



République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Ahmed Ben Yahia El-Wancharissi-Tissemsilt

Institut des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Agronomiques, de Foresterie et de l'Environnement

Mémoire de fin d'études pour l'obtention du diplôme

de master 2 académique en

Domaine : Science de la nature et de la vie

Filière : Écologie et Environnement

Spécialité : Protection des Écosystèmes

Fait par : M^{lle} AIT MOHAMMED Silina

Thème

**Impact de la pollution par plastique sur microorganisme
de sédiment du barrage Bougarra wilaya de Tissemsilt**

Soutenu le : 24/06/2026

Devant les membres du jury :

M^r. MAIRIF M	MCB	Président	C. U Tissemsilt
M^r. MELIANI K	MCB	Encadreur	C. U Tissemsilt
M^{me}. BOUR N	Dr	Co-Encadrant	C. U Tissemsilt
M^r. DERMANE A	MCB	Examineur	C. U Tissemsilt

Année universitaire : 2025-2026



REMERCIEMENTS

Je remercie Allah le Tout-Puissant, qui m'a insufflé la force, la santé et la patience nécessaires pour mener à bien ce projet de recherche dans les meilleures conditions.

*Ce travail est le fruit de nombreux efforts, et je tiens à exprimer toute ma gratitude à mon encadreur, Monsieur le docteur **MELIANI KADDOUR**, maître de conférences « B » à l'université Ahmed Ben Yahia El Wancharissi de Tissemsilt. Ce fut un réel privilège de travailler sous votre direction et d'apprécier vos immenses qualités humaines et professionnelles. Votre rigueur, votre compétence et votre sens aigu du devoir m'ont profondément marquée. Veuillez trouver ici l'expression de mon respectueux dévouement et de ma profonde admiration pour vos qualités scientifiques et pédagogiques.*

*Mes remerciements s'adressent également à **Monsieur MAIRIF MOHAMMEND**, maître de conférences « B », qui me fait l'honneur d'accepter, avec beaucoup d'amabilité, de siéger parmi les membres de ce jury. Veuillez recevoir ce travail en gage de mon grand respect et de ma profonde reconnaissance.*

*Je tiens aussi à exprimer ma vive gratitude à **Monsieur DERMANE ABD EMKADER**, maître de conférences « B », pour avoir accepté, avec autant de bienveillance, d'examiner ce travail et de faire partie de mon jury de mémoire. Qu'il trouve ici l'expression de mes vifs remerciements et de mon profond respect.*

*Toute ma reconnaissance va également à ma co-encadrante, **Madame BOUR NOUR EL HOUDA**, pour son accompagnement précieux et son implication dans l'évaluation de ce travail. Permettez-moi de vous exprimer toute mon admiration pour vos qualités professionnelles et humaines.*

Enfin, un remerciement infini, plein d'amour et d'affection, à mes parents, qui m'ont soutenue sans relâche, année après année, tout au long de ma vie. Un grand merci à l'ensemble de ma famille ainsi qu'à mes ami(e)s pour leur présence et leur soutien constant.

Je souhaite, enfin, adresser mes remerciements les plus sincères à toutes les personnes qui, de près ou de loin, m'ont apporté leur aide et leur encouragement pour l'élaboration de ce modeste mémoire.

Résumé

La pollution plastique mondiale sature les systèmes de traitement et menace les écosystèmes. Une étude menée au barrage de Bougarra (Algérie) révèle que ces déchets favorisent le développement d'une « **plastisphère** », un écosystème sur plastique qui stimule la prolifération et l'activité des microbes sédimentaires. L'analyse montre de fortes disparités selon les zones : l'entrée du barrage concentre un maximum de bactéries, 23×10^5 UFC/ml par hydrodynamisme, tandis que la zone centrale et les stations polluées affichent une forte activité respiratoire, signe d'une adaptation métabolique. En dehors du barrage, la périphérie reste équilibrée, alors que la parcelle agricole irriguée subit un effondrement biologique dû à une probable contamination chimique. Enfin, le témoin forestier présente l'activité naturelle la plus élevée. En modifiant la structure et le métabolisme microbien, cette pollution plastique ouvre la voie à de nouveaux outils de bioévaluation environnementale en Afrique du Nord.

Mots clés :

Pollution par plastique, sédiments, microorganismes du sol, Barrage de Bougarra, Tissemsilt, Algérie.

Abstract

Global plastic pollution is overwhelming waste management systems and threatening ecosystems. A study conducted at the Bougarra dam (Algeria) reveals that this waste promotes the development of a "plastisphere, " an ecosystem thriving on plastic that stimulates the proliferation and activity of sedimentary microbes. The analysis shows sharp disparities across different zones: the dam's inlet concentrates the highest number of bacteria 23×10^5 CFU/ml due to hydrodynamics, while the central zone and polluted stations exhibit high respiratory activity, signaling an active metabolic adaptation. Outside the dam, the periphery remains balanced, whereas the irrigated agricultural plot suffers a critical biological collapse, likely due to chemical contamination. Finally, the forest control site displays the highest natural activity. By altering microbial structure and metabolism, this plastic pollution paves the way for new environmental bioassessment tools in North Africa.

Keywords : Plastic pollution, sediments, soil microorganisms, Bougarra Dam, Tissemsilt, Algeria.

ملخص

تتسبب التلوث البلاستيكي العالمي في إغراق أنظمة معالجة النفايات وتهديد الأنظمة البيئية. وكشفت دراسة أجريت في ، وهو نظام بيئي ينشأ (Plastisphere) "البلاستيسفير" سد بوقرة (الجزائر) أن هذه النفايات تحفز نمو ما يُعرف بـ فوق البلاستيك ويعمل على تنشيط تكاثر الميكروبات الرسوبية وزيادة فعاليتها. ويظهر التحليل تباينات حادة بين وحدة تشكيل مستعمرة/مل نتيجة للتدفقات 23×10^5 المناطق المختلفة؛ حيث يسجل مدخل السد أعلى تركيز للبكتيريا الهيدروديناميكية، في حين تسجل المنطقة المركزية والمحطات الملوثة نشاطاً تنفسياً كبيراً، مما يدل على تكيف أعضاى نشط. وخارج نطاق السد، تظل المناطق المحيطية متوازنة، بينما تشهد القطعة الزراعية المروية انهياراً بيولوجياً حاداً يُعزى على الأرجح إلى تلوث كيميائي. وأخيراً، يظهر الموقع الغابي المرجعي أعلى نشاط طبيعي. ومن خلال تغيير البنية والتمثيل الغذائي للميكروبات، يمهد هذا التلوث البلاستيكي الطريق لتطوير أدوات جديدة للتقييم الحيوي البيئي في شمال إفريقيا.

الكلمات المفتاحية: التلوث البلاستيكي، الرسوبيات، ميكروبات التربة، سد بوقرة، تيسمسيلت، الجزائر.

Liste des figures :

Figure N° 01 : schéma de structure de monomère et polymère (www.celadon.com).....	7
Figure N° 02 : Dégradation d'un sac plastique par photodégradation, dégradation physique et fragmentation. (www . tossey.com).....	13
Figure N° 03 : Oxydation et fragmentation des plastiques (Andrady, 2011).	14
Figure N° 04 : Cas idéal de la biodégradation complète de matières plastiques biodégradables. (www.chem4us.be).....	15
Figure N°05 : schéma devenir de plastique dans l'environnement (original)	16
Figure N°06 : La formation de la plastisphère à la surface des microplastiques (Shi, X. et al (2023)).	23
Figure N° 07 : Carte de situation de wilaya de Tissemsilt (original).....	28
Figure N° 08 : Variation des températures moyennes mensuelles de la période (1984-2018) (Station d'Aïn Bouhekif (Tiaret), 2026).....	29
Figure N° 09 : Évolution des précipitations annuelles. (1984-2018) (Station d'Aïn Bouhekif (Tiaret), 2026).....	30
Figure N° 10 : Les précipitations moyennes mensuelles de la période (1984-2018) (Station d'Aïn Bouhekif Tiaret, 2026)	30
Figure N° 11 : Diagramme ombrothermique de la zone d'étude Barrage Bougara Climagramme d'EMBERGER	31
Figure N° 12 : Climagramme pluviothermique d'Emberger (Q2) de la période (1984-2018) (Station d'Aïn Bouhekif (Tiaret), 2026).	32
Figure N° 13 : Carte de la localisation du barrage Colonel Bougara (original)	33
Figure N°14 : carte choix de site du prélèvement Barrage Bougara (Google Earth)(original)	40
Figure N°15 : carte choix de site du prélèvement forêt de Thnia Elhad lac Djadje lma (Google Earth) (original)	41
Figure N° 16 : Sites de prélèvement d'échantillons. A. Point de prélèvement. B. Site du Barrage Bougara. C. Site du lac Djadje. D. Site pollution par plastique (original)(avril 2026).....	43
Figure N° 17: technique de prélèvement. A. Carottier manuel (www.franceenvironnement.com). B périmètre des échantillons à prélever.....	43
Figure N°18: A. Transport des échantillons B. Préservation des échantillons C. les échantillons des sédiments(original)	44
Figure N°19 : préparation série des solutions A. 1 g de sédiment B. solution mère C. série de dilution (original).....	46
Figure N°20 : zone stérile à l'aide d'un bec Bunsen (original)	46
Figure N°21 : Dépôt de l'inoculum (échantillon) (original).....	47

Figure N°22 : Coulage de la gélose (milieu de culture maintenu en surfusion) dans la boîte de Petri pour un isolement par inclusion (original)	47
Figure N° 23 : Étape d'incubation des échantillons. A. Boîtes de Petriensemencées. B. Boîtes de Petri placées dans l'étuve. C. Étuve d'incubation (original)	48
Figure N°24 : Préparation des échantillons sédiments (original)	49
Figure N°25 : échantillon témoin sans sédiment (original).....	49
Figure N°26 : Incubation des échantillons (original)	50
Figure N° 27 : Les différentes étapes de ce dosage volumétrique A. NaOH après 8 jours d'incubation B. Après l'ajout la solution BaCl ₂ C. Après l'ajout l'indicateur coloré (phénolphthaléine). (original).....	51
Figure N°28 : préparation de l'échantillon A. Échantillon de sédiment brut B. Séchage de l'échantillon à l'étuve C. Broyage de l'échantillon dans un mortier en porcelaine D. Échantillon séché et finement broyé E. Pesée de 50 g d'échantillon (original).....	52
Figure N° 29 : Agitation thermique du sédiment à 60 °C en présence de peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂) (original).	52
Figure N°30 : les étapes finales de l'extraction des microplastiques A. Séparation densimétrique par ajout d'une solution saturée de NaCl B. Système de filtration sous vide pour la récupération des microplastiques C. Filtres déposés en boîtes de Petri pour séchage à l'air libre (original).....	53

Liste des tableaux

Tableau N° 01 : classification des plastiques par dimension dans l'environnement (Fendall et Sewell, 2009 ; Ryan et al., 2009 ; Hale et al., 2020)	8
Tableau 02 N° : Quotient pluviothermique d'Emberger (station d'Aïn Bouchekif (Tiare), 2026).....	31
Tableau N° 03 : qualité physico-chimique du barrage Bougara (2015-2019).....	35
Tableau N° 04 : Liste du matériel et des réactifs utilisés par chaque étape expérimentale.....	39
Tableau N° 05 : Composition de gélose nutritive	44
Tableau N°07 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°01 (p.p)	57
Tableau N°08 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°02 (p.p)	58
Tableau N°09: Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°03 (p.p).	59
Tableau N°10: Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°04 (p.p).	60
Tableau N°11: Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°05 (p.p).	61
Tableau N°12: Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°06 (p.p).	62
Tableau N°13: Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°07 (p.p).	63
Tableau N°14: résultats microscopiques (grossissement $\times 40$),.....	64

Liste d'abréviation

XIXe siècle : 19 e siècle Mm : millimètre µm : micromètre PE : Polyéthylène PEhd : Polyéthylène haute densité PVC : polychlorure de vinyle PET : Polyéthylène téréphtalate PP : Polypropylène PS : Polystyrène PA : Polyamide RS : Résidus secs DSAT : La Direction des Services Agricoles Tissemsilte OECD: Organisation for Economic Co-operation and Development UNEP: United Nations Environment Programme EA: Earth Action UNCTAD: United Nations Conference on Trade and Development. EDX ou EDS : Spectrométrie/Microanalyse X à dispersion d'énergie polyurethane PNUE : Programme des Nations Unies pour l'Environnement	UNCTAD: UN Trade and Development UNEP : UN Environment Programme AND : Acide désoxyribonucléique OH : radical hydroxyle UV : Les rayons ultraviolets PLA : Acide polylactique « T » : températures moyennes °C : degrés Celsius ANDI : agence nationale de développement des industries ANRH : l'Agence Nationale des Ressources Hydrauliques ARN : ribosome FTIR : spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier ACV : L'Analyse du Cycle de Vie ISO : Organisation internationale de normalisation AND : Agence Nationale des Déchets. ANBT : Agence Nationale des Barrages et Transferts	ATP : L'Adénosine triphosphate CE : Conductivité électrique CH₄ : le méthane CO₂ : dioxyde de carbone DBO5 : Demande Biochimique en Oxygène sur 5 jours DCO : Demande Chimique en Oxygène DSA : La Direction des Services Agricoles H₂S : le sulfure d'hydrogène PCR : Polymerase Chain Reaction MEB ou SEM : Microscopie Électronique à Balayage MET : Microscopie Électronique à Transmission MO : Matière organique NH₄⁺: Ammonium NO₂⁻ : Nitrites NO₃⁻ : Nitrates O₂ : Oxygène Dissous PH : le potentiel hydrogène PO₄³⁻ : Phosphates
---	---	---

Remerciements.....	I
Résumé.....	II
Liste des figures	III
Liste des tableaux	IV
Liste d'abréviations	V

Sommaire :

Introduction	1
--------------------	---

Partie I : Partie bibliographique

Chapitre I : Généralité sur le plastique

1. Définition de plastique.....	7
1.1 Définition et nature des plastiques.....	7
1.1.1 Définition des monomères	7
1.1.2 Définition des polymères	7
2. Classification des plastiques par diamètre	8
3. La typologie de famille du plastique.....	9
3.1 Les Thermoplastiques	9
3.2 Les thermodurcissables.....	9
3.3 Élastomères ou «Caoutchouc»:.....	10
4. Répartition de la pollution plastique à l'échelle mondiale	10
4.1 État des lieux mondial de la pollution plastique (2024-2026)	10
4.2 État des lieux et spécificités en Algérie	10
5. Impacts de la pollution plastique	11
5.1 Effets sur l'environnement.....	11
5.2 Effets sur la faune et la flore	11
5.3 Effets sur les microorganismes et la biodiversité microbienne	11
5.4 Effets sur la santé humaine	12
5.5 Bioaccumulation et transfert des polluants plastiques	12
6. Dégradation de plastique	12
6.1 Photodégradation (photolyse)	13
6.2 Dégradation thermo-oxydative	14

6.3 Biodégradation (la dégradation par les micro-organismes)	14
6.4 Dégradation par hydrolyse	15

Chapitre II : Microbiologie du sédiment

1. Définition des sédiments	18
2. Caractéristiques physico-chimiques des sédiments	18
2.1 Composition des sédiments	18
2.2 Structure des sédiments	18
2.3 Paramètres physico-chimiques influençant les microorganismes	19
2.3.1 Le potentiel hydrogène (pH)	19
2.3.2 La Température	19
2.3.3 L'oxygène dissous	19
2.3.4 La matière organique	20
2.3.5 Gradients rédox dans les sédiments	20
3. Diversité des microorganismes dans les sédiments	21
3.1 Bactéries	21
3.2 Archées	21
3.3 Champignons	21
3.4 Microalgues et cyanobactéries	21
3.5 Protozoaires et autres microorganismes	22
4. La plastisphère	22

Partie II : Partie expérimentale

Chapitre I : Présentation de la zone d'étude

1. Description de la wilaya de Tissemsilt	27
2. Cadre géographique de la wilaya de Tissemsilt	27
3. Paramètres édaphiques	28
4. Étude bioclimatique	28
4.1 Les températures moyennes mensuelles ou trimestrielles « T »	28
4.2 Les précipitations	29
4.3 Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN	31
5. Identification zone d'étude barrage du colonel Bougara	32
6. Fiche technique du barrage :	34
7. Caractérisations physico-chimiques de l'eau du barrage	34

8. Origine de la pollution par plastique dans barrage de Bougara (wilaya de Tissemsilt)	36
8.1 Origines anthropiques de la pollution plastique	36
8.1.1 Rejets domestiques non contrôlés	36
8.1.2 Rejets d'eaux usées non traitées.....	36
8.1.3 Activités agricoles périphériques	37

Chapitre II : Matériels et méthodes

1. Matériels et Solutions Expérimentales	39
2. Travail ex situ (dans le terrain)	40
2.1 Choix des sites de prélèvement et localisation des échantillons.....	40
2.1.1. Sédiments du milieu lacustre (Barrage)	41
2.1.2 Sols agricoles périphériques.....	42
2.1.3 Point de référence environnemental (Témoin).....	42
2.2.Échantillonnage, transport et préparation des sédiments.....	42
2.2.1 Échantillonnage.....	42
2.2.2 Transport des échantillons.....	44
3. Travail in situ (au laboratoire)	44
3.1 dénombrement bactérien.....	44
3.1.1 Préparation de milieu de culture.....	44
3.1.2 Préparation	45
3.1.3 Analyse microbiologique du sédiment.....	45
3.1.3.1. Préparation de la suspension mère et dilutions.....	46
3.1.3.2. D'ensemencement dans la masse	47
3.1.3.3. Réparation du milieu	47
3.1.3.4. Zone de travail.....	47
3.1.3.5. Distribution de l'échantillon.....	48
3.1.3.6. Ajout de la gélose nutritive.....	48
3.1.3.7 Homogénéisation.....	47
3.1.3.8 Solidification et Incubation	48
3.2 Activité respiratoire	48
3.2.1 Mesure de l'activité respiratoire sédimentaire.....	48
3.2.2 L'échantillon témoin	49
3.2.3 Titration et dosage volumétrique du dioxyde de carbone (CO ₂)	50
4. Observation microscopique de microplastique (MPS).....	51

4.1 Séchage et tamisage du sédiment.....	51
4.2 Destruction de la matière organique	52
4.3 Libération des microplastiques	53
4.4 Filtration et séchage des filtres	53

Chapitre III : Résultat et discussion

1. Dénombrement bactérien.....	56
1.1 La formule de dénombrement des colonies bactériennes	56
2. <i>Activité respiratoire</i>	56
2.2 Calcul de la quantité cumulée de CO ₂ (C-CO ₂).....	56
3. Résultat et discussion de chaque échantillon.....	57
3.1. 1 ^{er} échantillon (À l'aval du barrage)	57
3.2. 2 ^{ème} échantillon (milieu du barrage)	58
3.3. 3 ^{ème} échantillon (Entrée du barrage)	59
3.4. 4 ^{ème} échantillon (Sédiments sans plastique)	60
3.5. 5 ^{ème} échantillon (Terres agricoles)	61
3.6. 6 ^{ème} échantillon (Terres agricoles irriguées)	62
3.7. 7 ^{ème} échantillon (Témoin de sédiment d'un lac forestier)	63
4. <i>Les résultats d'observation microscopique</i>	64
5. <i>Discussion et Interprétation des résultats</i>	66
<i>Conclusion</i>	70
<i>Référence</i>	73

Introduction

Introduction

La pollution plastique constitue aujourd'hui l'un des défis environnementaux majeurs à l'échelle mondiale. En 2025, la production annuelle de plastique dépasse 450 millions de tonnes, dont près d'un tiers est mal géré et finit dans les écosystèmes terrestres et aquatiques. Depuis les années 1950, environ 8,3 milliards de tonnes de plastique ont été produites, dont 79 % sont accumulées dans les décharges ou dans l'environnement, révélant les limites des systèmes actuels de gestion des déchets **(OCDE, 2024 ; PNUE, 2024 ; EA, 2025)**.

La situation s'aggrave continuellement, comme l'illustre le concept de « Plastic Overshoot Day », fixé au 5 septembre 2025, date à partir de laquelle la capacité mondiale de traitement des déchets plastiques est dépassée. Cette surcharge représente environ 225 millions de tonnes de déchets plastiques excédentaires par an, soit près de 28 kg par habitant **(EA, 2025)**. Sans mesures correctives, la pollution plastique annuelle pourrait atteindre 280 millions de tonnes d'ici 2040 **(EA, 2025)**.

La répartition de cette pollution est inégale : douze pays concentrent à eux seuls 60 % des déchets plastiques mal gérés dans le monde **(EA, 2025)**. Toutefois, la contamination est devenue globale, puisque près de 80 % des plastiques présents dans les océans proviennent de sources terrestres transportées par les cours d'eau, les systèmes de drainage et les dépôts atmosphériques **(Geneva Environment Network, 2025)**. Les audits environnementaux montrent également qu'un nombre limité d'entreprises contribue significativement à cette pollution, notamment Coca-Cola, PepsiCo, Nestlé, Danone et Altria-Philip Morris **(CIRCULARISE, 2025)**.

Outre les déchets visibles, les microplastiques primaires issus de l'usure des pneus, des fibres textiles synthétiques, des granulés industriels et des peintures représentent une source croissante de contamination environnementale **(Picvisa, 2025)**. En Algérie, bien que la production de déchets plastiques par habitant reste relativement modérée, les infrastructures de gestion demeurent insuffisantes pour assurer un contrôle efficace des rejets **(EA, 2025)**.

Dans ce contexte, le barrage de Bougarra (wilaya de Tissemsilt) constitue un milieu particulièrement sensible. Les activités agricoles, domestiques et industrielles du bassin

Introduction

Les versants favorisent l'accumulation progressive des déchets plastiques dans les sédiments, lesquels agissent comme des réservoirs de contaminants à long terme.

Les plastiques exercent plusieurs effets sur les écosystèmes aquatiques. Les macroplastiques modifient les propriétés physiques des sédiments, tandis que les additifs chimiques libérés (phtalates, bisphénol A, retardateurs de flamme, etc.) peuvent présenter une toxicité directe pour les organismes benthiques. De plus, les plastiques adsorbent des polluants organiques persistants et des métaux lourds, facilitant leur transfert dans les chaînes trophiques. Sous l'effet du rayonnement UV, de l'abrasion mécanique et de l'activité biologique, ils se fragmentent en microplastiques (< 5 mm) puis en nanoplastiques (< 1 μm), dont les mécanismes d'action cellulaires restent encore imparfaitement connus (**Borrelle et al., 2020 ; MacLeod et al., 2021**).

Les communautés microbiennes sédimentaires (bactéries, archées, champignons, protozoaires et microalgues) jouent un rôle fondamental dans les cycles biogéochimiques. L'exposition aux plastiques peut perturber leur activité enzymatique, modifier leur diversité taxonomique et fonctionnelle, favoriser l'apparition de populations résistantes et conduire au développement de biofilms spécifiques appelés « plastisphère », pouvant contribuer à la dissémination de gènes de résistance aux antibiotiques (**Zettler et al., 2013 ; Amaral-Zettler et al., 2020 ; Rillig et Lehmann, 2020**).

L'étude de cette contamination repose sur diverses méthodes analytiques. Les techniques FTIR, Raman, la microscopie électronique à balayage (MEB), la microanalyse X et la pyrolyse couplée à la chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse (Py-GC/MS) permettent l'identification et la quantification des polymères dans les sédiments (**Wright & Kelly, 2017 ; Rochman et al., 2019**). Sur le plan biologique, l'évaluation repose sur les biomarqueurs enzymatiques, les tests de toxicité et l'analyse de la diversité microbienne.

Les avancées récentes, notamment le projet GLAM (2024), l'intégration des impacts du plastique dans USEtox 2 et l'actualisation de la méthode IMPACT World+, renforcent les outils d'évaluation environnementale. Par ailleurs, l'Analyse du Cycle de Vie (ACV), encadrée par les normes ISO 14040 et ISO 14044, demeure une approche essentielle pour évaluer les impacts environnementaux des plastiques tout au long de leur cycle de vie.

Introduction

Malgré l'augmentation des recherches internationales, les connaissances sur les effets des plastiques dans les sédiments des barrages méditerranéens, et particulièrement algériens, restent limitées. Le barrage de Bougarra représente ainsi un site d'étude pertinent pour caractériser la contamination plastique, évaluer ses effets sur les communautés microbiennes benthiques et développer des indicateurs de bioévaluation adaptés aux écosystèmes aquatiques d'Algérie et d'Afrique du Nord.

Ce mémoire est articulé autour d'une introduction générale, suivie de deux grandes parties distinctes combinant une approche théorique et une démarche expérimentale, pour s'achever par une conclusion générale et des perspectives de recherche.

La première partie, consacrée à la synthèse bibliographique, est subdivisée en deux chapitres fondamentaux. Le premier chapitre dresse un état de l'art exhaustif de la pollution par les matières plastiques, abordant leurs origines globales et locales, leurs dynamiques de fragmentation, ainsi que la crise environnementale majeure qu'elles engendrent. Le deuxième chapitre approfondit la pollution spécifique du compartiment sédimentaire en milieu aquatique, en mettant l'accent sur les mécanismes d'accumulation des microplastiques au sein de la zone benthique et sur leurs impacts écotoxicologiques directs sur la structure et les fonctions des communautés microbiennes locales.

La seconde partie est dédiée à la démarche expérimentale et s'organise en trois chapitres méthodologiques et analytiques :

- **Le Chapitre I** est consacré à la présentation de la zone d'étude, en explicitant les caractéristiques géographiques, hydrologiques et socio-économiques du bassin versant du barrage de Colonel Bougara (wilaya de Tissemsilt), ainsi qu'à la justification stratégique du choix des stations d'échantillonnage.
- **Le Chapitre II** décrit en détail le matériel utilisé et les protocoles méthodologiques mis en œuvre, englobant les techniques de prélèvement, les étapes d'extraction densimétrique et de digestion de la matrice sédimentaire, l'identification spectroscopique des polymères, ainsi que les outils moléculaires et enzymatiques dédiés à l'analyse du microbiome benthique.

Introduction

- **Le Chapitre III** est dédié à la présentation rigoureuse, à l'analyse et à la discussion des résultats obtenus, confrontant les données de quantification des microplastiques aux réponses structurelles et fonctionnelles des micro-organismes du sédiment.

Enfin, ce manuscrit se clôt par une conclusion générale qui synthétise les principaux apports de cette étude, tout en ouvrant des perspectives et des recommandations techniques pour la gestion et la préservation de cet hydrosystème stratégique.

Partie I

Partie bibliographique

Chapitre I :
Généralité sur le
plastique

1. Définition de plastique

1.1 Définition et nature des plastiques

Le plastique n'est pas une substance unique, mais une vaste famille de polymères synthétiques. Fondamentalement, il s'agit de macromolécules constituées de longues chaînes d'unités répétitives (monomères), principalement dérivées du carbone. Sa caractéristique distinctive réside dans sa plasticité, c'est-à-dire sa capacité à être déformée et moulée sous l'effet de la chaleur et de la pression pour conserver une forme finale rigide ou flexible **(Geyer. 2020)**.

1.2 Définition des monomères

Un monomère désigne une entité moléculaire de faible masse, présentant une réactivité élevée, qui peut s'assembler par des réactions de polymérisation pour donner naissance à des structures macromoléculaires appelées polymères. Il représente ainsi la brique de base des matériaux polymères **(Geyer. 2020)**.

Ces composés sont majoritairement formés de carbone et d'hydrogène, bien que d'autres éléments, tels que l'oxygène et l'azote, puissent être intégrés en quantités variables.

1.3 Définition des polymères

Une molécule composée de monomères liés entre eux par des liaisons covalentes. La connexion entre deux atomes résulte du partage de deux électrons, chacun provenant d'un atome différent, illustré dans la figure N°01 **(Fosu. 2023)**.

Les propriétés d'un polymère sont principalement déterminées par le ou les monomères utilisés pour sa fabrication. Un monomère peut donner lieu à deux polymères présentant des propriétés mécaniques distinctes. **(Ahlam BENAROUS, 2019)**

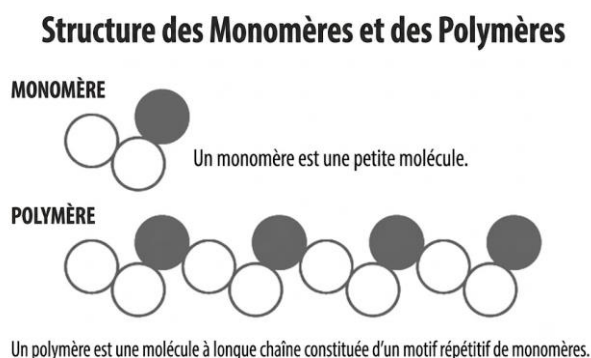


Figure N° 01 : schéma de structure de monomère et polymère (www.celadon.com)

2. Classification des plastiques par diamètre

Tableau N° 01 : classification des plastiques par dimension dans l'environnement

Catégorie	Dimension	Origine / Types	Impacts/Caractéristiques
Macroplastiques	> 25mm	Débris visibles à l'œil nu (bouteilles, filets de pêche, emballages).	Impact principalement mécanique (enchevêtrement, asphyxie de la mégafaune).
Mésoplastiques	5 mm- 25 mm	Fragmentation d'objets de grande taille ou déversements industriels	Étape intermédiaire de dégradation.
Microplastiques	1µm- 5mm	Produit de la fragmentation des macro-polluants sous l'influence de divers facteurs	La catégorie la plus documentée scientifiquement.
Microplastiques — Primaires	Inclus dans les microplastiques	Granulés/billes industrielles, microbilles de cosmétiques	Rejetés directement à cette taille dans l'environnement.
Microplastiques — Secondaires	Inclus dans les microplastiques	Issus de la décomposition physique ou	Particules de moins de 5 mm après dégradation.

		chimique de déchets plastiques plus grands.	
Nanoplastiques	< 1µm	Seuil technologique actuel de détection.	Traversent les barrières biologiques (membranes, barrière hémato-encéphalique). Enjeu majeur de recherche.

(Fendall et Sewell, 2009 ; Ryan et al., 2009 ; Hale et al., 2020)

3. La typologie de famille du plastique

Les plastiques sont des matériaux qui se déforment : ils peuvent être moulés ou formés facilement, généralement par chauffage et sous pression. Leur capacité à se façonner facilement, leur solidité face aux impacts, aux changements de température, à l'humidité, aux produits de nettoyage... font qu'ils sont bénéfiques dans divers secteurs : le packaging, la construction, l'automobile, l'électricité et plus encore (**Kader Bomboh, B. A. 2020**).

On distingue une multitude de plastiques aux caractéristiques variées, que l'on répartit en trois principales catégories :

3.1 Les Thermoplastiques

Il s'agit de polymères dérivés de petites molécules carbonées qui, lorsqu'elles sont exposées à la chaleur, deviennent liquides et regagnent leur rigidité à température ambiante. Cette catégorie constitue 75% des polluants plastiques. (**ADDOU, 2009**)

Principaux thermoplastiques : Polyéthylène (PE), Polyéthylène haute densité (PEhd), Polychlorure de vinyle (PVC), Polyéthylène téréphtalate (PET), Polypropylène (PP), Polystyrène (PS), Polyamide (PA).

3.2 Les thermodurcissables

Les plastiques thermodurcissables sont des matériaux qui se durcissent de manière permanente lorsqu'ils sont exposés à la chaleur. Une fois qu'ils ont pris leur forme, ils restent statiques, même si la température augmente. C'est justement pour cette raison qu'on les emploie lorsqu'on a besoin d'une résistance exceptionnelle à la chaleur. Ce processus est définitif, il est impossible de les retravailler par refonte. Ils ne peuvent pas être recyclés. (**Kader Bomboh, B. A. 2020**). Exemples : polyuréthane (PUR), silicone, polyesters insaturés (UP) pour les coques de bateaux.

3.3 Élastomères ou « Caoutchouc » :

Un élastomère est un polymère présentant des propriétés élastiques, généralement désigné sous le nom de caoutchouc, qui peut se déformer considérablement et retrouver sa forme d'origine. Ces substances amorphes et polymères sont extrêmement flexibles ; elles résistent bien aux chocs et aux vibrations. Elles sont employées dans de multiples applications industrielles telles que les pneumatiques, les joints et les conduites. **(Kader Bomboh, B A 2020)**

4. Répartition de la pollution plastique à l'échelle mondiale

4.1 État des lieux mondial de la pollution plastique (2024-2026)

Le volume de plastique mal géré à l'échelle mondiale demeure le principal moteur de la pollution environnementale. En 2025, la production annuelle a franchi le seuil de 436 millions de tonnes, avec un taux de recyclage effectif restant inférieur à 10 % **(PolyNext, 2025)**.

Les pays à revenu élevé exportent environ 4,4 millions de tonnes de déchets plastiques par an vers les pays en développement. Ces flux surchargent les systèmes locaux, entraînant des rejets massifs dans les milieux aquatiques **(UNCTAD, 2025)**. Environ 11 millions de tonnes de polymères finissent dans les océans chaque année. Si la tendance actuelle persiste, la masse de plastique dans les milieux marins pourrait doubler d'ici 2040 **(UNEP, 2025)**.

4.2 État des lieux et spécificités en Algérie

Le pays est le troisième plus grand importateur de matières premières plastiques en Afrique et au Moyen-Orient, avec une croissance annuelle des importations de 7,8 % entre 2007 et 2024 **(EUROMAP, Plast Alger, 2026)**.

La production nationale de déchets ménagers s'élève à environ 13,5 millions de tonnes par an, avec une projection de 20 millions d'ici 2035 **(Bouchama, L., & Drias, A. (2024)**. le plastique constitue une part prépondérante de ce gisement, notamment via les emballages à usage unique.

Face à un taux de recyclage national estimé à 10 %, le gouvernement a promulgué la loi n° 25-02 en février 2025. Ce cadre législatif vise à valoriser les déchets plastiques,

représentant un gisement économique potentiel de 92 milliards de dinars par an (**Algeria Invest, 2024 ; EcoMENA, 2026**).

5. Impacts de la pollution plastique

5.1 Effets sur l'environnement

Le plastique, devenu indispensable dans la vie quotidienne grâce à sa facilité de production et à son faible coût, subit une lente décomposition qui engendre une pollution persistante et complexe qui affecte toute la biosphère. Dans les milieux aquatiques, l'accumulation de déchets ménagers et de filets de pêche abandonnés libère des toxines qui contaminent l'eau et menacent la biodiversité marine ainsi que l'économie humaine. Cette toxicité affecte aussi les écosystèmes terrestres, où la pénétration des polluants dans le sol et les eaux souterraines menace les réserves en eau potable, alors que la combustion de ces déchets dégrade l'air en libérant des éléments nocifs (**Kumar, P. (2018)**).

5.2 Effets sur la faune et la flore

La faune et la flore subissent directement les effets de cette pollution. De nombreux animaux marins et terrestres ingèrent des fragments de plastique qu'ils confondent avec de la nourriture. Cela peut provoquer des intoxications, des blessures internes ou même la mort.

Les plantes et les organismes aquatiques sont également touchés par la contamination chimique de l'eau et du sol, ce qui perturbe leur croissance et leur développement (**Kumar, (2018)**).

5.3 Effets sur les microorganismes et la biodiversité microbienne

L'introduction massive de plastiques dans les écosystèmes aquatiques a engendré l'émergence de la « plastisphère », un nouvel habitat sélectif qui modifie profondément la structure et la fonctionnalité des communautés microbiennes. Ce substrat artificiel altère la biodiversité en favorisant des biofilms spécifiques au détriment des populations indigènes, perturbant ainsi des processus biogéochimiques essentiels tels que les cycles de l'azote (nitrification et dénitrification). Bien que certains microorganismes développent des capacités enzymatiques pour dégrader partiellement les polymères, la lenteur de ce processus biologique reste dérisoire face à l'ampleur de la contamination mondiale, faisant

du plastique un agent de transformation écologique durable et préoccupant pour l'équilibre des microbiotes. **(Laffet, L. (2023))**.

5.4 Effets sur la santé humaine

La présence ubiquitaire de microplastiques et de nanoplastiques dans l'alimentation et les eaux expose les humains à une contamination chronique aux impacts biologiques préoccupants. Du fait de leur dimension microscopique, ces particules traversent les principales barrières physiologiques – placentaire, hémato-encéphalique et cellulaire – pour se répandre dans les organes essentiels, induisant des processus toxiques tels que le stress oxydatif, l'inflammation généralisée et des déformations à la structure de l'ADN.

Outre leur effet physique, les particules libèrent des additifs chimiques nocifs (bisphénols, phtalates) qui agissent comme de puissants perturbateurs endocriniens et métaboliques. Cela augmente considérablement les risques de maladies graves, allant des affections cardiovasculaires et des cancers aux troubles du développement neurologique et de la fertilité. **(Manal, 2023)**.

5.5 Bioaccumulation et transfert des polluants plastiques

La fragmentation du plastique en microparticules invisibles induit un processus de bioaccumulation critique dès les premiers maillons de la chaîne alimentaire, notamment chez le plancton. Par le mécanisme de biomagnification, ces substances toxiques se concentrent de manière exponentielle à mesure qu'elles gravissent les niveaux trophiques, atteignant finalement les prédateurs supérieurs et l'être humain. Cette contamination systémique ne se limite pas à un danger sanitaire direct ; elle déstabilise l'équilibre global des réseaux trophiques, menaçant la biodiversité et compromettant durablement la sécurité alimentaire et économique à l'échelle mondiale **(Kumar, 2018)**.

6. Dégradation de plastique

Lorsqu'ils pénètrent dans les milieux aquatiques, les plastiques ne disparaissent pas, mais entament un processus lent de transformation physique et chimique. Contrairement à des matériaux biodégradables naturels, ces polymères synthétiques persistent longtemps, tout en subissant une fragmentation progressive sous l'effet des conditions environnementales

Habituellement, les plastiques ne se décomposent pas d'eux-mêmes lorsqu'ils sont libérés dans la nature, car l'une des raisons majeures de leur popularité et de leur utilisation

extensive réside dans la remarquable stabilité et longévité de nombreux polymères. (Bonhomme, et al., 2003).

Il existe quatre mécanismes par lesquels les plastiques se dégradent dans l'environnement: Photodégradation ; Dégradation thermo-oxydative ; Biodégradation (par les micro-organismes) ; Dégradation par hydrolyse (Andrady, 2011).

6.1 Photodégradation (photolyse)

Sous l'effet des photons du soleil, une molécule subit une dégradation. La photolyse provoque un passage de l'état fondamental à un état excité, entraînant la rupture de chaînes polymériques et diverses réactions chimiques. Cette dégradation rend les matériaux poreux et instables, conduisant à la formation de radicaux libres tels que OH. Par exemple, dans le cas du polypropylène exposé aux rayons UV, des groupes hydroperoxyde peuvent se former sur les carbones tertiaires. Ces regroupements peuvent par la suite se transformer en cétones. (Shim et Thomposon, 2015).

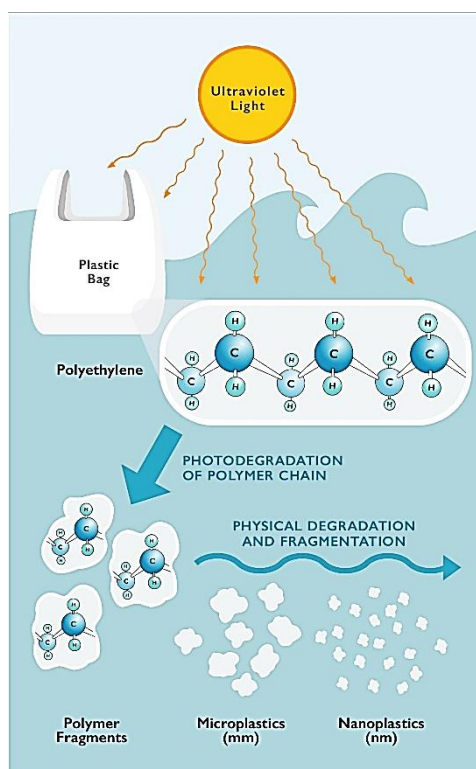


Figure N° 02 : Dégradation d'un sac plastique par photodégradation, dégradation physique et fragmentation. (www. tossey.com)

6.2 Dégradation thermo-oxydative

L'énergie d'activation nécessaire pour débiter l'intégration des atomes d'oxygène dans le polymère est fournie par la lumière ultraviolette du soleil (**Hassouna, et al., 2011**). Cela rend le plastique vulnérable et le pousse à se décomposer en particules plus petites, jusqu'à ce que les chaînes polymères atteignent un poids moléculaire suffisamment faible pour être assimilées par les micro-organismes (**Andrady, 2011**).

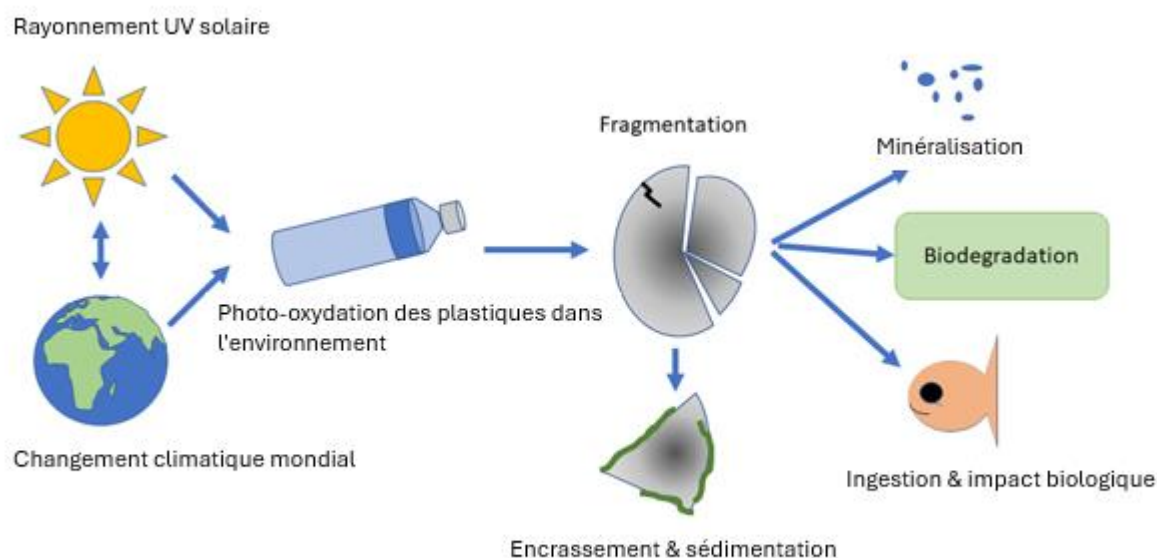


Figure N° 03 : Oxydation et fragmentation des plastiques (Andrady, 2011**).**

6.3 Biodégradation (la dégradation par les micro-organismes)

Dans l'eau, les plastiques deviennent rapidement des supports pour les micro-organismes (bactéries, algues, champignons), formant ce que l'on appelle parfois une « plastisphère ». Ces communautés biologiques peuvent partiellement dégrader certains polymères. (**Halle et Perez, 2018**). Ces derniers convertissent le carbone des chaînes de polymère en dioxyde de carbone ou l'incorporent dans des biomolécules (**Andrady, 2011**).

Cette biodégradation reste limitée : la plupart des plastiques conventionnels sont très résistants, et leur transformation biologique est lente et souvent incomplète

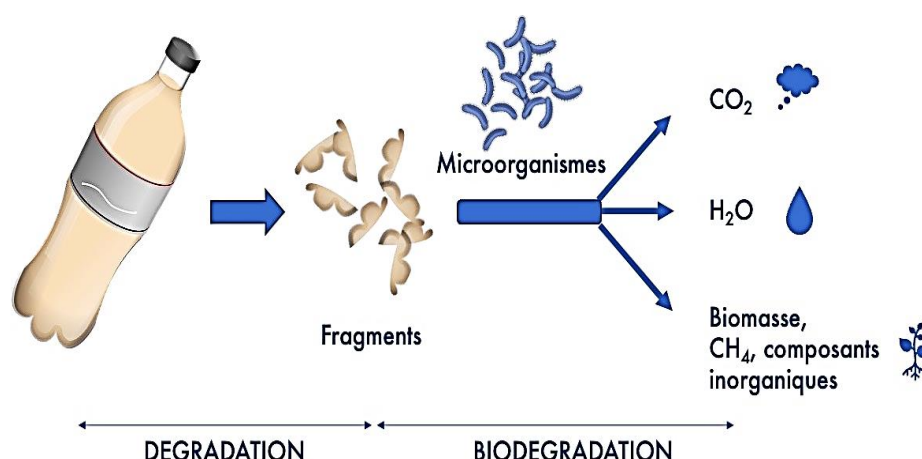


Figure N° 04: Cas idéal de la biodégradation complète de matières plastiques biodégradables. (www.chem4us.be)

6.4 Dégradation par hydrolyse

L'hydrolyse désigne une réaction chimique où les liaisons du polymère sont brisées par l'intervention de l'eau. Ce processus est particulièrement essentiel pour les plastiques qui possèdent des groupes fonctionnels hydrolysables, en particulier les polyesters (par exemple : PET, PLA).

Au cours de ce processus, les molécules d'eau s'attaquent aux liaisons esters présentes dans la chaîne polymérique, provoquant une diminution graduelle de la masse moléculaire. Cette fragmentation permet par la suite l'action des micro-organismes, rendant l'hydrolyse une phase essentielle dans la décomposition totale des plastiques biodégradables ou semi-biodégradables (Lors et al., 2022).

L'efficacité de l'hydrolyse est fortement influencée par les conditions physico-chimiques du milieu. L'augmentation de la température, un pH extrême ou l'introduction de catalyseurs (acides, bases ou enzymes) accélère fortement le processus. En revanche, les plastiques hydrophobes tels que le polyéthylène ou le polystyrène démontrent une résistance importante à l'hydrolyse due à l'absence de groupes fonctionnels qui réagissent. (Jadaun et al., 2022)

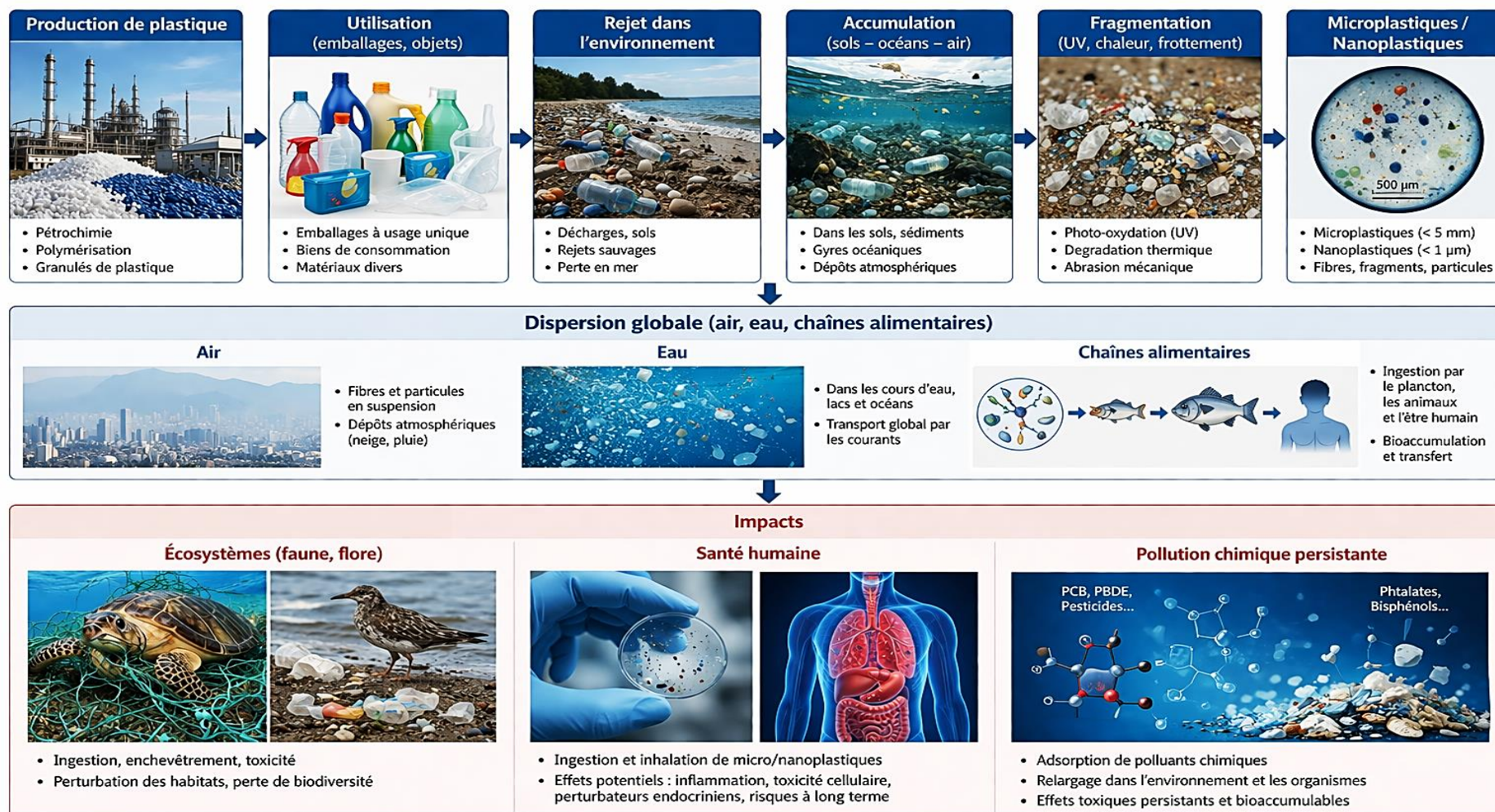


Figure N°05 : schéma devenir de plastique dans l'environnement (Original)

Chapitre II :
Microbiologie du
sédiment

1. Définition des sédiments

Les sédiments se définissent comme un ensemble de particules solides, d'origine minérale ou organique, qui s'accumulent progressivement par gravitation au sein des milieux aquatiques et terrestres (**Burton et al., 2002**). Au-delà de leur simple dépôt, ils occupent une fonction écologique majeure en agissant comme des réservoirs dynamiques capables de stocker et de transporter divers contaminants (**Zeng et al., 2025 ; Zhao et al., 2022**).

Les microorganismes présents dans les sédiments sont de très bons indicateurs de la qualité écologique. La diversité, l'organisation et les processus métaboliques de ces organismes réagissent rapidement aux modifications environnementales, comme les changements de température, l'apport en nutriments ou la pollution. Cela les positionne comme des instruments essentiels pour l'évaluation écologique et la supervision des écosystèmes. (**Ji et al., 2024 ; Chen et al., 2025**)

2. Caractéristiques physico-chimiques des sédiments

2.1 Composition des sédiments

Les sédiments sont constitués surtout de particules minérales (silice comme le quartz et les argiles, carbonates, oxydes métalliques) combinées à une fraction organique. Bien que présentes en faible quantité, les matières organiques (résidus biologiques dissous ou particulaires modifiés par les microbes) jouent un rôle clé dans les processus biogéochimiques (**Duhamel, 2025**). À cette trame naturelle, s'ajoutent des apports anthropiques (microplastiques, résidus industriels et agricoles) qui modifient la nature du sédiment en introduisant de nouvelles surfaces réactives et en altérant les interactions physico-chimiques et biologiques du milieu (**Zhang et al., 2024**).

2.2 Structure des sédiments

La structure des sédiments, quant à elle, correspond à l'organisation spatiale des particules et des pores au sein de la matrice. Elle dépend fortement de la granulométrie et des conditions de dépôt. Les sédiments fins présentent généralement une structure compacte, caractérisée par une faible perméabilité et une forte capacité de rétention, tandis

que les sédiments grossiers possèdent une structure plus lâche, facilitant la circulation des fluides et des gaz (**Ji et al., 2024**).

Par ailleurs, la structure des sédiments est étroitement liée à l'activité biologique. Les microorganismes et la faune benthique participent à la bioturbation, c'est-à-dire au remaniement des particules, modifiant ainsi la porosité, la stabilité et la distribution des constituants. Ces interactions entre structure physique et activité biologique confèrent aux sédiments un caractère évolutif et dynamique (**Pan,X et al., 2024**)

2.3 Paramètres physico-chimiques influençant les microorganismes

2.3.1 Le potentiel hydrogène (pH)

Le pH joue un rôle essentiel dans la stabilité des macromolécules biologiques, notamment les protéines et les acides nucléiques. Chaque groupe de microbes a un niveau de pH idéal pour sa prolifération. Des pH extrêmes peuvent dénaturer les enzymes membranaires et altérer la solubilité des nutriments ou la toxicité des métaux lourds dans l'environnement.

On identifie trois types : les acidophiles (pH < 5), les neutrophiles (pH entre 6 et 8) et les alcalinophiles (pH > 9). La majorité des bactéries participant à la décomposition de la matière organique se développent mieux dans des conditions proches de la neutralité (**Rousk, et al (2005)**).

2.3.2 La Température

Dans les sédiments ou les eaux immobiles, les fluctuations saisonnières de température déterminent l'évolution des communautés microbiennes, psychrophiles (froid), mésophiles (température modérée) et thermophiles (température élevée). (**Ratkowsky,et al. (1983)**)

2.3.3 L'oxygène dissous

L'oxygène dissous oriente la nature des métabolismes microbiens et contrôle ainsi la répartition des organismes aérobies, anaérobies stricts, anaérobies facultatifs et microaérophiles (**Breitburg et al., 2018**). Dans les sédiments, sa distribution est stratifiée, avec une mince couche oxygénée en surface surmontant des couches profondes anoxiques,

permettant la coexistence de différentes communautés impliquées dans des cycles biogéochimiques clés tels que la nitrification, la dénitrification ou la sulfato-réduction **(Fenchel et King, 2026)**. Cependant, une diminution de l'oxygène due à l'eutrophisation peut rompre cet équilibre en favorisant la domination des anaérobies et ainsi altérer les fonctions écosystémiques **(Diaz et Rosenberg, 2008)**.

2.3.4 La matière organique

La matière organique (MO), qui sert de carburant aux hétérotrophes, contrôle la croissance et l'activité enzymatique microbienne **(Allison, 2012)**. Toutefois, un excès de MO sédimentaire provoque une anoxie par surconsommation d'oxygène, transformant le milieu en voies métaboliques anaérobies **(Burdige, 2007)**. Les microorganismes transforment cette MO en nutriments minéraux, directement assimilables par le réseau trophique par la voie de la minéralisation **(Azam et al., 1983)**.

2.3.5 Gradients rédox dans les sédiments

Dans les sédiments, les conditions chimiques varient fortement avec la profondeur, formant ce qu'on appelle un gradient rédox. Ce gradient est dû à la consommation progressive de l'oxygène et des autres accepteurs d'électrons lors de la dégradation de la matière organique par les microorganismes **(Havas et al., 2023)**.

À la surface, la zone est oxygène, car elle est en contact avec l'eau et riche en oxygène. En dessous, l'oxygène disparaît rapidement, laissant place à des conditions suboxiques puis anoxiques. Dans ces couches profondes, les microorganismes utilisent successivement les nitrates, le manganèse, le fer, les sulfates, puis le dioxyde de carbone (méthanogenèse) comme accepteurs d'électrons **(Froelich et al., 1979)**.

Ce gradient contrôle la production de composés comme le CO₂, le sulfure d'hydrogène (H₂S) et le méthane (CH₄), ainsi que la mobilité des métaux sensibles au rédox comme le fer et le manganèse **(Wang et al., 2023)**.

3. Diversité des microorganismes dans les sédiments

3.1 Bactéries

Dans la majorité des sédiments, les bactéries constituent le groupe prédominant en termes d'abondance et de diversité fonctionnelle. Elles décomposent la matière organique et jouent un rôle dans les cycles du carbone, de l'azote et du soufre. Les bactéries aérobies occupent les couches supérieures riches en oxygène, alors que les anaérobies (notamment les sulfato-réductrices) dominent dans les zones profondes dénuées d'oxygène (**Fenchel et King, 2026**).

3.2 Archées

Très longtemps liées aux milieux extrêmes, les archées sont omniprésentes dans les sédiments. Elles sont impliquées de façon clé dans la méthanogenèse et l'oxydation anaérobie du méthane. Ainsi, par exemple, les archées méthanogènes produisent du méthane dans les milieux riches en matière organique et influencent les flux de gaz à effet de serre (**Offre et al., 2013**).

3.3 Champignons

Moins étudiés que les bactéries, les champignons sédimentaires sont pourtant essentiels pour la diversité microbienne. Ils dégradent les composés organiques complexes (lignine, cellulose) grâce à leurs enzymes spécifiques sous diverses formes de vie (saprophytes, parasites ou symbiotiques). Ils transforment donc la matière organique récalcitrante en molécules simples, plus facilement utilisées par les autres microorganismes (**Grossart et al., 2019 ; Orsi et al., 2018**).

3.4 Microalgues et cyanobactéries

Les microalgues et les cyanobactéries sont des microorganismes photosynthétiques présents principalement dans les couches superficielles des sédiments, où la lumière est disponible. Elles jouent un rôle essentiel dans la production primaire et la fixation du carbone (**Stal, 2012**).

En particulier, les cyanobactéries peuvent fixer l'azote de l'air, ce qui enrichit les sédiments en nutriments essentiels. Ils jouent un rôle clé dans l'organisation des biofilms et

la stabilisation des particules sédimentaires. Cependant, certaines espèces peuvent générer des toxines, ce qui peut entraîner des impacts écologiques et sanitaires (**Huisman et al., 2018**).

3.5 Protozoaires et autres microorganismes

Les protozoaires constituent un groupe clé dans les réseaux trophiques microbiens des sédiments. En tant que prédateurs de bactéries et d'algues, ils régulent les populations microbiennes et participent au transfert de matière et d'énergie vers les niveaux trophiques supérieurs (**Azam et Malfatti, 2007**).

En plus des protozoaires, d'autres micro-organismes tels que les virus ont une importance considérable dans la dynamique des communautés microbiennes. Les virus affectent la diversité microbienne via des processus de lyse cellulaire et de transfert horizontal de gènes, contribuant ainsi à l'évolution et à l'ajustement des microorganismes (**Suttle, 2007**).

4. La plastisphère

Le terme a été inventé pour la première fois en 2013 par **Linda Amaral-Zettler**, une chercheuse, et son équipe.

Avant que les plastiques ne soient partout, les petits organismes marins se fixaient sur des surfaces qui se décomposaient facilement, comme le bois flotté ou les coquillages. Mais le plastique est très résistant et offre une surface idéale pour que les organismes s'y fixent.

Dès qu'un morceau de plastique arrive dans l'océan, il est recouvert en quelques heures d'un film composé de bactéries, de champignons, d'algues et de virus. Ce radeau artificiel permet à ces espèces de voyager des milliers de kilomètres. Elles peuvent ainsi traverser des zones qui leur étaient autrefois infranchissables.

La plastisphère est bien plus qu'une simple accumulation de plastique dans les océans. Elle forme un écosystème dynamique qui interagit avec son environnement. Des scientifiques ont observé que la plastisphère abrite une communauté de micro-organismes très différente de celle de l'eau de mer qui l'entoure (**Mincer et al., 2016**).

Parmi ces micro-organismes, certaines bactéries ont développé des capacités étonnantes. Elles peuvent décomposer les plastiques pour se nourrir, bien que ce processus soit très lent. Des chercheurs comme **Vaksmas, A et al. (2021)** ont étudié ce phénomène.

Les microplastiques peuvent aussi jouer un rôle de “vecteurs” pour des espèces étrangères. Cela signifie qu'ils peuvent transporter des organismes vivants d'un endroit à un autre, permettant à des espèces de coloniser de nouveaux habitats. Ce processus peut menacer la biodiversité locale, comme l'ont souligné des chercheurs comme **Reisser et al. en 2014**. La figure N°06 ci-dessus est un schéma scientifique qui détaille le processus de formation d'un biofilm sur un microplastique, ce qui donne naissance à la fameuse « plastisphère » dont nous parlions.

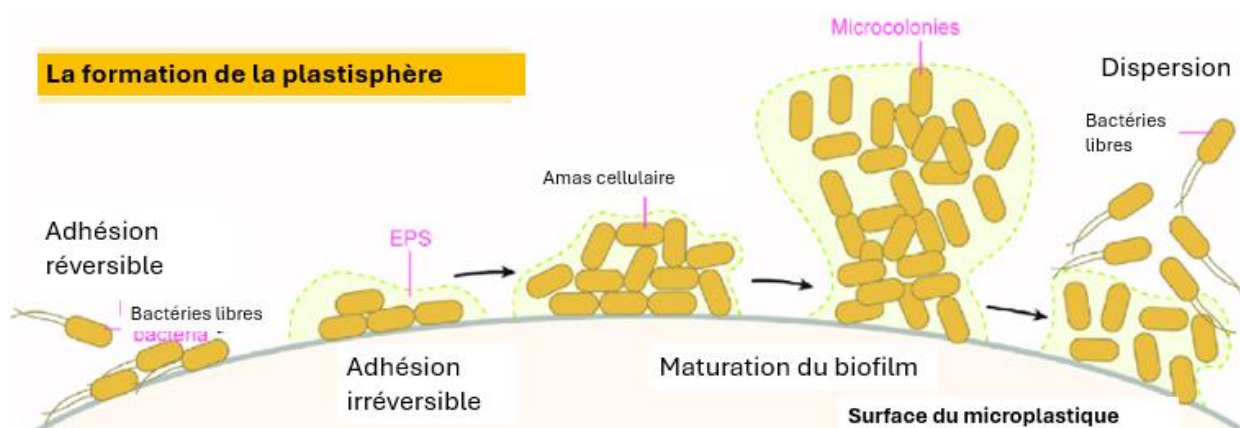


Figure N°06 : La formation de la plastisphère à la surface des microplastiques (**Shi, X. et al 2023**).

- **Étape 1 :** L'arrivée. Certains microbes qui nageaient dans l'eau vont se poser sur la surface d'un morceau de plastique. Au début, ces microbes peuvent encore se détacher facilement du plastique.
- **Étape 2 :** Le collage. Les microbes vont décider de s'installer sur le plastique. Ils vont fabriquer une sorte de colle invisible, appelée EPS, pour se fixer solidement au plastique et ne plus s'envoler avec le courant.

- **Étape 3** : La grande famille. Une fois bien installés et protégés par leur colle, les microbes vont se multiplier. Ils vont former une énorme colonie en relief sur le plastique : c'est à ce moment-là que la plastisphère est créée.
- **Étape 4** : Le voyage. Lorsque la colonie devient trop grande, certains microbes vont se détacher du plastique et s'envoler dans l'eau pour aller coloniser d'autres morceaux de plastique plus loin.

Partie II

Partie expérimentale

Chapitre I :
Présentation de la
zone d'étude

1. Description de la wilaya de Tissemsilt

La wilaya de Tissemsilt, qui découle de la subdivision territoriale nationale de 1984, se distingue principalement par la présence du massif de l'Ouarsenis qui couvre sa partie nord. Tous les éléments de l'existence des résidents sont influencés par la configuration géographique physique de la zone. Effectivement, la géologie, l'hydrologie et le climat ont une incidence sur le régime hydrique, ce qui à son tour affecte de manière significative la population, les conditions d'existence, les interactions entre individus, ainsi que les pratiques agricoles et d'élevage au sein de la wilaya. (ANDI, 2013)

2. Cadre géographique de la wilaya de Tissemsilt

Tissemsilt, qui se trouve à 170 kilomètres au sud-ouest d'Alger, constitue la frontière méridionale du Tell. Il est compris entre 1° 18'E et 2° 18'E de longitude, 35° 32'N et 36° 00'N de latitude nord. Près de 80 kilomètres de montagnes et de vallées. Séparé de la Méditerranée, cet espace s'étend sur 3173 kilomètres carrés et est délimité par six wilayas. Figure N°07 montre la limitation de la wilaya de Tissemsilt

Nord : Chlef et Aïn Defla,

Sud : Tiaret et Djelfa,

L'est : Médée

L'ouest : Rélizane.

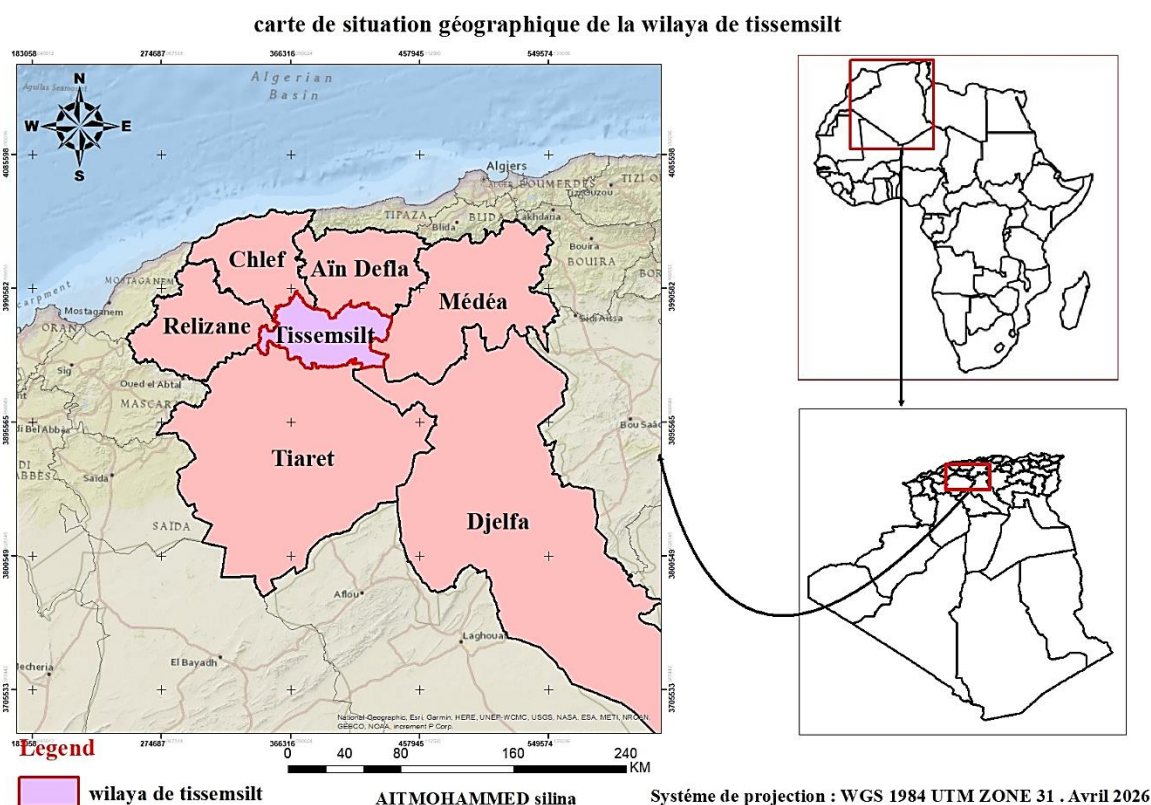


Figure N° 07 : Carte de situation de wilaya de Tissemsilt (original)

3. Paramètres édaphiques

Les terres qui entourent le barrage Bougara sont de haute qualité agricole. Elles sont plus ou moins constituées de sable et de limon fin de couleur sombre. Ces terrains, spécialisés uniquement dans la culture des céréales, présentent des rendements pouvant atteindre 25Qx/ha (DSAT,2007).

Des terrains peu productifs se trouvent au sud du barrage, identifiés par leur nature accidentée et leur aspect rocheux ou rocailleux.

4. Étude bioclimatique

4.1 Les températures moyennes mensuelles ou trimestrielles « T »

Les climatologues adoptent souvent l'usage de températures moyennes « T » pour des intervalles mensuels ou trimestriels afin d'obtenir des résultats plus précis. Les moyennes mensuelles de température indiquent que janvier est le mois le plus froid durant la période observée (avec une moyenne de 5,8 °C), tandis que les températures les plus hautes sont enregistrées en juillet (avec une moyenne de 26,7 °C). Illustré dans la figure N° 08 graphique suivante (Station d'Aïn Bouchekif Tiaret, 2026).

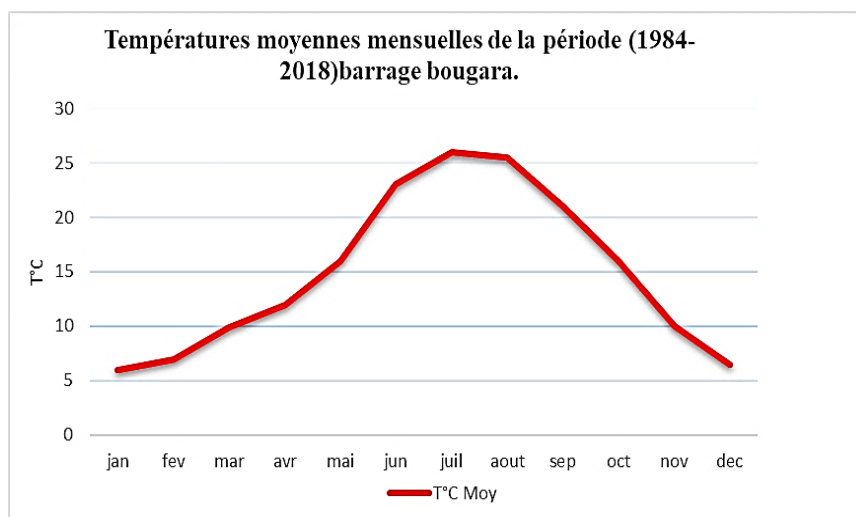


Figure N° 08 : Variation des températures moyennes mensuelles de la période (1984-2018). (Station d'Aïn Bouchekif (Tiaret), 2026).

4.2 Les précipitations

L'essentiel pour caractériser le climat réside dans la pluviométrie, tandis que l'altitude, la longitude et la latitude sont les déterminants majeurs des fluctuations de précipitations. Ces dernières se réduisent de la partie nord vers le sud et de l'est vers l'ouest, atteignant une certaine ampleur en altitude (**Chaâbane, 1993**).

Selon les données climatiques fournies par la station météorologique de la commune d'Aïn Bouchekif de la wilaya de Tiaret. Au cours des 34 dernières années (de 1984 à 2018), la moyenne annuelle des précipitations s'élève à 350 mm. Les précipitations ont varié entre un minimum de 162,6 mm en 1999 et un maximum de 662 mm en 2013. Les années les plus pluvieuses sont 1997, 2003, 2004, 2006, 2007, 2009, 2010, 2013 et 2018, avec des cumuls de pluie dépassant 400 mm. En revanche, les années les plus sèches sont 1985 et 1999, avec des précipitations inférieures à 170 mm. Comme il est identifié dans figure N°09

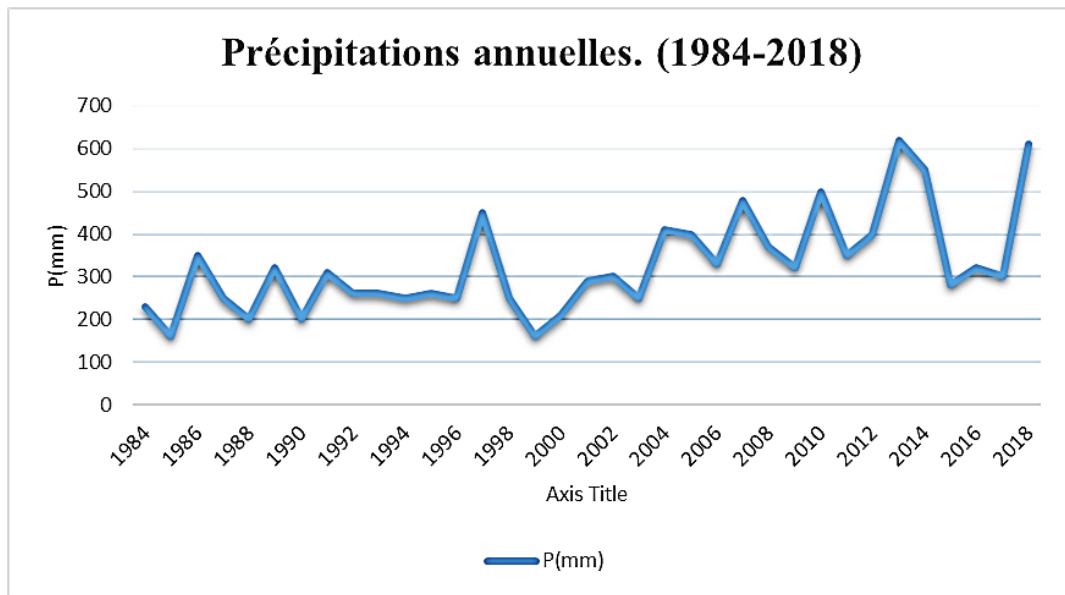


Figure N° 09 : Évolution des précipitations annuelles. (1984-2018) (Station d'Aïn Boucekif (Tiaret), 2026).

L'analyse des données sur les précipitations moyennes mensuelles permet de mieux évaluer la répartition des quantités de précipitations au long de l'année présentée sur la figure N°10

. Les précipitations mensuelles montrent (Station d'Ain Boucekif (Tiaret), 2026) :

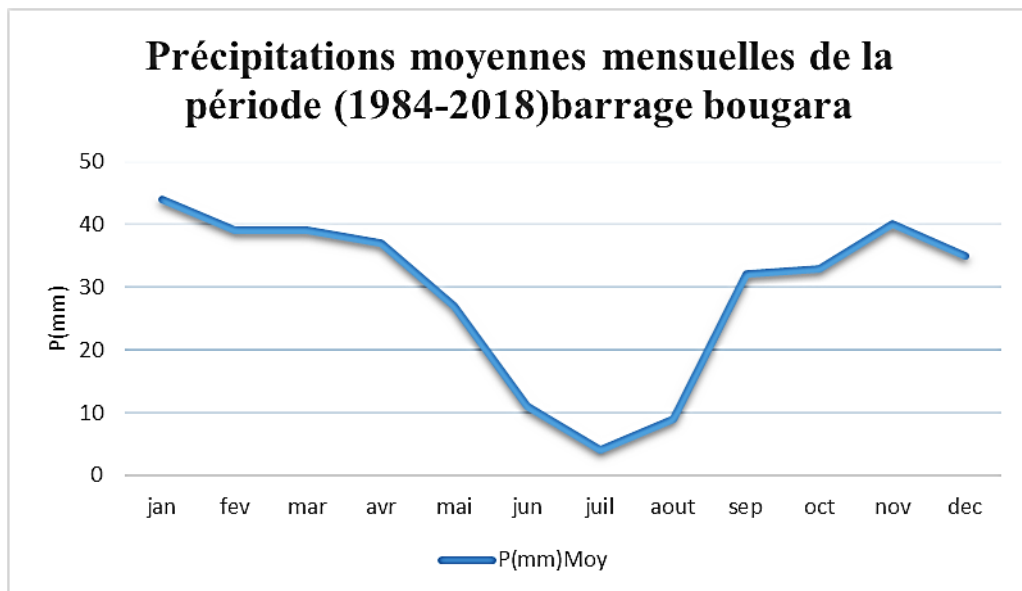


Figure N° 10 : Les précipitations moyennes mensuelles de la période (1984-2018) (Station d'Aïn Boucekif Tiaret, 2026)

- Janvier a été le plus humide.
- Juillet a été le plus sec.

En moyenne, l'année hydrologique peut être divisée en deux périodes différentes :

- La période humide et pluvieuse, s'étendant sur sept mois, d'octobre à avril, avec un pic en janvier
- La période sèche de cinq mois de mai à septembre

4.3 Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN

D'après le graphique ombrothermique présenté dans la figure N°11, la période sèche s'étend sur plus de cinq mois, de la mi-mai à la mi-octobre, tandis que la saison pluvieuse se déroule d'octobre à avril. Les mois de juin, juillet et août demeurent les plus arides.

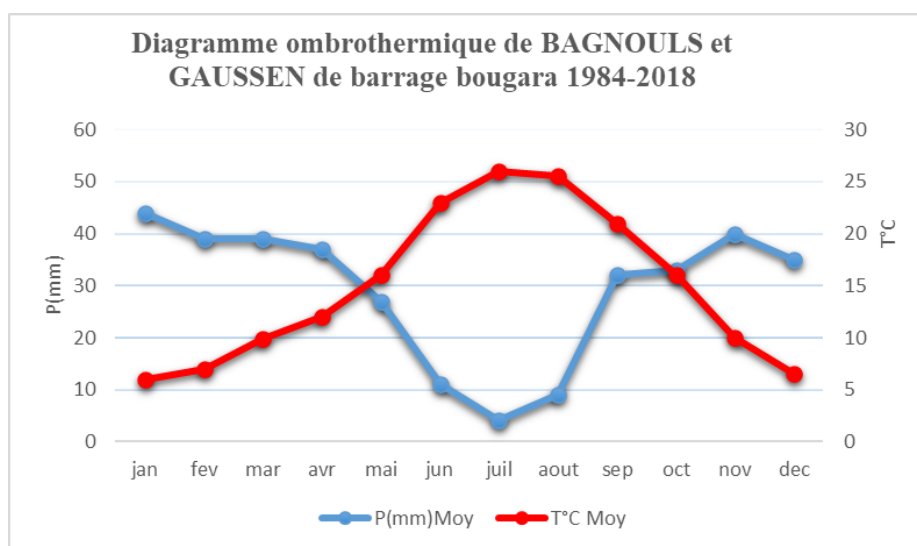


Figure N° 11 : Diagramme ombrothermique de la zone d'étude Barrage Bougara
Climagramme d'EMBERGER

D'après les méthodes d'Emberger (1955) et Stewart (1969), les résultats de Q2 ont été calculés et présentés dans le tableau N° 02.

Tableau 02 N° : Quotient pluviothermique d'Emberger (station d'Aïn Bouchekif (Tiare), 2026).

Période	P	M	M	Q2
1984-2018	350	35,03	1,06	39,4

Le Q2 pour la région du barrage Bougara, sur la période de 1984 à 2018, est de 35,4. Ainsi, les résultats sont affichés sur le climagramme d'Emberger qui figure N°12 dans l'image. Indique que la classification bioclimatique de la région du barrage Bougara a progressivement changé de semi-aride à hiver frais durant cette période.

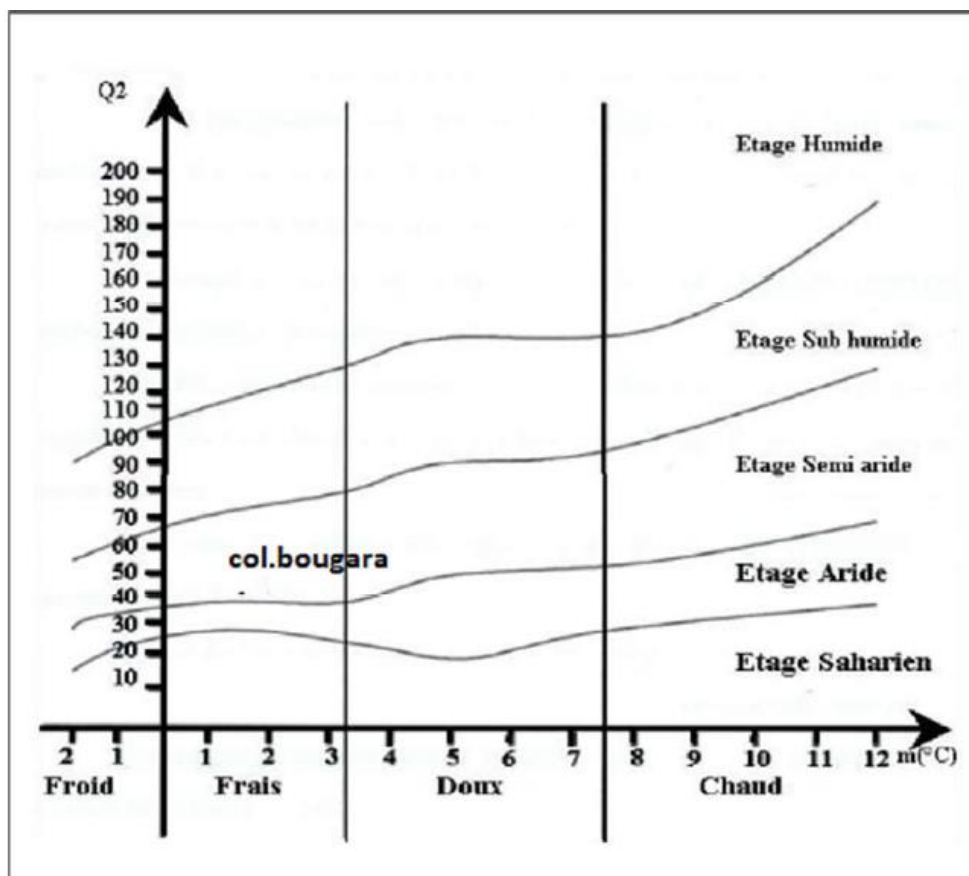


Figure N° 12 : Climagramme pluviothermique d'Emberger (Q2) de la période (1984-2018). (Station d'Aïn Bouhekif (Tiaret), 2026).

5. Identification zone d'étude barrage du colonel Bougara

Le barrage du colonel Bougara se trouve en aval du barrage Dahmouni, sur le même cours d'eau, l'Oued Nahr Ouassel. Il se trouve à cheval sur les frontières des wilayas de Tissemsilt et de Tiaret. Concernant cinq communes: Bougara (Tiaret), Hamadia (Tiaret), Tissemsilt, Khemisti et Laayoune (Tissemsilt)

Les coordonnées suivantes :

X= 35° 31' 41" de latitude Nord

Y= 01° 02' 17" de longitude Est

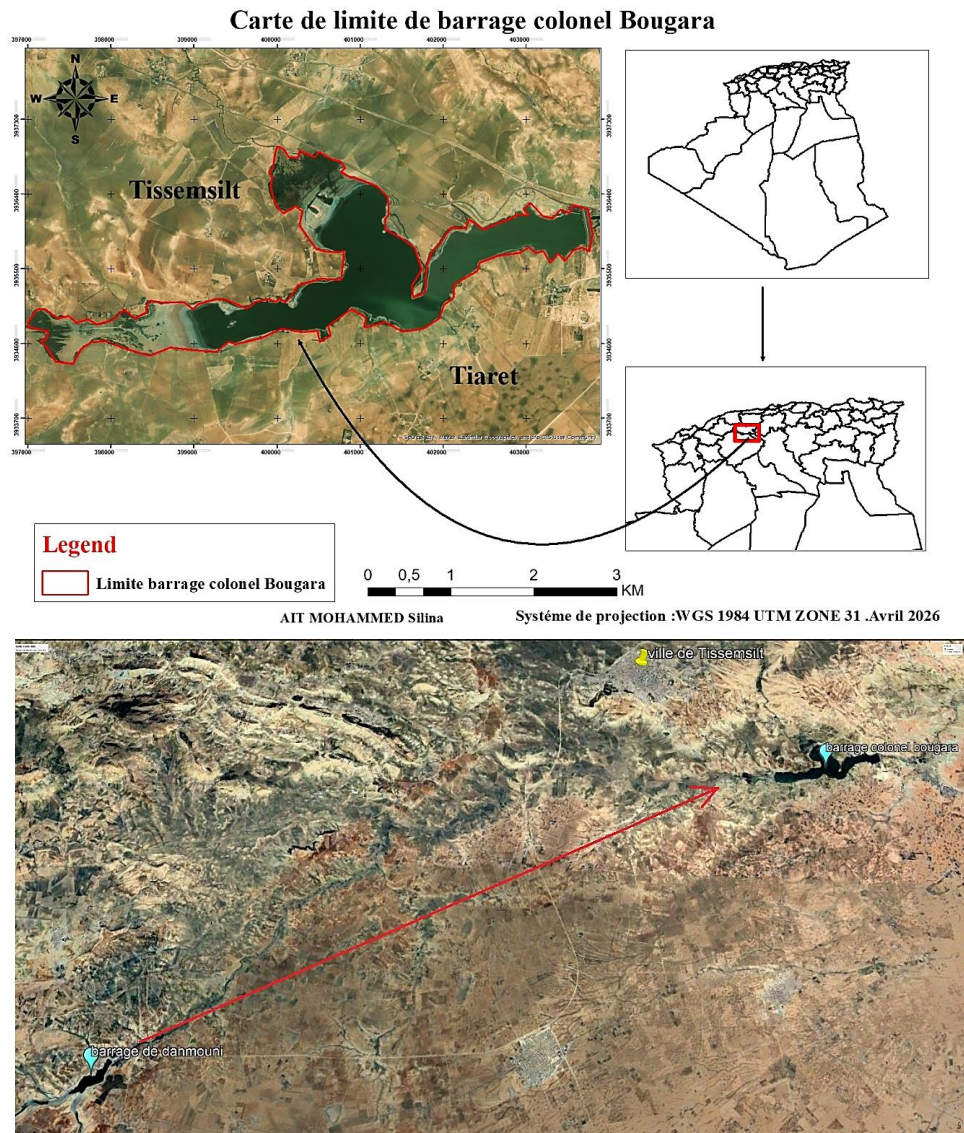


Figure N° 13 : Carte de la localisation du barrage Colonel Bougara (original)

La construction du barrage a été achevée en mai 1991, sur une zone de drainage de 454 km². Cette réalisation a conduit à l'établissement d'une zone agricole irriguée de 798 hectares, dont 709 hectares sont situés dans la wilaya de Tissemsilt et le reste dans la wilaya de Tiaret.

Un réseau d'irrigation par gravitation a été installé pour desservir des exploitations agricoles des communes de Bougara, Tissemsilt, Khemisti et Laâyoune.

En plus d'Oued Nahr Ouassel, le barrage est alimenté par les eaux des précipitations et les eaux usées traitées provenant de la station d'épuration (STEP) de Tissemsilt avec un volume de 15 000 à 20 000 m³/jour.

6. Fiche technique du barrage :

Wilaya : Tiaret

Commune : Col Bougara

Oued : Nahr Oussel

Type : En terre homogène avec drain cheminé.

Déversoir : Latéral.

Début des travaux : septembre 1987

Fin des travaux : mai 1991

Capacité initiale : 13,00 Hm³

Apport moyen annuel : 9,0 Hm³

Précipitation moyenne annuelle : 355 mm

Envasement annuel : 0.030 Hm³

Volume régularisé : 5,5 Hm³

Côté de la retenue normale : 809,50 m

Surface du plan d'eau à la RN : 510,16 m

Surface du bassin versant : 454 km²

7. Caractérisations physico-chimiques de l'eau du barrage

L'évaluation hydrochimique a été réalisée grâce aux analyses menées par l'Agence Nationale des Ressources Hydrauliques (ANRH) au barrage de Bougara. Ces analyses ont été effectuées sur quatre ans, de 2015 à 2019. Les résultats des analyses physico-chimiques sont résumés dans le tableau N°03 ci-dessous

Tableau N° 03 : qualité physico-chimique du barrage Bougara (2015-2019)

Paramètre	Valeurs mesurées	Classe de qualité (ANRH)	Observations et Origines Probables
PH	7,37 à 8,48 (Général) 8,62 à 9,03	Bonne à Mauvaise	Élévation due aux apports de sels minéraux par lessivage des sols
RS	1430 à 2886 mg/l	Très mauvaise (> 1200 mg/l)	Minéralisation très élevée due au lessivage, à l'érosion et aux débris végétaux saisonniers.
O²	52,4 à 123,9 mg/l	Moyenne à Bonne	Sursaturation liée à un fort développement algal et planctonique.
NO₃⁻	1 à 9 mg/l	Bonne	Faibles teneurs ; augmentations liées à l'introduction d'engrais agricoles.
NO₂⁻	0,01 à 0,32 mg/l	Moyenne à Mauvaise	Proviennent de l'oxydation de l'ammoniaque et de l'utilisation d'engrais.
NH₄⁺	0,16 à 2,63 mg/l	Mauvaise (> 0,1 mg/l)	Rejets directs d'eaux usées urbaines et dégradation de la matière organique.
PO₄³⁻	0,09 à 0,66 mg/l	Moyenne à Mauvaise	Liés aux rejets industriels et à l'utilisation d'engrais phosphatés.
DBO₅	15,63 à 34,9 mg/l	Très mauvaise (> 15 mg/l)	Indique une forte pollution organique due aux rejets d'effluents urbains mal traités.
DCO	68,33 à 143 mg/l	Très mauvaise (> 50 mg/l)	Confirme une pollution organique importante.
MO	12,03 à 32 mg/l	Mauvaise à très mauvaise	Étroitement liée au lessivage des sols et au couvert végétal.
CE	1449 à 2300 µS/cm	Modérée	Valeurs inférieures à la norme algérienne (2800 µS/cm) m traduisent une minéralisation élevée.

8. Origine de la pollution par plastique dans barrage de Bougara (wilaya de Tissemsilt)

Le barrage de Bougara, situé dans la wilaya de Tissemsilt, constitue une infrastructure hydraulique stratégique principalement dédiée à l'irrigation agricole (**ANBT, 2021**). Cependant, à l'instar de nombreux écosystèmes limniques en Algérie, ce réservoir subit une pression anthropique croissante. Parmi les menaces environnementales majeures, la pollution par les macro- et microplastiques suscite une inquiétude grandissante quant à la qualité des eaux et à la survie de la biodiversité aquatique (**Blettler, et al., 2017**).

Cette contamination plastique est multisource et résulte principalement de l'accumulation, de la dérive et de la fragmentation des polymères synthétiques au sein de l'hydrosystème.

8.1 Origines anthropiques de la pollution plastique

8.1.1 Rejets domestiques non contrôlés

Les déchets ménagers des zones urbaines environnantes constituent une source majeure de pollution pour le barrage de Bougara. En raison de l'absence de systèmes d'interception et de tri sélectif, les débris plastiques (sacs, bouteilles, emballages) sont abandonnés de manière diffuse dans l'environnement. Lors des épisodes pluvieux, les eaux de ruissellement entraînent ces macro-déchets vers le réseau hydrographique, où l'Oued Boukaala fait office de vecteur de transfert direct vers la cuvette du barrage (**AND, 2021 ; Direction de l'Environnement de Tissemsilt, 2023**).

8.1.2 Rejets d'eaux usées non traitées

Le déficit en infrastructures d'assainissement et l'absence de stations d'épuration (STEP) fonctionnelles entraînent le déversement direct des effluents urbains dans le milieu récepteur. Ces eaux usées acheminent une charge polluante critique composée de matière organique, de substances chimiques nocives et de microplastiques d'origine domestique (**Chaalal, et al., 2026**). Cet apport récurrent dégrade massivement la qualité physico-chimique de l'eau du barrage, provoquant des phénomènes d'anoxie sévères à l'origine de mortalités massives de l'ichtyofaune locale (**DET, 2023**).

8.1.3 Activités agricoles périphériques

L'agriculture intensive menée aux abords du bassin versant génère une pollution plastique diffuse. Les polymères issus de la plasticulture (films de paillage, sacs d'engrais et emballages de produits phytosanitaires) sont fréquemment abandonnés sur les parcelles après usage (**Sajjad et al., 2022**). Lors des précipitations, le lessivage des sols entraîne ces macro-déchets vers les cours d'eau tributaires, provoquant leur accumulation et leur fragmentation à long terme au sein du réservoir de Bougara.

Chapitre II :

Matériels et méthodes

1. Matériel et Solutions Expérimentales

Le matériel et les solutions utilisés au cours de ce travail sont répertoriés dans le tableau suivant.

Tableau N° 04 : Liste du matériel et des réactifs utilisés par chaque étape expérimentale

1. Échantillonnage et prélèvement	2. Carottier manuel 3. Mètre ruban 4. Boîte en plastique 5. Marqueur
2. Dénombrement bactérien	1. Bec Bunsen 2. Balance 3. Incubateur 4. Les tubes à essai 5. Les boîtes de Petri 6. Portoir 7. Pipette 8. L'eau physiologique (solution saline) (NaCl à 0,9 %) 9. Milieu culture gélose nutritive (GN)
3. Activité respiratoire	1. 08 bocaux 2. 08 béchers de 100 ml 3. Parafilm 4. Etuve 5. Burette graduée 6. Agitateur 7. Barreau magnétique 8. Solution de HCl (acide chlorhydrique) 0.1N 9. Solution de NaOH (hydroxyde de sodium, ou soude) 0,1 N 10. Solution de BaCl ₂ (chlorure de baryum)

4. Observation microscopique de microplastique (MPS)	1. Tammie a 5 m 2. Balance 3. Mortier avec pilon 4. Etuve 5. Plaque chauffante 6. Pompe à vide + entonnoir en verre + filtre 5 µm 7. Microscope 8. Boîte pétérée 9. L'eau oxygénée H₂O₂
---	---

2. Travail ex situ (dans le terrain)

2.1 Choix des sites de prélèvement et localisation des échantillons

La stratégie d'échantillonnage a été rigoureusement définie dans le but de cartographier la contamination sédimentaire et d'évaluer les répercussions de la pollution plastique au niveau du barrage Colonel Bougara et de la zone forestière limitrophe de Theniet el had. Le réseau d'étude comprend six stations clés, sélectionnées selon des critères hydrologiques, la proximité d'activités anthropiques et l'accumulation visible de macrodéchets de plastique. Ce dispositif se compose de cinq stations localisées sur le site du barrage Colonel Bougara et d'une station sentinelle établie au lac Djedj El Ma à Thniet El Had. L'ensemble de ces points de prélèvement est cartographié dans les figures N°15 et N° 16.



Figure N°14 : carte choix de site du prélèvement Barrage Bougara (Google Earth)(original)



Figure N°15 : carte choix de site du prélèvement forêt de Theniet el Had lac Djaje Lma (Google Earth) (original)

2.1.1. Sédiments du milieu lacustre (Barrage)

L'étude de la dynamique de l'activité microbienne des sédiments au sein du réservoir s'appuie sur quatre points de prélèvement distincts permettant de déterminer l'impact de la pollution par le plastique de l'amont vers l'aval :

- **Échantillon 01 (À l'aval du barrage) :** situé à l'aval du barrage, sert à évaluer le transport résiduel des sédiments et des plastiques au-delà du mur du barrage.
- **Échantillon 02 (Milieu du barrage) :** situé au milieu du barrage, caractérise la zone de décantation centrale du plan d'eau, où les sédiments fins s'accumulent en présence de matières plastiques stagnantes.
- **Échantillon 03 (Entrée du barrage) :** situé à l'entrée du barrage, permet de capturer les apports initiaux en sédiments et en débris plastiques transportés par les eaux de ruissellement et les affluents en amont du réservoir.
- **Échantillon 04 (Sédiments sans plastique) :** situé sur la rive opposée, est une zone sans plastique, offrant ainsi un point de comparaison intra-site grâce à l'absence visuelle de pollution plastique.

2.1.2 Sols agricoles périphériques

Pour comprendre l'interaction entre le réservoir d'eau et les activités agricoles limitrophes, deux types de matrices de sol ont été intégrés :

- **Échantillon 05 (Terres agricoles)** : qui concerne les terres agricoles, est un échantillon témoin de sols cultivés. Ces sols ne sont pas soumis directement aux eaux de la retenue.
- **Échantillon 06 (Terres agricoles irriguées)** : concerne les terres agricoles irriguées. Ces sols sont directement irrigués par l'eau du Barrage Colonel Bougara. Ils sont essentiels pour évaluer le transfert potentiel de contaminants, comme les microplastiques, vers les zones de culture.

2.1.3 Point de référence environnemental (Témoin)

- **Échantillon 07 (Témoin de sédiment d'un lac forestier)** : Ce prélèvement a été fait dans une forêt intacte, loin de toute influence humaine importante. Il nous sert de référence pour connaître les niveaux normaux de substances et évaluer la contamination des autres sites que nous étudions.

2.2 Échantillonnage, transport et préparation des sédiments

2.2.1 Échantillonnage

L'échantillonnage des sédiments superficiels au niveau du barrage de Bougara a été réalisé à l'aide d'un carottier manuel, préalablement stérilisé à l'éthanol à 70% pour éviter toute contamination croisée. Figure N°17 montre des photos A, B, C, D des sites de prélèvement actifs des échantillons.



Figure N° 16 : Sites de prélèvement d'échantillons. A. Point de prélèvement. B. Site du Barrage Bougara. C. Site du lac Djadje. D. Site pollution par plastique (original)(avril 2026)

Chaque prélèvement de sédiment y est standardisé, réalisé à une distance précise de 50 cm de la berge, sur une épaisseur de 10 cm, ciblant une tache sédimentaire de 10 cm de diamètre associée à des débris plastiques. Figure N°18 montre la technique de prélèvement.

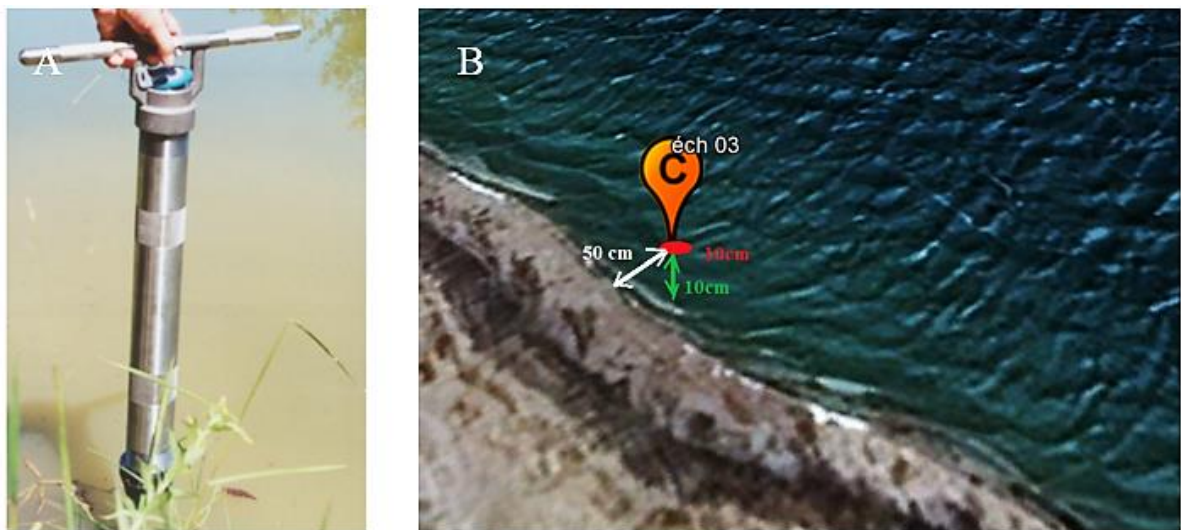


Figure N°17 : technique de prélèvement. A. Carottier manuel (www.franceenvironnement.com). B périmètre des échantillons à prélever (original)

2.2.2 Transport des échantillons

Le transport vers le laboratoire s'est effectué dans une glacière thermorégulée maintenue dans l'obscurité à une température d'environ 4 °C, limitant ainsi toute modification de la structure de la biomasse microbienne durant le transfert (inférieur à 24 heures).

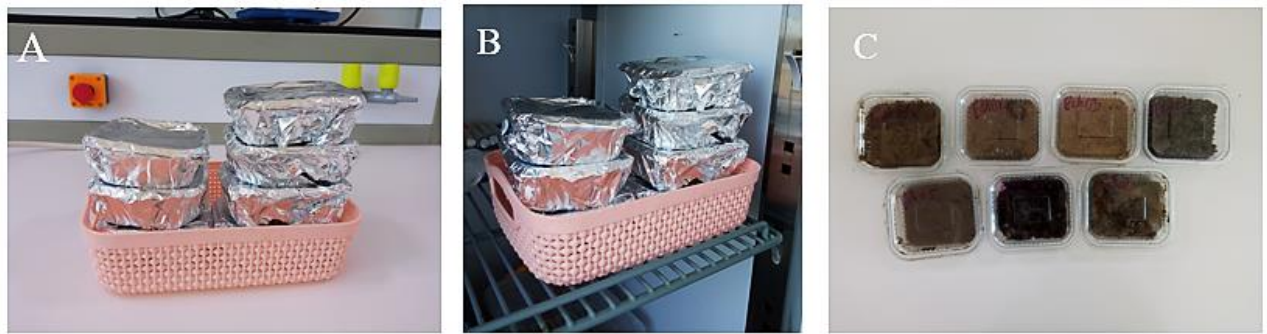


Figure N°18: A. Transport des échantillons B. Préservation des échantillons C. les échantillons des sédiments(**original**)

3. Travail in situ (au laboratoire)

3.1 Dénombrement bactérien

3.1.1 Préparation de milieu de culture

La composition standard pour un litre de milieu est détaillée dans le tableau N° 05 ci-après ; les proportions sont modulables selon les objectifs expérimentaux

Tableau N° 05 : Composition de gélose nutritive

Composition gélose nutritive	
Ingrédients	Gramme/Litre
Tryptone	5,0g
Extrait de viande	1,0g
Extrait de levure	2,0 g
Chlorure de sodium	5,0 g
Agar-agar bactériologique	12,0 g

3.1.2 Préparation

La préparation du milieu de culture est réalisée en suivant ces étapes :

Tout d'abord, il faut prélever le volume d'eau distillée requis à l'aide d'une éprouvette graduée, puis le verser dans un bécher.

Ensuite, il est nécessaire de peser avec précision la masse exacte du milieu déshydraté, qui est sous forme de poudre, en utilisant une balance de précision.

Après cela, la poudre est introduite dans le bécher, et un barreau magnétique est ajouté. L'ensemble est ensuite placé sur une plaque chauffante agitatrice, et le chauffage ainsi que l'agitation sont activés simultanément.

Il est important de maintenir le chauffage jusqu'à ce que le mélange atteigne l'ébullition complète, ce qui permet de garantir la solubilisation du milieu. Une fois cela réalisé, le milieu est transvasé dans un flacon stérile, également appelé flacon à autoclave.

Enfin, le flacon, qui est ouvert mais pas complètement fermé, est placé dans l'autoclave pour subir le cycle de stérilisation standard.

3.1.3 Analyse microbiologique du sédiment

L'extraction de la microflore et la réalisation des dilutions en série de la matrice sédimentaire ont suivi le protocole standard d'analyse microbiologique des milieux poreux décrit par Wollum (1994)

3.1.3.1 Préparation de la suspension mère et dilutions

La suspension mère a été préparée pour chaque échantillon de sol de manière aseptique. Pour ce faire, une prise d'essai de 1 g de sol (provenant de chaque pot) a été pesée avec précision, puis introduite dans un tube à essai contenant 9 ml de solution saline (NaCl à 0,9 %) faisant office de diluant. Les tubes ont ensuite été vigoureusement agités à l'aide d'un agitateur de type vortex afin d'assurer l'homogénéisation complète de la suspension et de favoriser la désorption des micro-organismes fixés sur les particules sédimentaires.

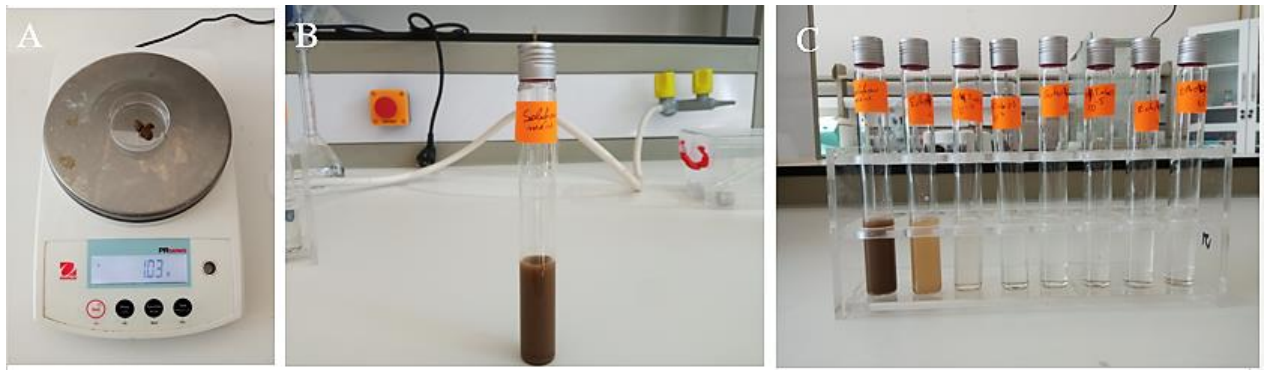


Figure N°19 : préparation série des solutions A. 1 g de sédiment B. solution mère C. série de dilution (original)

3.1.3.2 D'ensemencement dans la masse

Cette technique est idéale pour dénombrer les bactéries vivantes présentes dans un échantillon, car elle permet de développer les colonies à la fois en surface et à l'intérieur de la gélose.

3.1.3.3 Réparation du milieu

Faites fondre la gélose nutritive dans un bain-marie. Laissez-la refroidir jusqu'à une température d'environ 45 °C à 50 °C.

3.1.3.4 Zone de travail

Allumez le bec Bunsen pour créer une zone de travail stérile d'environ 15 à 20 cm. Ensuite, désinfectez votre plan de travail avec de l'alcool à 70°.



Figure N°20 : zone stérile à l'aide d'un bec Bunsen (original)

3.1.3.5 Distribution de l'échantillon

À l'aide d'une pipette stérile, prélevez 1 ml de votre solution bactérienne. Ouvrez légèrement le couvercle de la boîte de Petri stérile, tout en restant près de la flamme, puis déposez le 1 ml au centre de la boîte vide. Refermez aussitôt le couvercle.



Figure N°21 : Dépôt de l'inoculum (échantillon) (original)

3.1.3.6 Ajout de la gélose nutritive

Prenez le flacon de gélose tiède et passez rapidement le col du flacon dans la flamme pour le flamber. Ouvrez la boîte de Petri, puis versez environ 15 à 20 ml de gélose nutritive liquide sur le 1 ml d'échantillon. Refermez immédiatement la boîte.



Figure N°22 : Coulage de la gélose (milieu de culture maintenu en surfusion) dans la boîte de Petri pour un isolement par inclusion (original)

3.1.3.7 Homogénéisation

Immédiatement après avoir versé la gélose, mélangez délicatement l'échantillon pour répartir les bactéries de manière homogène. Pour ce faire, déplacez doucement la

boîte à plat sur la table en dessinant des « 8 » ou des cercles, plusieurs fois. Faites des mouvements doux pour éviter que la gélose ne déborde ni ne touche le couvercle.

3.1.3.8 Solidification et Incubation

Laissez la boîte immobile sur la paillasse jusqu'à ce que la gélose soit complètement solidifiée, ce qui peut prendre environ 10 à 15 minutes. Ensuite, retournez la boîte (couvercle vers le bas) et placez-la à l'étuve à 38 °C pendant 24 à 72 heures.

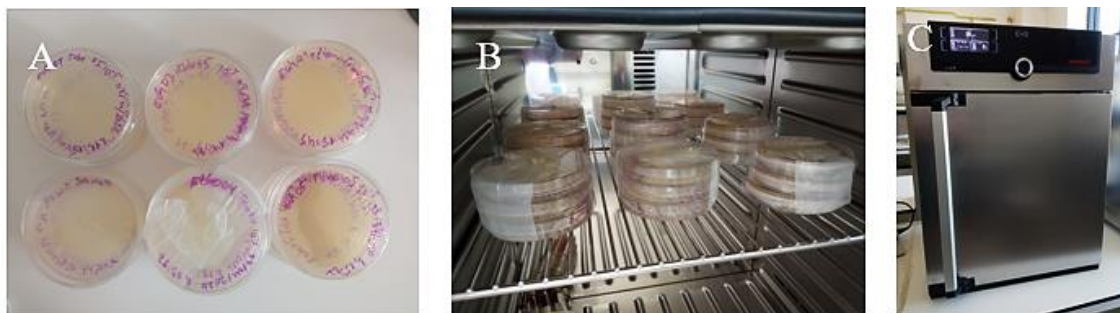


Figure N° 23 : Étape d'incubation des échantillons. A. Boîtes de Petri ensemencées. B. Boîtes de Petri placées dans l'étuve. C. Étuve d'incubation (**original**)

3.2 Activité respiratoire

3.2.1 Mesure de l'activité respiratoire sédimentaire

L'évaluation du dégagement de CO₂ a été réalisée par la méthode de **Dommergues, Y. (1960)**. En introduisant, pour chaque essai, 100 g de sédiment au fond d'un bocal en verre. Le dioxyde de carbone libéré a été piégé par 50 ml d'une solution de soude (NaOH) à 0,1 N, placée dans un bécher de 100 ml ouvert au centre du bocal. Ce protocole a été appliqué à l'identique pour les sept bocaux de la série, conformément au dispositif présenté dans la figure N°25 suivante.



Figure N°24 : préparation des échantillons des sédiments (original)

3.2.2 L'échantillon témoin

Pour préparer le témoin (8eme bocal), prélevez précisément 50 ml de soude à l'aide d'une pipette graduée et transférez-les dans un bécher. Placez ensuite ce dernier dans un bocal vide (sans sédiment).



Figure N°25 : échantillon témoin sans sédiment (original)

Une fois préparés, les bocaux ont été hermétiquement scellés avec du Parafilm, puis placés dans un incubateur réglé à 28 °C pendant 8 jours. Le dispositif d'incubation des échantillons est illustré par la figure N°27.



Figure N°26 : Incubation des échantillons (original)

3.2.3 Titrage et dosage volumétrique du dioxyde de carbone (CO₂)

Au terme des 8 jours d'incubation, le carbonate de sodium (Na₂CO₃) formé par le piégeage du CO₂ dans la soude est dosé par titrage selon la méthode classique. Dans un premier temps, un volume de 5 ml de chlorure de baryum (BaCl₂) à 20 % est ajouté dans chaque tube de bécher contenant la solution de NaOH. Cette étape permet de précipiter les ions carbonates sous forme de carbonate de baryum (BaCO₃). Ensuite, quelques gouttes de phénolphthaléine sont introduites comme indicateur coloré du pH, conférant à la solution une coloration rose caractéristique du milieu basique. Le mélange est alors titré lentement, goutte à goutte, à l'aide d'une solution d'acide chlorhydrique (HCl) à 0,1 N délivrée par une burette graduée. L'addition d'acide est maintenue jusqu'à l'obtention du point d'équivalence, marqué par la décoloration complète de la solution (virage du rose à l'incolore). Les différentes étapes de ce dosage volumétrique sont illustrées dans figure N°28.

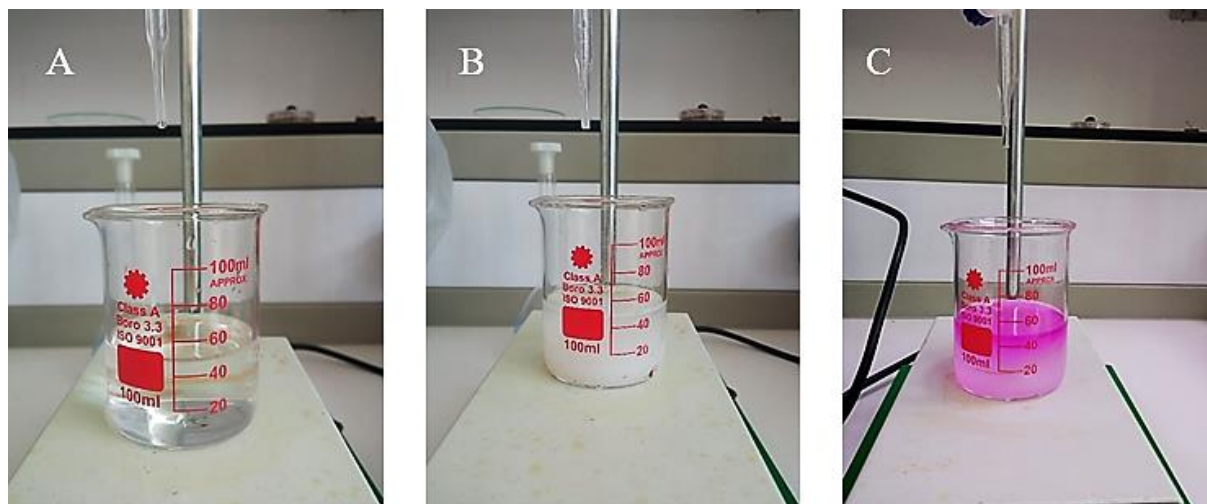


Figure N° 27 : Les différentes étapes de ce dosage volumétrique A. NaOH après 8 jours d'incubation B. Après l'ajout la solution BaCl₂ C. Après l'ajout l'indicateur coloré (phénolphtaléine). **(original)**

4. Observation microscopique de microplastique (MPS)

Pour observer les microplastiques au microscope, on a suivi le protocole (**Magnusson & Norén, 2014**).

4.1 Séchage et tamisage du sédiment

Sécher les sédiments à 40 °C pendant 48 heures. Une fois secs, broyez délicatement les agrégats pour les détruire, puis passez le tout au tamis de 5 mm afin d'éliminer les gros débris. Il ne vous reste plus qu'à peser environ 50 g de ce sédiment propre

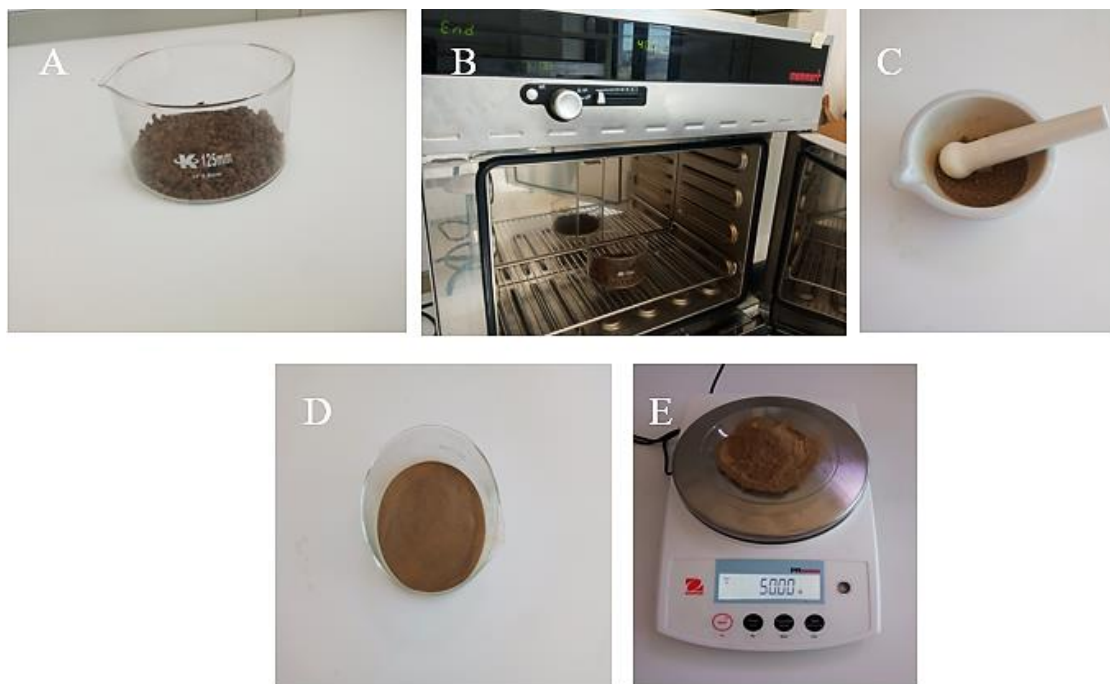


Figure N°28 : préparation de l'échantillon A. Échantillon de sédiment brut B. Séchage de l'échantillon à l'étuve C. Broyage de l'échantillon dans un mortier en porcelaine D. Échantillon séché et finement broyé E. Pesée de 50 g d'échantillon **(original)**

4.2 Destruction de la matière organique

Introduire la prise d'essai de 50 g dans un bécher en verre de volume adapté, puis additionner méthodiquement 100 ml de H_2O_2 à 30 %. Soumettre le système à une agitation thermique constante à 60 °C.

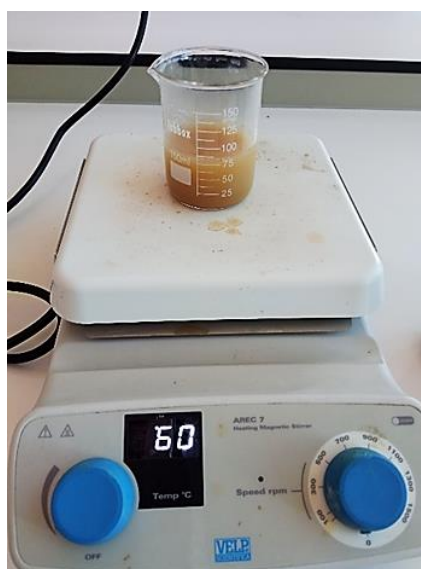


Figure N° 29: Agitation thermique du sédiment à 60 °C en présence de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) **(original)**.

4.3 Libération des microplastiques

Ajoutez environ 100 mL de solution saline saturée (NaCl) à votre mélange digéré. Agitez le tout vigoureusement pendant 5 à 10 minutes : cette étape est essentielle pour décrocher et libérer les microplastiques qui seraient restés piégés dans la matrice minérale.

4.4 Filtration et séchage des filtres

Récupérez délicatement la phase liquide supérieure à l'aide d'une pipette. Passez ensuite ce liquide au système de filtration sous vide. Pour ne perdre aucun microplastique, rincez bien le matériel. Pour finir, déposez soigneusement le filtre dans une boîte de Petri bien propre. Laissez-le sécher à l'air libre.



Figure N°30 : les étapes finales de l'extraction des microplastiques A. Séparation densimétrique par ajout d'une solution saturée de NaCl B. Système de filtration sous vide pour la récupération des microplastiques C. Filtres déposés en boîtes de Petri pour séchage à l'air libre (**original**)

Chapitre III :

Résultat et discussion

1. Dénombrement bactérien

1.1 La formule de dénombrement des colonies bactériennes

En microbiologie, la formule générale utilisée pour le dénombrement des colonies bactériennes (pour calculer la concentration en Unités Formant Colonie par millilitre ou par gramme, notée UFC/ml) est réglementée par la norme internationale ISO 7218.

La biomasse microbienne a été calculée en se basant sur la formule suivante à partir du nombre de colonies (UFC) enregistré dans les boîtes de Petri :

$$\text{La biomasse microbienne (UFC/ml)} = \frac{N}{V} \times F$$

- N : Le nombre moyen de colonies (UFC) comptées sur les boîtes pétrees
- V : Le volume de l'inoculum déposé (1 ml).
- F : Le facteur de dilution de la solution inoculée (10^{-x})

2. Activité respiratoire

2.2 Calcul de la quantité cumulée de CO₂ (C-CO₂)

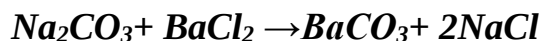
Dans le cadre du suivi de la cinétique respiratoire du sédiment, le dosage a été effectué selon la méthode de Dommergues (1960). La quantité cumulée de carbone du dioxyde de carbone libéré (C-CO₂) au cours de la période d'incubation est déterminée selon la formule suivante :

$$\text{C-CO}_2 \text{ (mg/100g de sol)} = (Q_1 - Q_2) 2,2$$

- Q₁ : Le volume moyen d'HCl à 0,1 N utilisé pour le titrage des bocaux témoins (en ml).
- Q₂ : Le volume d'HCl à 0,1 N utilisé pour le titrage des bocaux contenant l'échantillon de sédiment (en ml).
- 2,2 : Le facteur de conversion stœchiométrique.

Dans le cadre de l'évaluation de l'activité respiratoire du sol, le dioxyde de carbone (CO₂) dégagé réagit d'abord avec la soude (NaOH) pour former du carbonate de sodium. L'ajout du chlorure de baryum (BaCl₂) permet ensuite de bloquer ces carbonates pour procéder au dosage.

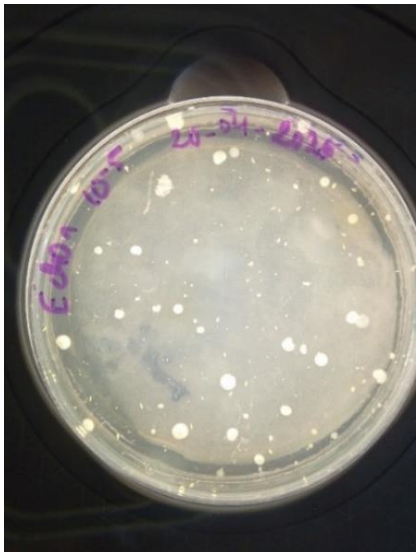
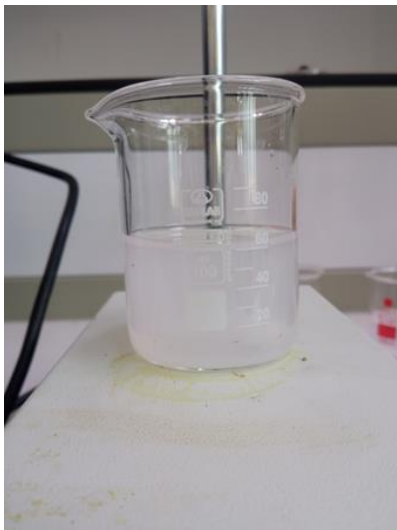
Le processus chimique repose sur le piégeage du CO₂ sous forme de carbonate de sodium (Na₂CO₃). L'ajout de BaCl₂ permet de précipiter ces carbonates selon la réaction suivante :



3. Résultat et discussion de chaque échantillon

3.1 1^{er} échantillon (À l'aval du barrage) : Le tableau suivant présente les résultats des analyses microbiologiques et écologiques de l'échantillon prélevé au niveau du site 01

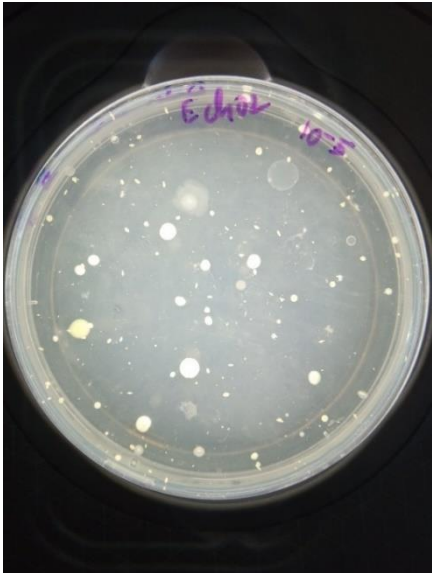
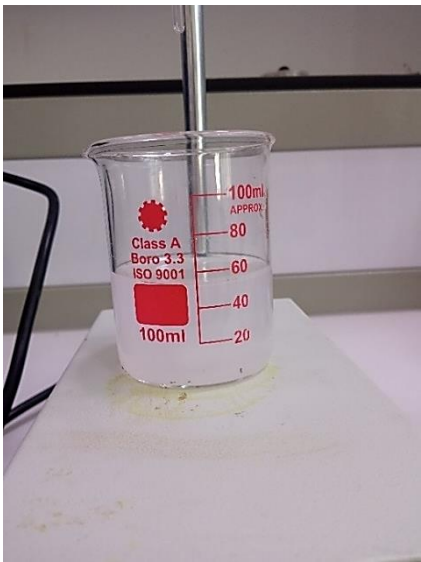
Tableau N°06 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°01 (original)

Échantillon N°01	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC = 12.9×10^5 UFC/ml	 C-CO₂ (mg/100g de sol) = 233.2

Cet échantillon montre une charge bactérienne qui est modérément élevée et une activité respiratoire qui est importante. Le fait que le carbone soit libéré sous forme de dioxyde de carbone indique que les micro-organismes situés juste après le barrage ont une activité métabolique.

3.2 2^{ème} échantillon (milieu du barrage) : Les résultats des analyses microbiologiques et écologiques obtenus pour l'échantillon de la station 02 sont consignés dans le tableau suivant

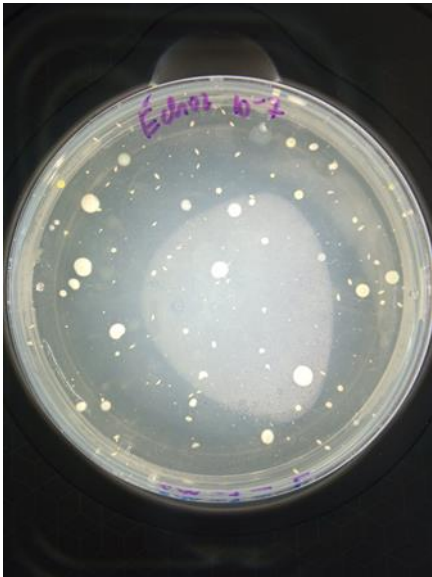
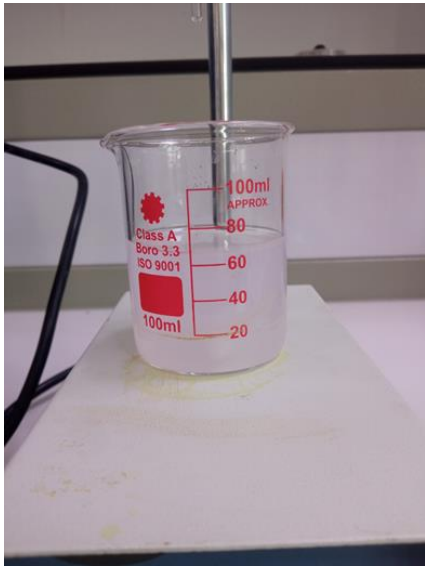
Tableau N°07 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°02 (original)

Échantillon N°02	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC = 10×10^5 UFC/ml	 C-CO₂ (mg/100g de sol) = 239.2

Au centre du barrage, on observe un nombre de bactéries légèrement inférieur à celui de l'aval. Cependant, la respiration microbienne atteint son niveau le plus élevé parmi les trois points du barrage, avec une valeur de 239,2 milligrammes. Cela montre qu'il y a une minéralisation active de la matière organique au cœur de la retenue d'eau.

3.3 3^{ème} échantillon (Entrée du barrage) : Le tableau suivant présente les résultats des analyses microbiologiques et écologiques de l'échantillon prélevé au niveau du site 03

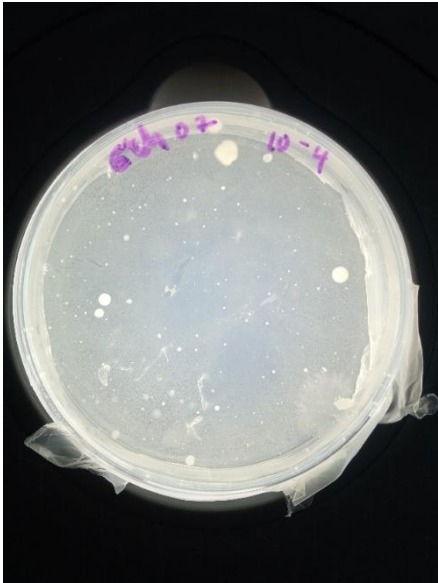
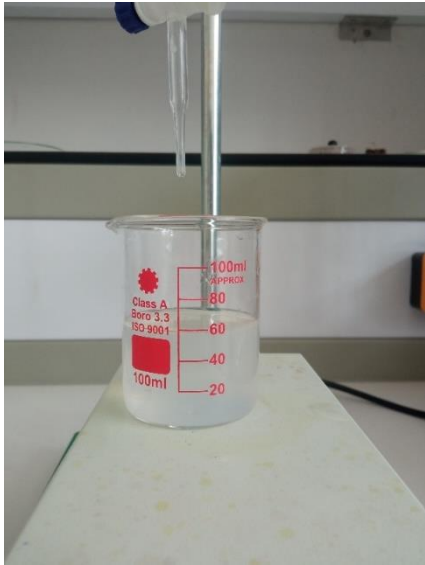
Tableau N°08 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°03 (original)

Échantillon N°03	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC = 23×10^5 UFC/ml	 C-CO₂ (mg/100g de sol) = 213.4

L'entrée du barrage a la concentration bactérienne la plus élevée de la zone, avec 23×10^5 UFC/ml. C'est compréhensible, car il y a beaucoup d'eau de ruissellement qui pénètre dans le barrage, apportant avec elle des nutriments et des particules en suspension. L'activité respiratoire y est encore assez forte, mais légèrement inférieure à celle des autres points.

3.4 4^{ème} échantillon (Sédiments sans plastique) : Le tableau suivant présente les résultats des analyses microbiologiques et écologiques de l'échantillon prélevé au niveau du site 04

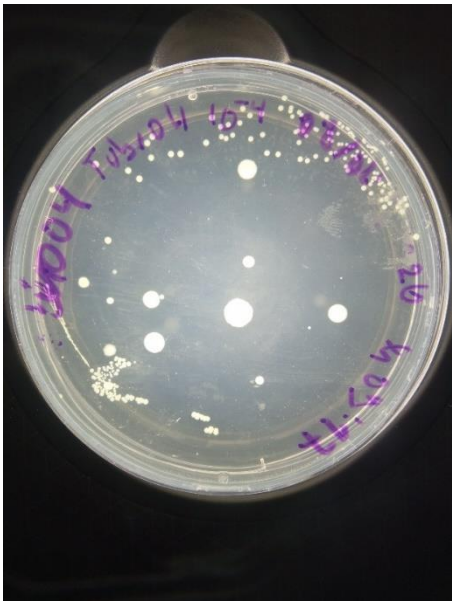
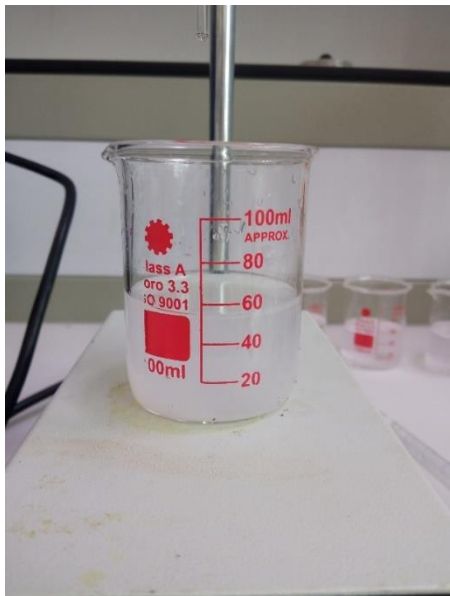
Tableau N°09 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°04 (original)

Échantillon N°04	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC = 74×10^4 UFC/ml	 C-CO₂ (mg/100g de sol) = 162.2

Dans ces sédiments qui ne contiennent pas de plastiques, le nombre de bactéries et le processus de respiration sont nettement plus faibles que dans l'eau du barrage. Le métabolisme des micro-organismes est moins actif dans ces sédiments.

3.5 5^{ème} échantillon (Terres agricoles) : Les résultats des analyses microbiologiques et écologiques obtenus pour l'échantillon de la station 05 sont consignés dans le tableau suivant

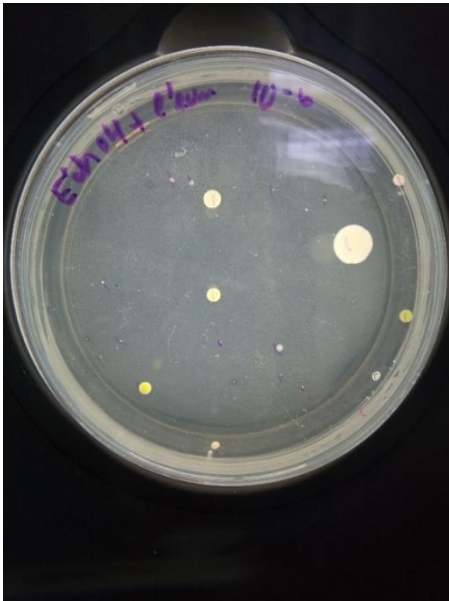
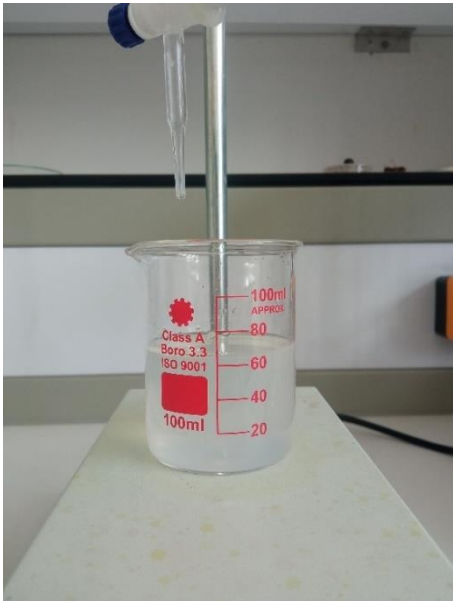
Tableau N°10 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°05 (original)

Échantillon N°05	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC= 88×10^4 UFC/ml	 C-CO₂ (mg/100g de sol) = 196.3

Le sol agricole présente une flore bactérienne très riche, avec 88×10^4 UFC/ml. Il affiche aussi une bonne activité biologique, mesurée à 196,3 mg. C'est un exemple type de sol fertile, où la matière organique abonde et nourrit les micro-organismes.

3.6 6^{ème} échantillon (Terres agricoles irriguées) : Les résultats des analyses microbiologiques et écologiques obtenus pour l'échantillon 06 sont consignés dans le tableau suivant

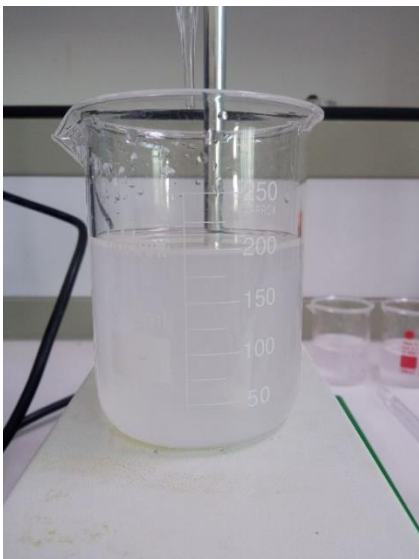
Tableau N°11 : Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°06 (original)

Échantillon N°06	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC = 45×10^3 UFC/ml	 C-CO₂ (mg/100g de sol) = 113.8

Cet échantillon montre les valeurs les plus faibles de toute la série, soit pour la biomasse bactérienne, soit pour la respiration, avec une valeur de 113,8 mg. Il est clair que l'irrigation a eu un impact négatif important sur le développement et l'activité de la microflore locale, que ce soit en raison de la qualité de l'eau utilisée ou de la saturation prolongée du sol, qui a asphyxié les bactéries aérobies.

3.7 7^{ème} échantillon (Témoin de sédiment d'un lac forestier) : Le tableau suivant présente les résultats des analyses microbiologiques et écologiques de l'échantillon prélevé au niveau du site 07 :

Tableau N°12: Données microbiologiques et volumes de titrage de l'échantillon N°07 (original)

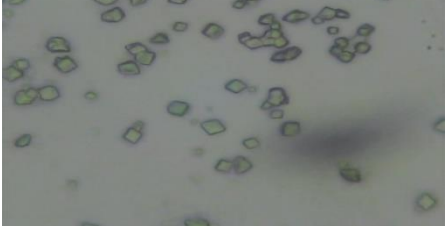
Échantillon N°07	
Dénombrement bactérien	Activité respiratoire
 UFC= Indénombrable	 C-CO₂ (mg/100 g de sol) = 280.4

C'est l'échantillon de référence maximal. L'écosystème naturel préservé du lac forestier regorge de micro-organismes - il y en a tellement qu'on ne peut même pas les compter sur une boîte. L'activité respiratoire y est aussi très intense, avec 280,4 mg. C'est dû à la présence abondante d'humus et de matières organiques naturelles qui n'ont pas été perturbées.

4. Les résultats d'observation microscopique

Les microplastiques identifiés dans les stations de prélèvement (01, 02, 03 et 07) sont répertoriés dans un tableau N° 14 de résultats microscopiques (grossissement $\times 40$), présentant les observations faites dans les différentes zones du barrage par rapport à un témoin.

Tableau N°14: résultats microscopiques (grossissement $\times 40$), **(original)**

Échantillon	Image microscopique x40
Échantillon 01 (À l'aval du barrage)	  Présence dominante de fibres et de fragments allongés.
Échantillon 02 (Milieu du barrage)	  Présence dominante de granules / microbilles ou de fragments rigides/cristallins.
Échantillon 03 (Entrée du barrage)	  Présence exclusive de fibres filiformes
Échantillon 07 (Témoin de sédiment d'un lac forestier)	 Aucune observation

Les observations microscopiques avec un grossissement x40 montrent que les microplastiques ont des formes très différentes selon l'endroit où les échantillons ont été prélevés. Près de l'entrée et en aval du barrage, on remarque beaucoup de formes filiformes, comme des fibres longues et minces de couleur bleue et noire. En revanche, au milieu du bassin, on trouve surtout des fragments de formes géométriques et de très petits granules de plastique. Il est important de noter que l'on n'a trouvé absolument aucune particule de plastique près du témoin forestier, ce qui prouve que la méthode utilisée est fiable et confirme que les zones étudiées autour du barrage sont fortement touchées par les activités humaines.

5. Discussion et Interprétation des résultats

L'analyse comparative des différents biotopes met en évidence des disparités majeures selon le degré de pollution plastique et la nature des usages anthropiques. En comparant les sédiments colonisés par des débris plastiques au sein du barrage (Ech 01 à Ech 03) avec le sédiment qui en est exempt (Ech 04), on observe une nette stimulation de la charge microbienne et de l'intensité respiratoire. Ce phénomène s'explique principalement par l'effet « plastisphère », où l'accumulation de débris polymériques en milieu aquatique génère de nouvelles niches écologiques stables et hydrophobes favorisant la colonisation microbienne (Zettler et al., 2013 ; Wang et al., 2024).

Ce biofilm de surface favorise une colonisation bactérienne massive, un phénomène particulièrement visible à l'entrée du barrage, où la densité atteint 23×10^5 UFC/ml. Parallèlement, les fortes valeurs de respiration enregistrées dans ces stations, oscillant entre 213,4 et 239,2 mg C-CO₂, traduisent une réponse métabolique adaptative et active. Cette effervescence biochimique sous-entend deux dynamiques complémentaires : soit une sélection de communautés opportunistes capables de dégrader certains composés organiques adsorbés sur les plastiques et d'utiliser les produits de dégradation comme source de carbone (Liu, J., & Li, C. (2025).), soit l'existence d'un stress métabolique qui contraint les microorganismes à augmenter leur dépense énergétique de maintenance, phénomène fréquemment observé dans les environnements contaminés par les microplastiques (Christel, A., et al., 2024).

Ces interactions s'accompagnent de fluctuations spatiales marquées au sein même de l'écosystème du barrage. L'entrée de la retenue (Ech 03) concentre logiquement la charge bactérienne la plus forte en raison des apports hydrodynamiques directs des eaux de ruissellement, qui transportent continuellement des nutriments, des matières organiques fraîches et divers contaminants (Wang et al., 2023). En progressant vers le milieu (Ech 02) et l'aval du barrage (Ech 01), la densité cellulaire se stabilise mais l'activité respiratoire s'intensifie pour culminer à 239,2 mg de C-CO₂ dans la zone centrale. Cette recrudescence respiratoire reflète la décantation des particules fines et des microplastiques dans les zones à faible hydrodynamisme, processus favorisant l'installation durable des biofilms microbiens et l'accroissement des activités métaboliques associées (Yang, et al., 2021 ; Li, Y et al., 2025).

En dehors du milieu lacustre, les matrices terrestres affichent des réponses radicalement différentes face aux pressions agricoles. Les terres standards (Ech 05) présentent un profil biologique équilibré avec $8,8 \times 10^5$ UFC/ml et 196,3 mg C-CO₂, un état fonctionnel généralement observé dans les sols agricoles fertiles bénéficiant d'un apport régulier de matière organique et d'une activité biologique soutenue **(Semenov et al., (2023))**. À l'inverse, l'échantillon issu des terres agricoles irriguées (Ech 06) manifeste un effondrement drastique de sa charge bactérienne à 45×10^3 UFC/ml ainsi qu'une baisse critique de son niveau respiratoire à 113,8 mg. Ce déclin suggère un lessivage des nutriments induit par l'irrigation ou encore un effet indirect de contaminants associés aux pratiques agricoles, notamment les pesticides, les engrais ou les additifs plastiques pouvant être transportés par les eaux d'irrigation **(Kiron, A. 2025)**. Plusieurs études récentes ont montré que l'exposition chronique aux microplastiques modifie profondément la composition des communautés microbiennes du sol et réduit leur efficacité métabolique **(Aralappanavar, et al., 2024)**.

Enfin, l'analyse du témoin forestier (Ech 07) permet de caractériser le fonctionnement d'un écosystème naturel relativement préservé. Cet échantillon se distingue par un profil microbiologique indénombrable et une valeur respiratoire maximale de 280,4 mg C-CO₂, traduisant une biomasse microbienne particulièrement abondante et active. Sur le plan structural, les sols forestiers sont généralement dominés par des champignons filamenteux et des actinomycètes spécialisés dans la dégradation des résidus végétaux complexes **(Baldrian, 2017)**. La texture réticulée observée sur les milieux de culture est cohérente avec ce type de communauté microbienne. Cependant, la litière forestière est riche en polymères naturels complexes et récalcitrants, notamment la lignine, la cellulose cristalline et les substances humiques. Comparativement aux matières organiques plus labiles des sédiments lacustres, leur biodégradation nécessite l'action d'enzymes extracellulaires spécialisées telles que les lignine-péroxydases, les manganèse-péroxydases et les laccases, dont l'activité est généralement plus lente **(Beillouin, D al., 2022 ; Baldrian, 2023)**. La forte production de CO₂ observée résulte donc principalement de l'importance de la biomasse présente plutôt que d'une vitesse élevée de minéralisation du carbone.

Conclusion

Conclusion :

La problématique de l'impact de la pollution plastique sur l'activité microbienne des sédiments et des sols a été abordée dans cette étude. Notre but global est d'étudier l'effet positif ou négatif de l'accumulation des débris plastiques sur la communauté bactérienne du sédiment dans le barrage Colonel Bougara à Tissemsilt, en conditions réelles.

L'effet de la pollution par le plastique sur l'activité des micro-organismes est déterminé par l'évaluation du dénombrement bactérien et de l'activité respiratoire des communautés microbiennes.

La présence de plastique dans les sédiments peut avoir un effet stimulant sur l'activité respiratoire et la densité bactérienne en favorisant la formation d'un biofilm spécifique, appelé « plastisphère », et en augmentant le dégagement de CO². Ainsi, les résultats mettent en évidence que l'effet de cette pollution sur l'activité respiratoire peut varier en fonction de plusieurs facteurs tels que la localisation sédimentaire (entrée, milieu ou aval du barrage), les apports hydrodynamiques en éléments nutritifs et l'état d'altération des polymères.

Ces résultats indiquent également que le type d'écosystème et la nature de la matière organique influencent l'impact de ces facteurs sur l'activité respiratoire des micro-organismes. Celle-ci reste bridée par un verrou enzymatique face aux polymères naturels complexes de la litière dans le sol forestier témoin malgré une biomasse très développée, tandis qu'elle subit une déviance métabolique intense et instable dans les zones sédimentaires contaminées par les plastiques.

Cependant, l'effet des pratiques anthropiques et de la gestion des matrices peut également être négatif dans certains cas. Par exemple, une irrigation excessive dans les terres agricoles peut entraîner un lessivage des éléments nutritifs du sol ou une co-contamination par des résidus chimiques, ce qui réduit la disponibilité des substrats pour les micro-organismes et diminue drastiquement leur charge bactérienne ainsi que leur activité respiratoire.

L'étude s'est concentrée sur l'analyse de l'effet de la pollution plastique uniquement sur la charge bactérienne globale et l'activité respiratoire. Pour une compréhension plus approfondie, il est nécessaire d'inclure d'autres paramètres microbiologiques et d'examiner

Conclusion :

également l'impact à long terme. Il serait intéressant d'étudier spécifiquement l'effet de la pollution sur :

- **La composition microbienne fine du sol et du sédiment** : par le profilage métagénomique et le séquençage à haut débit afin de cartographier la diversité taxonomique et fonctionnelle des communautés bactériennes et fongiques.
- **La qualité de la matrice plastique** : par l'analyse physico-chimique et spectroscopique (FTIR ou Raman) des polymères afin d'identifier précisément les résines accumulées et de limiter les risques de contamination par les additifs lixiviés.
- **L'interaction ultrastructurale du biofilm** : par l'utilisation de la microscopie électronique à balayage (MEB-EDX) afin de visualiser l'adhérence des micro-organismes sur les surfaces plastiques altérées.

Référence

1. **Addou, A. (2009).** Traitement des déchets: valorisation, élimination. Ellipses.
2. **Agence Nationale des Barrages et Transferts [ANBT]. (2021).** Fiche technique et situation hydrique du barrage de Bougara (Wilaya de Tissemsilt). Ministère des Ressources en Eau, Gouvernement de la République Algérienne Démocratique et Populaire.
3. **Agence Nationale des Déchets [AND]. (2021).** Rapport national sur la gestion et la composition des déchets ménagers et assimilés en Algérie. Ministère de l'Environnement, République Algérienne Démocratique et Populaire.
4. **Algeria Invest. (2024, 10 décembre).** Plastic and paper waste: An untapped resource.
5. **Allison, S. D. (2012).** A trait-based approach for modelling microbial litter decomposition. *Ecology letters*, 15(9), 1058-1070.
6. **Allison, S. D. (2012).** A trait-based approach for modelling microbial litter decomposition. *Ecology letters*, 15(9), 1058-1070.
7. **Amaral-Zettler, L. A., Zettler, E. R., & Mincer, T. J. (2020).** Ecology of the plastisphere. *Nature Reviews Microbiology*, 18(3), 139-151.
8. **Andrady, A. L. (2011).** Microplastics in the marine environment. *Marine pollution bulletin*, 62(8), 1596-1605.
9. **Andrady, A. L. (2015).** *Plastics and environmental sustainability*. John Wiley & Sons.
10. **Aralappanavar, V. K., Mukhopadhyay, R., Yu, Y., Liu, J., Bhatnagar, A., Praveena, S. M., ... & Sarkar, B. (2024).** Effects of microplastics on soil microorganisms and microbial functions in nutrients and carbon cycling—A review. *Science of the Total Environment*, 924, 171435.
11. **Ayilara, M. S., & Babalola, O. O. (2023).** Bioremediation of environmental wastes: the role of microorganisms. *Frontiers in Agronomy*, 5, 1183691.
12. **Azam, F., & Malfatti, F. (2007).** Microbial structuring of marine ecosystems. *Nature Reviews Microbiology*, 5(10), 782-791.
13. **Azam, F., Fenchel, T., Field, J. G., Gray, J. S., Meyer-Reil, L. A., & Thingstad, F. J. M. E. P. S. (1983).** The ecological role of water-column microbes in the sea. *Marine ecology progress series*. Oldendorf, 10(3), 257-263.
14. **Baldrian, P. (2017).** Forest microbiome: diversity, complexity and dynamics. *FEMS Microbiology reviews*, 41(2), 109-130.
15. **Beillouin, D., Cardinael, R., Berre, D., Boyer, A., Corbeels, M., Fallot, A., ... & Demenois, J. (2022).** A global overview of studies about land management, land-use

change, and climate change effects on soil organic carbon. *Global change biology*, 28(4), 1690-1702.

16. Benarous, A. (2019). Pollution des plages de Mostaganem par les déchets plastiques (bouteilles et bouchons) [Mémoire de Master, Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem].

17. Bettah, L., & Si Bachir, B. (2020). Influence des apports hydriques exogènes sur la qualité des eaux de barrage Bougara.

18. Bhowmick, K., Roy, D., Rana, D., Ghosh, A., Sadhukhan, S., Chakraborty, M., Chattopadhyay, D., & Ghosh, T. K. (2024). Potential microbes in bioremediation: A review. *Materials Today Sustainability*, 28, 101032.

19. Blettler, M. C., Ulla, M. A., Rabuffetti, A. P., & Garello, N. (2017). Plastic pollution in freshwater ecosystems: macro-, meso-, and microplastic debris in a floodplain lake. *Environmental monitoring and assessment*, 189(11), 581.

20. Bonhomme, S., Cuer, A., Delort, A. M., Lemaire, J., Sancelme, M., & Scott, G. (2003). Environmental biodegradation of polyethylene. *Polymer degradation and Stability*, 81(3), 441-452.

21. Bouchama, L., & Drias, A. (2024). Improving solid waste management using a geographic information system in Algeria (Case of Algiers). *Polish Journal of Environmental Studies*.

22. Breitburg, D., Levin, L. A., Oschlies, A., Grégoire, M., Chavez, F. P., Conley, D. J., ... & Zhang, J. (2018). Declining oxygen in the global ocean and coastal waters. *Science*, 359(6371), eaam7240.

23. Burdige, D. J. (2007). Preservation of organic matter in marine sediments: controls, mechanisms, and an imbalance in sediment organic carbon budgets?. *Chemical reviews*, 107(2), 467-485

24. Burton, Jr, G. A. (2002). Sediment quality criteria in use around the world. *Limnology*, 3(2), 65-76.

25. Chaabane, A. (1993). Étude de la végétation du littoral septentrional de Tunisie: typologie, syntaxonomie et éléments d'aménagement (Doctoral dissertation, Aix-Marseille 3).

26. Chaalal, H., Megharbi, A., Rahman, M. R., Joffery Kalimut, A., & Kechairi, R. (2026). Microplastics in Sediments and Surface Water of the Coastal Macta Marshes, a Ramsar Site, Northwest Algeria. *Carpathian Journal of Earth and Environmental Sciences*, 21(1), 205-220.

27. **Christel, A., Prevost-Bouré, N. C., Dequiedt, S., Saby, N., Mercier, F., Tripied, J., ... & Ranjard, L. (2024).** Differential responses of soil microbial biomass, diversity and interactions to land use intensity at a territorial scale. *Science of The Total Environment*, 906, 167454.
28. **Conrad, R. (2020).** Methane production in soil environments—Anaerobic biogeochemistry and microbial life between flooding and desiccation. *Microorganisms*, 8(6), 881.
29. D SAT direction service agricole Tissemsilt
30. **Diaz, R. J., & Rosenberg, R. (2008).** Spreading dead zones and consequences for marine ecosystems. *science*, 321(5891), 926-929.
31. **Dommergues, Y. (1960).** Notion of the coefficient of mineralization of soil carbon.
32. DSAT , direction service agricole Tissemsilt. (année inconnue)
33. **Duhamel, S. (2025).** The microbial phosphorus cycle in aquatic ecosystems. *Nature Reviews Microbiology*, 23(4), 239-255
34. EcoMENA. (2026, 10 février). Waste management landscape in Algeria: Challenges and opportunities.
35. **Eriksen, M., Cowger, W., Erdle, L. M., Coffin, S., Villarrubia-Gómez, P., Moore, C. J., ... & Wilcox, C. (2023).** A growing plastic smog, now estimated to be over 170 trillion plastic particles afloat in the world's oceans—Urgent solutions required. *Plos one*, 18(3), e0281596.
36. **Ermolin, M. S. (2024).** Assessment of microplastic content in natural waters and sediments: sampling and sample preparation. *Zhurnal Analiticheskoi Khimii*, 79(5), 440-464.
37. **Fenchel, T., & King, G. M. (2026).** Bacterial biogeochemistry: the ecophysiology of mineral cycling. Elsevier.
38. **Fenchel, T., & King, G. M. (2026).** Bacterial biogeochemistry: the ecophysiology of mineral cycling. Elsevier.
39. **Fendall, L. S., & Sewell, M. A. (2009).** Contributing to marine pollution by washing your face: microplastics in facial cleansers. *Marine pollution bulletin*, 58(8), 1225-1228.
40. **Fosu, S. A. (2023).** Computational Modeling of Catalysts Relevant to Sustainable Polymers (Doctoral dissertation, University of South Dakota).
41. **Froelich, P., Klinkhammer, G. P., Bender, M. A. A., Luedtke, N. A., Heath, G. R., Cullen, D., ... & Maynard, V. (1979).** Early oxidation of organic matter in pelagic

sediments of the eastern equatorial Atlantic: suboxic diagenesis. *Geochimica et cosmochimica acta*, 43(7), 1075-1090.

42. Gallmetzer, I., Haselmair, A., Stachowitsch, M., & Zuschin, M. (2016). An innovative piston corer for large-volume sediment samples. *Limnology and Oceanography: Methods*, 14(11), 698-717.

43. Geyer, R. (2020). Production, use, and fate of synthetic polymers. In *Plastic waste and recycling* (pp. 13-32). Academic Press.

44. Geyer, R., Jambeck, J. R., & Law, K. L. (2017). Production, use, and fate of all plastics ever made. *Science advances*, 3(7), e1700782.

45. Gigault, J., Ter Halle, A., Baudrimont, M., Pascal, P. Y., Gauffre, F., Phi, T. L., ... & Reynaud, S. (2018). Current opinion: What is a nanoplastic?. *Environmental pollution*, 235, 1030-1034.

46. Glew, J. R., Smol, J. P., & Last, W. M. (2001). Sediment core collection and extrusion. In *Tracking environmental change using lake sediments: basin analysis, coring, and chronological techniques* (pp. 73-105). Dordrecht: Springer Netherlands.

47. Grossart, H. P., Van den Wyngaert, S., Kagami, M., Wurzbacher, C., Cunliffe, M., & Rojas-Jimenez, K. (2019). Fungi in aquatic ecosystems. *Nature Reviews Microbiology*, 17(6), 339-354.

48. Hale, R. C., Seeley, M. E., La Guardia, M. J., Mai, L., & Zeng, E. Y. (2020). A global perspective on microplastics. *Journal of Geophysical Research: Oceans*, 125(1), e2018JC014719.

49. Harris, T. (2012). Bacterial Biogeochemistry. In *Bacterial Biogeochemistry*.

50. Hassouna, F., Raquez, J. M., Addiego, F., Dubois, P., Toniazzo, V., & Ruch, D. (2011). New approach on the development of plasticized polylactide (PLA): Grafting of poly (ethylene glycol)(PEG) via reactive extrusion. *European Polymer Journal*, 47(11), 2134-2144.

51. Havas, R., Thomazo, C., Iniesto, M., Jézéquel, D., Moreira, D., Tavera, R., ... & Benzerara, K. (2023). Biogeochemical processes captured by carbon isotopes in redox-stratified water columns: a comparative study of four modern stratified lakes along an alkalinity gradient. *Biogeosciences*, 20(12), 2347-2367.

52. Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M., & Visser, P. M. (2018). Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews Microbiology*, 16(8), 471-483.

53. Jadaun, J. S., Bansal, S., Sonthalia, A., Rai, A. K., & Singh, S. P. (2022). Biodegradation of plastics for sustainable environment. *Bioresource Technology*, 347, 126697.
54. Ji, L., Zhang, H., Wang, Z., Tian, Y., Tian, W., & Liu, Z. (2024). Temperature alters bacterial community structure in sediment of mountain stream. *Scientific Reports*, 14(1), 31159.
55. Ji, L., Zhang, H., Wang, Z., Tian, Y., Tian, W., & Liu, Z. (2024). Temperature alters bacterial community structure in sediment of mountain stream. *Scientific Reports*, 14(1), 31159.
56. Joergensen, R. G. (2025). Microbial biomass estimation by fumigation extraction and ATP—A review in memoriam of Phil Brookes. *Biology and Fertility of Soils*, 61(8), 1287-1299.
57. Jørgensen, B. B. (1982). Mineralization of organic matter in the sea bed—the role of sulphate reduction. *Nature*, 296(5858), 643-645.
58. Kader Bomboh, B. A. (2020). Étude de la pollution de la côte de la région de Honaine par les déchets plastiques.
59. Kadri, O., & Saadi, N. (2025). Application des enzymes dans la bioremédiation des polluants environnementaux [Mémoire de Master, Université Mohamed Boudiaf - M'Sila]. Dépôt Institutionnel de l'Université de M'Sila.
60. Kiron, A. (2025). Microplastics in Soil and Water: Distribution, Fate, and Ecological Effects. *Fate, and Ecological Effects* (June 01, 2025).
61. Knittel, K., & Boetius, A. (2009). Anaerobic oxidation of methane: progress with an unknown process. *Annual review of microbiology*, 63(1), 311-334.
62. Kumar, P. (2018). Impact of plastic on the environment. *International Journal of Trend in Scientific Research and Development*, 2(2), 471–474
63. Kuppan, N., Padman, M., Mahadeva, M., Srinivasan, S., & Devarajan, R. (2024). A comprehensive review of sustainable bioremediation techniques: Eco-friendly solutions for waste and pollution management. *Waste management bulletin*, 2(3), 154-171.
64. Kuypers, M. M., Marchant, H. K., & Kartal, B. (2018). The microbial nitrogen-cycling network. *Nature Reviews Microbiology*, 16(5), 263-276.
65. L'Agence Nationale des Ressources Hydrauliques (ANRH) oran
66. Laffet, L. (2023). Impact de la pollution plastique sur les communautés microbiennes de rivière (Doctoral dissertation, Université Clermont Auvergne).

67. **Li, Y., Li, Y., Yu, X., Gong, S., Du, J., & Wang, J. (2025).** The temporal and spatial variation characteristics of bacterial communities in Zhangjiayan reservoir sediments and their response mechanisms to environmental factors. *Frontiers in Environmental Science*, 13, 1640325.
68. **Liu, J., & Li, C. (2025).** Impact of Microplastics on Aquatic Ecosystems. *Water*, 17(14), 2124
69. **Lors, C., Leleux, P., & Park, C. H. (2022).** Biodégradabilité des plastiques biosourcés: revue bibliographique sur l'acide polylactique. *Matériaux & Techniques*, 110(6), 604.
70. **Magnusson, K., & Norén, F. (2014).** Screening of microplastic particles in and down-stream a wastewater treatment plant.
71. **Manal, B. (2023).** The impact of microplastics on human health: Exposure routes and consequences (Mémoire de Master). Université de Padoue.
72. **Meikle, J. L. (1995).** American plastic: a cultural history. Rutgers University Press.
73. **Mincer, T. J., Zettler, E. R., & Amaral-Zettler, L. A. (2016).** Biofilms on plastic debris and their influence on marine nutrient cycling, productivity, and hazardous chemical mobility. In *Hazardous chemicals associated with plastics in the marine environment* (pp. 221-233). Cham: Springer International Publishing.
74. **Offre, P., Spang, A., & Schleper, C. (2013).** Archaea in biogeochemical cycles. *Annual review of microbiology*, 67, 437-457.
75. **Orsi, W. D., Richards, T. A., & Francis, W. R. (2018).** Predicted microbial secretomes and their target substrates in marine sediment. *Nature microbiology*, 3(1), 32-37.
76. **Pan, X., Lin, L., Cao, X., Jing, Z., Dong, L., & Zhai, W. (2024).** Response of microbial communities and biogeochemical cycling functions to sediment physicochemical properties and microplastic pollution under damming and water diversion projects. *Science of The Total Environment*, 940, 173209.
77. **Paytan, A., & McLaughlin, K. (2007).** The oceanic phosphorus cycle. *Chemical reviews*, 107(2), 563-576.
78. **Plast Alger. (2026).** Rapport de l'industrie : 10ème édition du salon international du plastique et du recyclage. fairtrade & Messe Düsseldorf
79. **PolyNext Conference. (2025, 6 octobre).** Plastic pollution 2025: Latest data on distribution, sources, and brand contributions to waste. PolyNext Environmental Reports.

- 80. Prosser, J. I. (2020).** Putting science back into microbial ecology: a question of approach. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 375(1798), 20190240.
- 81. Ratkowsky, D. A., Lowry, R. K., McMeekin, T. A., Stokes, A. N., & Chandler, R. (1983).** Model for bacterial culture growth rate throughout the entire biokinetic temperature range. *Journal of bacteriology*, 154(3), 1222-1226.
- 82. Reisser, J., Shaw, J., Hallegraeff, G., Proietti, M., Barnes, D. K., Thums, M., ... & Pattiaratchi, C. (2014).** Millimeter-sized marine plastics: a new pelagic habitat for microorganisms and invertebrates. *PloS one*, 9(6), e100289.
- 83. Rousk, J., Bååth, E., Brookes, P. C., Lauber, C. L., Lozupone, C., Caporaso, J. G., ... & Fierer, N. (2010).** Soil bacterial and fungal communities across a pH gradient in an arable soil. *The ISME journal*, 4(10), 1340-1351.
- 84. Ruttenberg, K. C. (2013).** The global phosphorus cycle. In *Treatise on Geochemistry: Second Edition* (pp. 499-558).
- 85. Ryan, P. G., Moore, C. J., Van Franeker, J. A., & Moloney, C. L. (2009).** Monitoring the abundance of plastic debris in the marine environment. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 1999-2012.
- 86. Sajjad, M., Huang, Q., Khan, S., Khan, M. A., Liu, Y., Wang, J., ... & Guo, G. (2022).** Microplastics in the soil environment: A critical review. *Environmental Technology & Innovation*, 27, 102408.
- 87. Sanjana, M., Prajna, R., Urvi, S. K., & Kavitha, R. V. (2024).** Bioremediation—the recent drift towards a sustainable environment. *Environmental Science: Advances*, 3(8), 1097-1110.
- 88. Seitzinger, S., Harrison, J. A., Böhlke, J. K., Bouwman, A. F., Lowrance, R., Peterson, B., ... & Drecht, G. V. (2006).** Denitrification across landscapes and waterscapes: a synthesis. *Ecological applications*, 16(6), 2064-2090.
- 89. Semenov, M., Li, H., Luo, Y., Deng, Y., & Kuzyakov, Y. (2023).** Microbial regulation of soil carbon cycling in terrestrial ecosystems. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1295624.
- 90. Shi, X., Chen, Z., Wei, W., Chen, J., & Ni, B. J. (2023).** Toxicity of micro/nanoplastics in the environment: Roles of plastisphere and eco-corona. *Soil & Environmental Health* 1 (1), 100002.
- 91. Shim, W. J., & Thomposon, R. C. (2015).** Microplastics in the ocean. *Archives of environmental contamination and toxicology*, 69(3), 265-268.
- 92. Stal, L. J. (2012).** Cyanobacterial mats and stromatolites. In *Ecology of cyanobacteria II: their diversity in space and time* (pp. 65-125). Dordrecht: Springer Netherlands.

93. **Suttle, C. A. (2007).** Marine viruses—major players in the global ecosystem. *Nature reviews microbiology*, 5(10), 801-812.
94. **Ter Halle, A., & Perez, E. (2018).** La pollution plastique en mer: le septième continent. *Encyclopédie de l'environnement*.
95. **Thompson, R. C., Olsen, Y., Mitchell, R. P., Davis, A., Rowland, S. J., John, A. W., ... & Russell, A. E. (2004).** Lost at sea: where is all the plastic? *Science*, 304(5672), 838-838.
96. **UNCTAD. (2025, 31 juillet).** Mettre fin à la pollution plastique : pourquoi le commerce est important. United Nations Conference on Trade and Development.
97. **UNEP. (2025).** Environmental outlook on the triple planetary crisis: Plastic leakage in aquatic ecosystems. United Nations Environment Programme.
98. **Vaksmaa, A., Hernando-Morales, V., Zeghal, E., & Niemann, H.** Microbial degradation of marine plastics: current state and future prospects. In *Biotechnology for Sustainable Environment*, 111–154. Springer Singapore (2021).
99. **Wang, X., Li, L., Ren, Y., Cao, P., Zhu, A., Liu, J., & Shi, X. (2023).** Early diagenesis and benthic fluxes of redox-sensitive metals in eastern China shelf sediments. *Frontiers in Marine Science*, 10, 1154248.
100. **Wasmund, K., Mußmann, M., & Loy, A. (2017).** The life sulfuric: microbial ecology of sulfur cycling in marine sediments. *Environmental microbiology reports*, 9(4), 323-344.
101. **Wollum, A. G. (1994).** Soil sampling for microbiological analysis. *Methods of Soil Analysis: Part 2 Microbiological and Biochemical Properties*, 5, 1-14.
102. **Yang, L., Zhang, Y., Kang, S., Wang, Z., & Wu, C. (2021).** Microplastics in freshwater sediment: A review on methods, occurrence, and sources. *Science of the Total Environment*, 754, 141948.
103. **Zeng, L., Li, L., Xiao, J., Zhou, P., Han, X., Shen, B., & Dai, L. (2025).** Microplastics in the environment: A review linking pathways to sustainable separation techniques. *Separations*, 12(4), 82
104. **Zettler, E. R., Mincer, T. J., & Amaral-Zettler, L. A. (2013).** Life in the “plastisphere”: microbial communities on plastic marine debris. *Environmental science & technology*, 47(13), 7137-7146.
105. **Zhang, C., Liu, A., & Bahar, M. (2024).** Microbial response to emerging contaminants in soil and sediment ecosystems. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1371223.

Référence

106. Zhao, M., Huang, L., Arulmani, S. R. B., Yan, J., Wu, L., Wu, T., Zhang, H., & Xiao, T. (2022). Adsorption of different pollutants by using microplastic with different influencing factors and mechanisms in wastewater: A review. *Nanomaterials*, 12(13), 2256.

107. Zumft, W. G. (1997). Cell biology and molecular basis of denitrification. *Microbiology and molecular biology reviews*, 61(4), 533-616.

Site web

108. <https://tossey.com/blog/2021/3/20/telling-the-story-of-plastics-visually>

109. <https://www.chem4us.be/environnement/biodegradation/>

110. <https://www.franceenvironnement.com/produit/carottier-manuel>

111. <https://www.ouest-france.fr/bretagne/port-louis-56290/microplastiques-les-etudier-et-trouver-des-solutions-6086087>

112. <https://savoirs.unistra.fr/campus/detecter-la-presence-de-microplastiques-sur-le-campus>

113. <https://www.shimadzu.fr/industries/environment/microplastics/infrared-microscope/index.html>

114. <https://www.celadon.com.tw/fr/faq/Celadon-Tech-faq-004.html>

