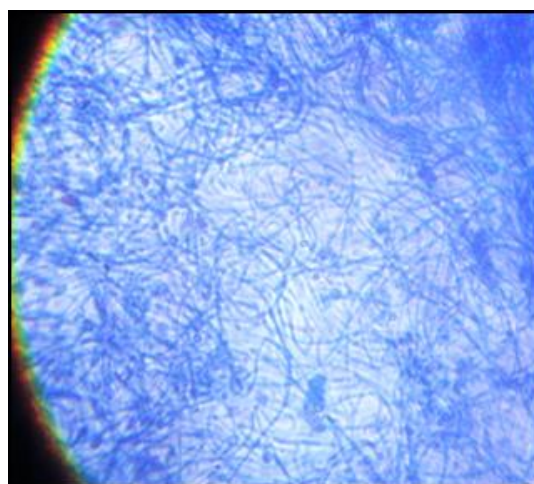


Figure 57 : observation microscopique de la mousse après coloration au bleu de méthylène (Objectif $\times 100$).

En fait, cette coloration permet de la mise en évidence d'une **gaine externe** autour des cellules filamenteuses et indicateur d'un type spécifique de filaments (**Rejsek, 2002**).

3.4. Résultats de la coloration de Gram

L'analyse microscopique des échantillons issus de la boue activée et de la mousse biologique, colorés selon la méthode de Gram a mis en évidence une hétérogénéité morphologique et tinctoriale marquée. Dans les deux types d'échantillons, des structures filamenteuses ont été observées, se distinguant par des colorations variées : certaines apparaissent intensément violettes, traduisant une affinité marquée pour le cristal violet, tandis que d'autres présentent une teinte rouge pâle à rosée, caractéristique d'une réaction Gram négative (figure 59 et 60). Ces filaments sont répartis de manière irrégulière, localisés tantôt entre les floccs, tantôt en surface ou en périphérie. Notamment, des formes spiralées, bien que peu fréquentes, ont été identifiées uniquement dans l'échantillon de boue, ce qui suggère la présence de morphotypes atypiques au sein de la boue activée.

L'abondance relative des filaments observés dans la mousse par rapport à la boue pourrait refléter un déséquilibre opérationnel au niveau du procédé, possiblement dû à une surcharge organique, une aération insuffisante ou la présence de composés tensioactifs. Ces observations confirment l'intérêt d'une surveillance microscopique systématique pour l'interprétation fine du fonctionnement biologique des systèmes épuratoires.

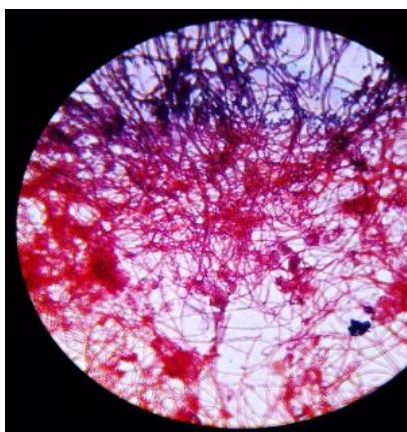


Figure 58 : observation microscopique de la mousse après coloration de Gram (Objectif $\times 100$).

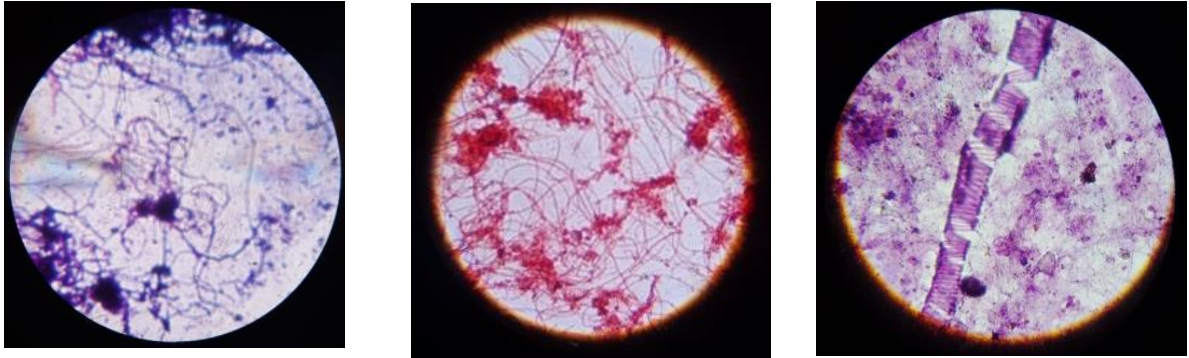


Figure 59 : observation microscopique de la boue activée après coloration de Gram (Objectif $\times 100$).

3.5. Résultats de la coloration au Noir de Soudan

L'observation microscopique des échantillons colorés au Noir de Soudan et contre-colorés par la safranine O a révélé une diversité morphologique et fonctionnelle des filaments bactériens présents dans la boue activée et la mousse biologique (figure 61).

Certains filaments montrent une coloration noire à gris foncé, accompagnée parfois de granulations internes nettement visibles, indiquant un stockage intracellulaire de composés lipidiques, principalement le polyhydroxybutyrate (PHB) (Clark, 1981 ; Jenkins *et al.*, 2003).

Ce phénomène est typique des bactéries filamenteuses exposées à un déséquilibre nutritif, notamment un excès de carbone couplé à un déficit en azote ou phosphore. En parallèle, d'autres filaments apparaissent en teinte rougeâtre à rosée, traduisant une absence de PHB, et par conséquent, un métabolisme cellulaire distinct, peut-être plus actif dans la dégradation de substrats solubles que dans le stockage.

Cette hétérogénéité dans la coloration et la composition cellulaire des filaments pourrait témoigner d'un déséquilibre opérationnel dans le système épuratoire, favorisant la prolifération de morphotypes variés aux comportements métaboliques différenciés (Eikelboom, 2000 ; Salehizadeh et Van Loosdrecht, 2004).

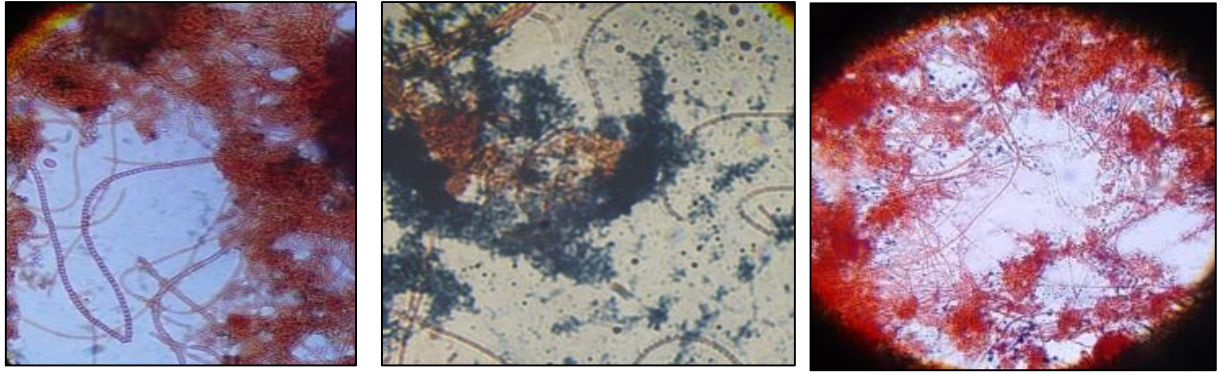


Figure 60 : observation microscopique de la boue activée après coloration au Noir de Soudan (Objectif $\times 100$).

4.Évaluation microscopique du nombre de filaments intra- et extra-floculaires

Le tableau ci-dessous récapitule les résultats de l'appréciation de la densité des filaments dans et entre les flocs.

Tableau 5 : Résultats de l'appréciation de la densité des filaments observés dans les boues activées à la STEP de Ferdjioua et interprétation selon les normes de **Jenkins (2003)** et **Eikelboom (2000)**.

Date	File	Nombre de filaments dans les flocs	Nombre des filaments entre les flocs	Interprétation de densité des filaments
14/04/2025	File 1	>5	8	Modérée à élevée : risque de bulking
	File 2	3	4	Normale à modérée
20/04/2025	File 1	3	18	Élevée :bulking probable
	File 2	5	10	Modérée à élevée
29/04/2025	File 1	>10	13	Très élevée : bulking confirmé
	File 2	>10	14	Très élevée :bulking confirmé
05/05/2025	File 1	2-4	28	Critique :bulking confirmé

	File 2	5-7	19	Élevée :bulking en cours
11/05/2025	File 1	>10	15	Élevée
	File 2	>10	20	Très élevée : bulking confirmé
18/05/2025	File 1	>10	42	Critique : surcharge filamenteuse
	File 2	>10	36	Critique :bulking sévère

Selon **Jenkins et al. (2003)**, les valeurs élevées des bactéries filamenteuses observées entre les flocs (>15 filaments) sont considérées comme indicatrices de conditions favorables au foisonnement filamenteux (bulking).

L'analyse microscopique quantitative des échantillons de boues activées prélevés entre avril et mai 2025 dans les deux bassins (File 1 et File 2) de la STEP de Ferdjoua a révélé une prolifération marquée de bactéries filamenteuses, avec une densité variable selon les zones. Cette variabilité entre les deux bassins, bien que les eaux d'entrée soient identiques, suggère des différences opérationnelles internes, telles que l'efficacité de l'aération, les flux hydrauliques ou la distribution des charges organiques (**Jenkins et al., 2003**).

Les résultats montrent une prépondérance notable des filaments entre les flocs, atteignant jusqu'à 42 filaments observés dans le File 1 durant la seconde moitié de mai. Ce niveau est considéré comme très élevé par rapport aux seuils de fonctionnement recommandés (**Jenkins et al., 2003**), et représente un risque réel de foisonnement (bulking), caractérisé par une mauvaise décantation, une flottation des boues et un colmatage potentiel des clarificateurs.

Selon **Eikelboom (2000)**, la dominance de filaments non intégrés aux flocs, et leur disposition diffuse, sont souvent la conséquence :

- ✓ D'une concentration en oxygène dissous insuffisante (<2 mg/L),
- ✓ D'un temps de séjour des boues trop court ou inadapté,
- ✓ D'une surcharge organique (DBO₅ élevée en entrée), ou de la présence de composés tensioactifs favorisant certains morphotypes filamenteux.

Par ailleurs, la différence entre les bassins, avec parfois une abondance de filaments dans le File 1 et une densité plus modérée dans le File 2 (ou inversement), démontre que même de légères variations d'aération ou de recyclage de la biomasse peuvent modifier la dynamique microbienne. Cette observation corrobore les résultats de **Madoni (2011)**, qui a souligné l'importance de maintenir une homogénéité dans les conditions d'exploitation pour éviter les déséquilibres locaux.

En somme, la présence excessive de filaments en dehors des floccs, couplée à une baisse de la décantabilité et une mousse flottante observée en surface, confirme un déséquilibre microbiologique persistant au sein du système, nécessitant des ajustements correctifs ciblés.

5. Résultat de l'identification des bactéries filamenteuses

L'analyse microscopique réalisée entre février et mai 2025, sur des échantillons de boues activées et de mousse biologique, a révélé une diversité notable de morphotypes filamenteux. Ces observations, renforcées par les différentes colorations appliquées (Gram, Bleu de méthylène, noir de Soudan, Test au soufre), ont permis de suspecter la présence de plusieurs genres filamenteux fréquemment impliqués dans les dysfonctionnements des systèmes à boues activées. Parmi les morphotypes observés :

Type 021N : généralement Gram-négatif, filaments longs, non ramifiés, souvent localisés entre les floccs. Sa prolifération est associée à un faible oxygène dissous et à un rapport C/N déséquilibré.

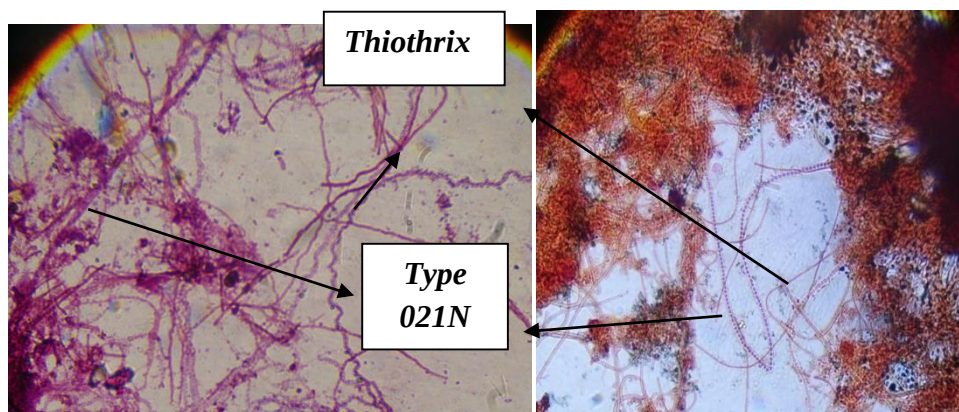


Figure 61 : observation microscopique des bactéries de Type 021N et *Thiothrix* (Objectif $\times 100$).

Thiothrix : filaments souvent regroupés, contenant des granules de soufre visibles au test S, indiquant une activité sulfuroxydante. Se développent dans des milieux riches en sulfures avec une aération variable.

Microthrix parvicella : bactérie Gram-positif, riche en lipides (positif au Soudan noir), souvent responsable de mousse stable. Sa croissance est favorisée par les basses températures et une forte teneur en MES.

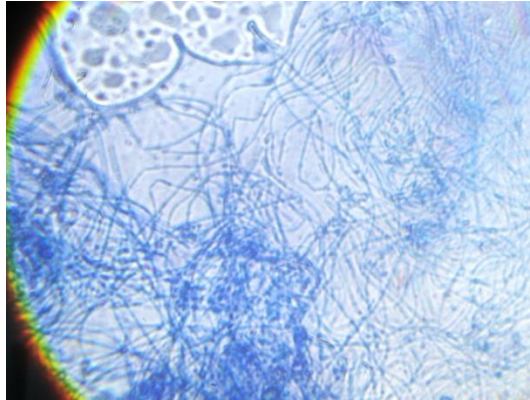


Figure 62 : observation microscopique de bactéries *Microthrix parvicella* (Objectif $\times 100$).

Nocardia : bactérie à Gram-variable, filaments parfois ramifiés, riches en lipides (coloration rougeâtre ou grise au noir de Soudan). Souvent impliqué dans le moussage (foaming), notamment en présence de détergents ou de matières hydrophobes.



Figure 63 : observation microscopique de bactéries *Nocardia* (Objectif $\times 100$).

Nostocoida limicola III : filaments spiralés, observés à plusieurs reprises dans les échantillons. Ce morphotype est difficile à colorer, parfois Gram-variable et apparaît dans des conditions instables de charge organique (Eikelboom, 2000, Jenkins ; Richard et al., 2003 ; Madoni, 2011).



Figure 64 : observation microscopique de bactéries *Nostocoida limicola III* (Objectif $\times 100$).

Bien que ces observations suggèrent fortement l'implication des genres précités, il est important de souligner que l'identification morphologique seule reste hypothétique en l'absence de culture bactérienne ou d'analyse moléculaire, qui n'ont pu être réalisées ici par manque de moyens techniques.

Cependant, les conditions physico-chimiques observées à la STEP de Ferdjioua, telles qu'une température hivernale inférieure à 15 °C, une faible concentration en oxygène dissous, des valeurs élevées de MES, de DBO5 et d'indice de boue (IB), sont favorables au développement de ces bactéries filamenteuses. Ces corrélations renforcent la pertinence des observations microscopiques faites dans cette étude. (Eikelboom, 2000, Metcalt et Eddy, 20014).

L'analyse microscopique a montré que le nombre de filaments entre les flocs est supérieur à celui observé à l'intérieur, et que leur densité est plus importante dans l'écume que dans les boues du bassin. Ces constats soutiennent l'hypothèse d'une aération déficiente ou d'une surcharge organique, en cohérence avec les valeurs élevées de V120 et de MES (Jenkins et al., 2003., Metcalt et Eddy, 2014).

6. Solutions pour optimiser le fonctionnement de la STEP de Ferdjioua face au bulking filamenteux

Sur la base des résultats obtenus durant la période de février à mai 2025, les analyses microscopiques ont révélé une forte concentration de bactéries filamenteuses dans les boues activées, en particulier dans les échantillons prélevés au niveau du bassin biologique et de l'écume flottante. Ces constatations ont été appuyées par les données physico-chimiques, indiquant une faible concentration en oxygène dissous, des valeurs élevées en matières en suspension (MES) ainsi que des indices V120 et V30 supérieurs à la normale. L'ensemble de ces paramètres traduisent un déséquilibre biologique caractéristique d'un phénomène de bulking, susceptible de compromettre l'efficacité du traitement biologique.

Afin de remédier à cette situation et d'améliorer les performances de la station de Ferdjioua, les recommandations suivantes sont proposées :

- Renforcement de l'aération et meilleure répartition de l'oxygène. La faible teneur en oxygène dissous, notamment durant les mois froids, constitue un facteur favorisant la prolifération excessive des filaments. Il est donc conseillé d'optimiser le système d'aération, soit en augmentant le débit d'air, soit en ajustant la répartition des diffuseurs dans le bassin biologique (**Eikelboom, 2000 ; Jenkins et al., 2003**).
- Maîtrise de l'âge des boues (Âge des boues). Un âge de boues trop élevé favorise l'accumulation de micro-organismes filamenteux à croissance lente.
Une régulation du taux de purge quotidien permet de maintenir un équilibre entre bactéries floculantes et filamenteuses (**Madoni, 2011**).
- Réduction de la charge organique entrante. Les niveaux élevés de DBO₅ et DCO indiquent une surcharge organique ou la présence de substances toxiques. Il est essentiel d'améliorer le prétraitement (par exemple, le dégraissage et le dessablage) afin de limiter l'impact de cette charge sur les réacteurs biologiques (**Jenkins et al., 2003 ; Metcalf et Eddy, 2014**).
- En cas de bulking sévère, un traitement chimique temporaire peut être envisagé, par l'ajout de l'hypochlorite de sodium (NaClO) ou du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂), à doses contrôlées. Toutefois, cette méthode reste ponctuelle et doit être utilisée avec précaution pour ne pas nuire aux microorganismes bénéfiques (**Madoni, 2011, Jenkins et al., 2003**).

- Optimisation de la clarification secondaire. Un réglage précis du niveau de soutirage et de la vitesse de raclage dans le clarificateur secondaire permet de limiter les pertes de boues flottantes ou peu décantables (**Eikelboom, 2000, Jenkins ; Richard et *al.*, 2003 ; Madoni, 2011**).

Conclusion

Conclusion :

L'étude menée au sein de la station d'épuration des eaux usées de Ferdjioua nous a permis de dresser un état des lieux précis du fonctionnement biologique et physico-chimique de l'installation, à travers une approche combinant des analyses classiques et des observations microscopiques détaillées.

Les résultats des analyses physico-chimiques (température, pH, oxygène dissous, DBO₅, DCO, MES, azote total et phosphore total) ont révélé des fluctuations saisonnières notables, en particulier durant les mois froids, susceptibles d'altérer les performances du traitement biologique. Des valeurs faibles d'oxygène dissous, une augmentation de la DBO₅ à l'entrée, ainsi que des charges organiques élevées ont souvent coïncidé avec des déséquilibres observés au niveau de la biomasse.

Les observations microscopiques, réalisées entre février et mai 2025, ont mis en évidence une prolifération marquée de structures filamenteuses, tant dans les boues activées que dans la mousse flottante. Plusieurs morphotypes filamenteux ont été détectés à travers différentes colorations (Gram, bleu de méthylène, noir de Soudan, Test S) suggérant l'implication probable de types tels que *Nocardia*, *Type 021N*, *Thiothrix*, *Microthrix parvicella* et *Nostocoida limicola III*, sans confirmation définitive en l'absence de cultures spécifiques.

Ce déséquilibre microbien, matérialisé par un bulking important et une accumulation excessive de mousse, semble fortement lié à des conditions d'aération sous-optimales, une faible décantabilité ainsi qu'à une charge organique instable. Le croisement des données microbiologiques avec les résultats analytiques a ainsi permis une interprétation approfondie des dysfonctionnements observés.

En conclusion, cette étude souligne l'importance d'un suivi intégré, associant à la fois des analyses de routine et un contrôle microscopique régulier, pour anticiper et corriger les problèmes liés à la croissance filamenteuse dans les systèmes à boues activées. Des recommandations en matière de gestion de l'aération, de la charge hydraulique et du temps de séjour sont nécessaires pour rétablir un équilibre microbiologique stable et durable.

Références bibliographiques

Aiouaz, H., et Kacha, A., 2019. Étude des effets des antioxydants naturels sur la peroxydation lipidique chez le rat diabétique. Mémoire de Master en Biochimie appliquée. Département des Sciences de la Nature et de la Vie, Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf– Mila

Altmeyer N., Abadia G., Schmitt S. et Leprince A., 1990. Risques microbiologiques et travail dans les stations d'épuration des eaux usées. Fiche medico-Technique N°34, INRS, p 374- 376.

Al-Yousfi A.B., Mason S.H., Romagnoli R.J. et Williams J.B., (2000). Viscous sludge bulking due to *Microthrix parvicella* in activated sludge systems. *Water Science and Technology*, 41(5) : 123–130.

Amorce, 2012. Boues de station d'épuration : technique, valorisation et élimination. DT51 Série technique, p 8, 9.

Bakiri Z., 2014. Analyse et optimisation des eaux usées urbaines par boues activées : application au décanteur secondaire. Mémoire de master, Université Ferhat Abbas Sétif-1.

Baumont S., Camard J.P., Lefranc A. et Franconi A., 2004. Réutilisation des eaux usées : risques sanitaires et faisabilité en Île-de-France. Edition Ecole nationale supérieure agronomique de Toulouse. (Toulouse), p220.

Belyagoubi L., 2014. Antibiotiques produits par des bactéries (actinomycètes et bactéries lactiques) issus de différents écosystèmes naturels Algériens. Thèse de Doctorat en Biologie. Université Aboubakr Belkaïd de Tlemcen, 146 p.

Benali A. et Thamer O., 2019. Diagnostic de fonctionnement de la station d'épuration de Kouinine : solutions proposées. Mémoire de Master, Département d'Hydraulique et de Génie Civil, Université d'El-Oued.

BenfrehaBenyelles M., 2022. Étude de problèmes de dysfonctionnement d'une station d'épuration des eaux usées liés à la nature de la flore microbienne des boues activées. Thèse de doctorat, Université Aboubekr Belkaid, Tlemcen.

Benkouachi M. et Bouhali R., 2021. Protection des Écosystèmes. Mémoire de Master en Écologie et Environnement. Département des Sciences de la Nature et de la Vie, Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf - Mila.

Beveridge, T.J., 1990. Mechanism of gram variability in select bacteria. *Journal of Bacteriology*, 172(3), 1609–1620.

Bitton G., 2005. Wastewater microbiology. 3^e édition Wiley-Liss.

Blackall L.L., Seviour E.M., Bradford D., Rossetti S., Tandoï V. et Seviour R.J., 2000. *Candidatus Nostocoida limicola*, a filamentous bacterium from activated sludge, *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, 50 : 703-709.

Blanchard B., Desjardins R., Brière F. G. et Béland Y., 1990. Approche pour l'identification des causes de la mauvaise décantation des solides biologiques. Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science, 3(3) : 241–260.

Boudjenouia A., 2017. Gestion des eaux usées et leur impact sur l'environnement. Mémoire de Master, Université AbouBekr Belkaïd, Tlemcen.

Bougada A. et Koreichi B., 2020. Exploration des différentes étapes de l'épuration biologique des eaux usées et mesure de la charge organique : Cas station d'Oued Athmania. Mémoire de Master. Département de biologie appliquée, Université des Frères Mentouri Constantine 1.

Bourrier R., Satin M. et Selmi B., 2010. Gide technique de l'assainissement. 4^e édition, Le Moniteur Éditions Paris.

Byoung C.K., Ji H.P. et Man B.G., 2004. Development of a DNA microarray chip for the identification of sludge bacteria using an unsequenced random genomic DNA hybridization method. Environmental Science and Technology 38 : 6767-6774.

Canler J.P., Perret J.M., Duchéne P. et Cotteux E., 2014. Aide au diagnostic des stations d'épuration par observation microscopique des boues activées. Edition QUAE, Paris, 11-130.

Cayocca F., 2012. Etat physique et chimique caractéristique physique turbidité. Ministère de l'Écologie, du Développement durable et de l'Énergie, France, 55 p.

Chaphalkar S.R. et Dey S., 1996. Computer assisted identification of Streptomyces species with high extracellular protease activity. Actinomycete. 7(2): 47-54.

Chudoba J., Dohanyos M. et Grau P., 1982. Control of activated sludge filamentous bulking - IV. Effect of sludge regeneration. Water Sci. Technol., 14 (1/2): 73-93.

Cruywagen J.J., Du Raan T.L., Naidoo S. et Korsten L., 2021. Streptomyces scabies: An overview of a re-emerging plant pathogen. Plant Disease, 105(2) : 305–314.

Degrémont S.A., 1989. Mémento technique de l'eau. 9^e édition Rueil-Malmaison.

Degremont S. A., 2005. Mémento technique de l'eau. 11^e édition, Lavoisier, Paris.

Duhamel B., 1998. Les bactéries filamenteuses dans le traitement par boues activées. Synthèse bibliographique. Montpellier : ENGREF Centre de Montpellier, 11p. Disponible à : Office International de l'Eau, Service National d'Information et de Documentation sur l'Eau (SNIDE), Limoges Cedex.

Durban M., 2015. *Microthrix parvicella* : Characteristics, ecology and role in activated sludge bulking. Water Science and Technology, 72(4): 555–562.

Eikelboom D.H., 1975. Filamentous organisms observed in activated sludge. Water Res., 9: 365-388.

Eikelboom D.H., 1982. Biosorption and prevention of bulking sludge by means of high floc loading. *Bulking of Activated Sludge: Preventative and Remedies Methods*. Ed. B. Chambers and E.J. Tomlinson. Pub. Ellis Horwood Limited, 279 p.

Eikelboom D.H., 2000. *Process Control of Activated Sludge Plants by Microscopic Investigation*. IWA Publishing.

Galaf F. et Ghanna S.M., 2003. Contribution à l'élaboration ; un manuel et un site web sur la pollution du milieu marin. Mémoire d'ingénieur d'État, Université Hassan II, Rabat, Maroc.

Goodfellow M. et Williams S.T., 1983. Ecology of actinomycetes. *Annual Reviews in Microbiology*, 37(1): 189-216

Guiraud J.P., 1998. *Microbiologie alimentaire*. 2^e édition Dunod, Paris.

Harrir M., 2018. Caractérisation des molécules bioactives produites par des souches d'actinobactéries isolées des soles arides et semi arides d'Algérie. Thèse de Doctorat en intérêt des microorganismes en agriculture et en agroalimentaire. Université d'Oran 1 Ahmed Ben Bella, 174 p.

Henze M., Harremoës P., la Cour Jansen J. et Arvin E., 2002. *Wastewater Treatment : Biological and Chemical Processes*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.

Hwang, Y., et Tanaka, T., 1998. Control of *Microthrix parvicella* foaming in activated sludge. *Water Research*, 32(5), 1678–1686

Jenkins D., Richard M.G. et Daigger G.T., 1984. *Manual of the Causes and Control of Activated Sludge Foaming and Bulking*. 1^{ère} édition, Lewis Publishers.

Jenkins D., Richard M.G. et Daigger G.T., 1986. *Manual on the causes and control of activated sludge bulking and foaming*. Rktgeline Press, Lafayette, 165 p.

Jenkins D., Richard M.G. et Daigger G.T., 1993. *Manual of the Causes and Control of Activated Sludge Foaming and Bulking*, 2^e édition, Lewis Publishers, USA.

Jenkins D., Richard M.G. et Daigger G.T., 2003. *Manual on the causes and control of activated sludge bulking, foaming, and other solid separation problems*. 3^e édition, Lewis publisher.

Journal officiel de la république algérienne (JORA), 2006. Décret Exécutif n° 06-141 du 20 Rabie El Aouel 1427 correspondant au 19 Avril 2006, section 1, article 3.

Juzan M., Eissler Y., Herbland A. et Prieur D., 2012. *Thiorix*: A novel genus of sulfur-oxidizing bacteria isolated from marine sediments. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 62(6): 1294–1300.

Keck G. et Vernus E., 2000. *Déchets et risques pour la santé*. Édition Techniques de l'Ingénieur, Paris, 2450p.

Khalouche A. et Sifour A., 2021. Les bactéries filamenteuses de la boue activée : origine et identification. Mémoire de Master, Département des Sciences de la Nature et de la Vie, Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf, Mila.

Kitouni M., 2007. Isolement de bactéries actinomycétales productrices d'antibiotiques à partir d'écosystèmes extrêmes : identification moléculaire des souches actives et caractérisation préliminaire des substances élaborées. Thèse de Doctorat en microbiologie appliquée. Université Mentouri de Constantine, 171 p.

Koller E., 2002. Traitement des pollutions industrielles : Eau, Air, Déchets, Sols, boues. 2^e édition L'usine nouvelle série, l'environnement et sécurité. P 139-170.

Lacroix S., 2008. Étude des mécanismes physiologiques et moléculaires de la filamentation de *Sphaerotilus natans*, bactérie modèle du foisonnement invasif en boues activées. Thèse de Doctorat, AgroParisTech.

Li X.Y. et Yang S.F., 2007. Influence of loosely bound extracellular polymeric substances (EPS) on the flocculation, sedimentation and dewaterability of activated sludge. Water Research, Vol 41, pp. 1022-1030.

Loucif K., 2011. Recherche de substances antibactériennes à partir d'une collection de souches d'actinomycètes : caractérisation préliminaire de molécules bioactives. Mémoire de Magister en Microbiologie appliquée et Biotechnologie microbienne. Université Mentouri de Constantine, 115 p.

Madigan M.T., Bender K.S., Buckley D.H., Sattley W.M. et Stahl D.A., 2018. Brock Biology of Microorganisms. 15^e édition Pearson.

Madigan M.T., Bender K.S., Buckley D.H., Sattley W.M. et Stahl, D.A., 2021. Brock Biology of Microorganisms. 16^e édition Pearson.

Madoni P., 2011. Protozoa in wastewater treatment processes: a minireview. Italian Journal of Zoology, 78(1), 3–11.

Malviya H.K., Pandey A. Sharma A.K. et Tiwari R., 2013. Thermophilic actinomycetes : Biology and potential applications. International Journal of Advanced Research, 1(9) : 560–566.

Mekkaoui Y. et Hamdi D., 2006. Etude de réutilisation des eaux usées traitées de la STEP de Touggourt dans l'irrigation. Mémoire d'Ingénieur d'état en Génie des procédés : Génie de l'environnement. Université de Ouargla. 60p.

Metcalf et Eddy, 2003. Wastewater Engineering: Treatment and Reuse, McGraw-Hill. Tchobanoglous, G., Burton, F.L., Stensel, H.D. (2003). Wastewater Engineering: Treatment and Reuse, 4th ed., McGraw-Hill.

Metcalf et Eddy, 2014. Wastewater Engineering: Treatment and Resource Recovery, 5^e ed., McGraw-Hill.

- Mettahri M.S., 2012.** Elimination simultanée de la pollution azotée et phosphatée des eaux usées traitées par des procédés mixtes. Cas de la STEP de la ville de Tizi-Ouzou. Thèse de Doctorat en agronomie et génie des procédés. Université de mouloud Memmeri, Tizi Ouzou.
- Mullis K.B. et Faloona F.A., 1986.** Specific synthesis of DNA in vitro via a polymerase-catalyzed chain reaction. *Methods in Enzymology*, 155 : 335-350.
- Novak G. et Brown G.D., 1990.** Characteristics of *Nostocoida limicola* and activity in activated sludge suspension, *Res. J. Wat. Pollut. Control. Fed.*, 62: 137-142.
- Novak L., Larrea L., Wanner J. et Garcia-Heras J.L., 1993.** Non filamentous activated sludge bulking caused by high concentrations of suspended solids. *Water Research*, 27(7), 1153–1162.
- Novak L., Larrea L., Wanner J. et Garcia-Heras J.L., 1994.** Non filamentous bulking caused by nutrient imbalance in activated sludge systems. *Water Science and Technology*, 29(4), 235–244.
- Ouali M.S., 2001.** Cours de procédés unitaires biologiques et traitement des eaux. Office des Publications Universitaires, Alger, p 110.
- Pandolfi D., 2006.** Caractérisation morphologique et physiologique de la biomasse de boues activées par analyse d'images. Thèse de Doctorat, Institut National Polytechnique (INP) de Lorraine, France.
- Petrovski S., Dyson A.Z., Quill E.S., McIlroy S.J., Tillett D. et Seviour R.J., 2011.** An examination of the mechanisms for stable foam formation in 561 activated sludge systems. *Water Research*, 45: 2146-2154.
- Pimenta F. S., Monteiro T.S.A. et Canellas L.P., 2020.** Chapter 5 : Streptomyces. In J. B.-H. de Oliveira & L. P. Canellas (Eds.), *Beneficial Microbes in Agro-Ecology* (pp. 55–71). Elsevier.
- Pronost J., Pronost R., Deplat L., Malrieu J. et Berland J.M., 2002.** Stations d'épuration dispositions constructives pour améliorer leur fonctionnement et faciliter leur exploitation, FNDAE n° 22bis Document technique, p 15.
- Pujol R., 1987.** Maîtrise du foisonnement des boues activées : Biosorption et zones de contact - Approche méthodologique. Thèse de doctorat, Inst. Nat. des Se. Appliquées de Lyon, 154 p.
- Ramothokang T.R., Naidoo D. et Bux F., 2006.** Morphological shifts in filamentous bacteria isolated from activated sludge processes. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 22, 845-850.
- Raval, 2012.** Biotransformation of a single amino acid L-tyrosine into bioactive molecular LDOPA. *Int. J. Sci*, 2:2250-3153

Rejsek F., 2002. Analyse des eaux ; aspect réglementaires et technique. Edition Canopé CRDP, Bordeaux, France.

Richard M., Hao O. et Jenkins D., 1985. Growth kinetics of *Sphaerotilus* species and their significance in activated sludge bulking. *Journal of the Water Pollution Control Federation*, 57: 68-81.

Rodier J., 2005. L'analyse de l'eau naturelle, eau résiduaire et l'eau de mer. Edition Dunod, Paris.

Rodier J., Legube B. et Merlet N., 2009. L'analyse de l'eau. 9^e édition Dunod, Paris.

Roy S., Das I., Munjal M., Karthik Kumar G., Kumar S. et Rao R.V.B., 2014. Isolation and characterization of tyrosinase produced by marine anaerobacteria and its application in the removal of phenol from aqueous environment. *Front. Biol.*, 9(4) : 306-316.

Saker R., 2015. Recherche de nouveaux taxons d'actinobactéries halophiles des sols sahariens et potentialités antagonistes. Thèse de Doctorat en Microbiologie. Université Ferhat Abbas de Sétif 1. 174 p.

Salameh M.F. et Malina J.F., 1986. The effect of sludge age and selector configuration on the control of filamentous bulking in the activated sludge process. 60th Annual Conf. of Water Pollution Control Fed., 15 p.

Scuggs C.E. et Randall C.W., 1998. Evaluation of filamentous microorganism growth factors in an industrial wastewater activated sludge system, *Water Sci. Technol.*, 37: 263-270.

Seviour R. et Nielsen P.H., 2010. Microbial ecology of activated sludge. IWA Publishing.

Sezgin M., Jenkins D. et Parker D.S., 1978. A unified theory of filamentous activated sludge bulking. *Journal of the Water Pollution Control Federation* 50, 362-381.

Soddell J. et Seviour R., 1996. Growth of an activated sludge foam-forming bacterium, *Nocardia Pinensis*, on hydrophobic substrates, *Water Sci. Technol.*, 34:113-118.

Tandoi V., Jenkins D. et Wanner J., 2006. Activated Sludge Separation Problems. In: IWA Publishing, London.

Tchobanoglous G., Burton F. et Stensel H.D., 2003. Wastewater Engineering: Treatment and Reuse. McGraw-Hill.

Tortora G.J., Funke B.R. et Case C.L., 2019. Microbiologie. 12^e édition Pearson Education.

Vaillant J.R., 1974. Perfectionnement et nouveautés pour l'épuration des eaux résiduaires : eaux usées urbaines et eaux résiduaires industrielles. Édition Eyrolles, Paris, 413p.

Vibouroux D., 1981. Epuration des eaux usées résiduaires (France), p 569.

Virgolet F., 1994. Réflexions pratiques sur l'influence des produits tensio-actifs sur le moussage observé sur les réacteurs biologiques, Colloque Lyon Pollutec.

Wagner J., 1994. Filamentous microorganisms in activated sludge. In Activated sludge bulking and foaming control. Technomic publishing company, pp. 129-206.

Wang P., Yu Z., Zhao J. et Zhang H., 2015. Seasonal changes in bacterial communities cause foaming in a wastewater treatment plant. *Microbial Ecology*, 71(3), 660–671.

Wanner J. et Grau P., 1989. Identification of filamentous microorganisms from activated sludge. A compromise between wishes, needs and possibilities. *Water Research*, 23: 883-891.

Westlund Å.D., Hagland E., et Rothman M., 1996. Bulking and foaming caused by *Microthrix parvicella* at three large sewage treatment plants in the greater Stockholm area. *Water Science & Technology*, 34(5–6), 281–287.

Willey J.M., Sherwood L.M. et Woolverton C.J., 2017. Prescott's Microbiology. 10e edition, McGraw-Hill Education, 11-13, 1609-1620.

Yamamura H., Ichikawa N., Matsumoto A., Takahashi Y., Teramoto K. et Inohara N., 2012. Actinolanes A and B, new sesquiterpenes from *Streptomyces* sp. *Journal of Antibiotics*, 65(7): 345–349.

Annexe

Composition chimique des solutions utilisées dans les différentes méthodes de coloration

1. La coloration de Gram

La procédure est celle de Jenkins et *al.* (1993).

On prépare les solutions suivantes :

Solution N°1 :

Violet de cristal 2g

Ethanol à 95 % 20 mL

Oxalate d'ammonium 0,8 g

Eau déminéralisée 80 mL

Solution N°2 :

Iodure de potassium 2g

Iode 1g

Eau déminéralisée 300mL

Solution N°3 :

Safranine O : (2,5 % dans éthanol à 95 %) 10mL

Eau déminéralisée : 100 mL

2. La coloration Noir de Soudan

La procédure est celle décrite par Clark (1981).

Solution N°1 : noir de Soudan à 0,3 % (dans l'éthanol à 60 %)

Solution N°2 : safranine O à 0,5 %