



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique Et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique



Université Constantine 1 Frères Mentouri
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département Microbiologie

قسم : الميكرو بيولوجيا

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biologie Moléculaire des Microorganismes

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

Etude de la biodégradation des colorants synthétiques par des bactéries isolées des effluents textiles

Présenté par : CHAOUI Amina

Le : 12/06/2024

GAAS Ghofrane Aya

Jury d'évaluation :

Président : Mr. BOUDEMAGH Allaouaeddine (Professeur - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrante : Dr. BOUFERCHA Oumeima (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examinatrice: Dr. DERABLI Bisma (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

**Année universitaire
2023 – 2024**

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation de ce mémoire de fin d'études.

Tout d'abord, nous adressons nos remerciements les plus chaleureux à **Dr. BOUFERCHA Oumeima** pour avoir dirigé ce mémoire. Ce fut un plaisir de travailler sous sa direction. Sa patience, sa disponibilité, sa gentillesse et sa spontanéité ont grandement facilité notre travail. Ses conseils avisés et ses corrections précieuses nous ont permis d'améliorer considérablement notre projet. Nous espérons sincèrement que la confiance qu'elle nous a accordée sera honorée par ce mémoire et qu'il sera à la hauteur de ses attentes.

Nous remercions également les membres du jury, **Pr. BOUDEMAGH Allaoueddine** et **Dr. DERABLI Besma**, pour leur présence et leur lecture attentive de ce mémoire. Nous attendons avec intérêt leurs commentaires lors de la discussion, qui nous aideront à perfectionner notre travail.

Nous exprimons notre gratitude au **Pr. BENHAHIZIA** Yacine pour nous avoir accueillis dans son laboratoire, ce qui a été essentiel pour la réalisation de ce mémoire.

Un grand merci à nos professeurs pour les conseils avisés qu'ils nous ont prodigués tout au long de notre parcours universitaire.

Nos remerciements les plus chaleureux vont également à nos collègues de promotion, avec qui nous avons partagé de nombreux moments agréables.

Nous tenons à remercier sincèrement l'ensemble du personnel de l'usine de Filature Teinture de Barika (FILBA) pour leur aide précieuse dans le prélèvement des échantillons nécessaires à notre étude.

Enfin et surtout, nous adressons mille mercis à nos parents et à nos frères pour leur soutien constant et leur présence indéfectible à nos côtés.

*Je dédie entièrement ce travail à mon père « **Djamel** » et à ma mère « **Leila** », mes piliers, mes exemples, mes premiers supporteurs et ma plus grande force. Merci pour votre soutien, votre aide financière, et surtout votre amour, merci de n'avoir jamais douté de moi.*

Je souhaite que vous soyez fière de moi, et que j'ai pu répondre aux espoirs que vous avez fondé en moi.

*À mes chers frères **Seif Eddine et Yacine** merci pour vos soutiens moral, vos confiances et vos conseils précieux, qui m'ont aidé dans les moments difficiles. Je vous souhaite le bonheur et la réussite dans vos vies.*

À toute ma famille ; mes tantes, oncles, cousins et cousines, merci pour leur soutien.

*À mon binôme **Ghofrane Aya**.*

À tous mes amis et connaissances

À travers ses lignes je ne peux pas vous décrire tous mes sentiments d'amour, le seul mot que je peux dire est merci, vraiment merci beaucoup à toute personne qui a contribué à la réalisation de ce mémoire.

Amina

À mes chers parents

Quoi que je dise ou que je fasse, je n'arrivai jamais à vous remercier comme il se doit. C'est grâce à vos encouragements, vos bienveillances et votre présence à mes côtés, que j'ai réussi ce respectueux parcours.

Tout ce que j'espère, c'est que vous soyez fiers de moi aujourd'hui.

*À mon cher frère **Lokman** et à la meilleure des sœurs **Meriem**, qui font de mon univers une merveille, je leurs souhaite beaucoup de bonheur et de réussite.*

À toute ma famille et mes amis.

À mon binôme de travail, ma chère Amina.

À toute personne qui a contribué à la réalisation de ce mémoire de près ou de loin.

Aya

Résumé

Abstract

المخلص

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Revue bibliographique

Chapitre 1 : les colorants textiles

1. Définition 3

2. Historique 3

3. Classification des colorants 5

3.1. Classification selon la source 5

3.1.1. Les Colorants naturels 5

3.1.2. Les Colorants synthétique 5

3.2. Classification selon la structure chimique 6

3.2.1 Les colorants azoïques 6

3.2.2. Les colorants anthraquinoniques 6

3.2.3. Les colorants triphénylméthanes 6

3.2.4. Les colorants indigoïdes 7

3.2.5. Les colorants xanthènes 7

3.2.6. Les colorants phtalocyaniques 7

3.2.7. Les colorants nitrés et nitrosés 7

3.3. Classification selon le domaine d'application 8

3.3.1. Les colorants acides	8
3.3.2. Les colorants basiques	8
3.3.3 Les colorants réactifs	8
3.3.4. Les colorants de cuve	8
3.3.5. Les colorants directs	9
3.3.6. Les colorants à mordant	9
3.3.7. Les colorants dispersés	9
4. Impacts des colorants textiles.....	10
4.1. Impacts sur le sol et les plantes	11
4.2. Impacts sur l'air	11
4.3. Impacts sur l'eau.....	11
4.4. Impacts sur l'homme	11
5. Élimination des colorants textiles des écosystèmes aquatiques	12
5.1. Procédés de traitement physiques.....	12
5.1.1. Adsorption.....	12
5.1.2. Utilisation des nanoparticules	13
5.1.3. Membranes échangeuses d'ions.....	13
5.2. Procédés de traitement chimiques	14
5.2.1. Oxydation.....	14
5.2.2. Coagulation/floculation.....	14
5.2.2. Ozonation	14

5.3. Procédés de traitement biologiques	15
Chapitre 2: Biodégradation microbienne des colorants textiles	
1. Microorganismes impliqués dans la biodégradation des colorants	16
1.1. Dégradation des colorants par les moisissures	16
1.2. Dégradation des colorants par les levures	17
1.3. Dégradation des colorants par les microalgues	18
1.4. Dégradation des colorants par les bactéries	19
1.5. Dégradation des colorants par les actinobactéries	21
2. Enzymes microbiens interviennent lors de la biodégradation des colorants	23
2.1. L'azoréductase	23
2.2. L'oxydoréductase	23
2.3. La laccase	24
2.4. Tyrosinase	24
3. Mécanisme de biodégradation	24
4. Facteurs affectant la biodégradation des colorants	25
4.1. Facteurs environnementales	25
4.1.1. Le potentiel hydrogène (pH)	25
4.1.2. La température	25
4.1.3. L'oxygène et l'agitation	26
4.2. Facteurs nutritionnels	26
4.2.1. Les sels solubles	26
4.2.2. Source de carbone et d'azote supplémentaire	26
4.2.3. Concentration initiale et structure du colorant	26

5. Dernières avancées en matière de dégradation bactérienne des colorants.....	27
5.1. Consortium microbien	27
5.2. Utilisation de bactéries immobilisées	28
5.3. Piles à combustible microbiennes	28
5.4. Bioréacteurs à membrane	29
5.5. La génie génétique des microbes.....	29
Matériel et Méthodes	
1. Echantillonnage	31
2. Isolement, purification et conservation des isolats.....	31
2.1. Isolement par enrichissement	31
2.2. Purification.....	32
2.3. Conservation.....	32
3. Identification phénotypique	32
3.1. Caractères morphologiques	32
3.1.1. Étude macroscopique	32
3.1.2. Étude microscopique	34
3.1.2.1. Observation à l'état frais.....	34
3.1.2.2. Coloration de Gram	34
3.2. Caractères biochimiques	34
3.2.1. La catalase	34
3.2.2. L'oxydase.....	35
3.2.3. La nitrate réductase.....	35
3.2.4. La galerie API 20 E	35

3.2.5. Mise en évidence de la voie d'attaque des glucides (Milieu MEVAG)	36
3.2.6. Mise en évidence du type respiratoire	36
3.3. Caractères physiologiques.....	37
3.3.1. Effet du pH.....	37
3.3.2. Effet de la température.....	37
3.3.3. Effet du NaCl.....	37
3.4. Test d'antibiogramme	37
4. Criblage primaire de la biodégradation des colorants sur milieu solide.....	38
5. Biodégradation du colorant rouge Congo en milieu liquide	40
5.1. Suivre de la croissance cellulaire	40
5.2. Suivre de concentration du rouge Congo	40
5.3. Test de phytotoxicité.....	41
5.4. Test de l'activité antimicrobienne	42
Résultats et discussion	
1. Isolement et identification.....	44
1.1. Isolement par enrichissement	44
1.2. Identification phénotypique	45
1.2.1. Caractérisation morphologique	45
1.2.1.1. Étude macroscopique.....	45
1.2.1.2. Étude microscopique	45
1.2.3. Caractérisation biochimique.....	46
1.2.3.1. Catalase.....	46

1.2.3.2. Oxydase	47
1.2.3.3. Nitrate réductase.....	47
1.2.3.4. Galerie API 20E	47
1.2.3.5. Milieu MEVAG.....	49
1.2.3.6. Type respiratoire.....	50
1.2.3. Caractérisation physiologique	50
1.2.4. Test de l'Antibiogramme	52
2. Biodégradation des colorants par les souches <i>S. plymuthyca</i> et <i>k. pneumoniae</i>.....	56
2.1. Test de biodégradation sur milieu solide	56
2.2. Test de biodégradation en milieu liquide	58
2.2.1. Cinétique de croissance de <i>Serratia plymuthyca</i> lors de la biodégradation du Rouge Congo	59
2.2.2. Cinétique de biodégradation du rouge Congo par <i>Serratia plymuthyca</i>	59
2.2.3. Évaluation de la toxicité du rouge Congo et de ses métabolites	60
2.2.4. L'activité antimicrobienne	62
Conclusion et perspective	67
Références bibliographiques	69
Annexes	

Résumé

Dans cette étude, trois bactéries ont été isolées et purifiées à partir d'échantillons d'effluents textiles de l'usine Filature Teinture de Barika (FILBA). Après une analyse de leurs caractéristiques morphologiques, biochimiques et physiologiques, deux isolats, C2 et C5, ont été identifiés comme *Serratia plymuthyca*, tandis que l'isolat C6 a été identifié comme *Klebsiella pneumoniae*. Le criblage primaire de ces souches sur des milieux minimum gélosés, sans source de carbone et supplémentés en glucose, avec l'ajout séparé des colorants jaune éversol (JE), rouge Congo (RC) et bleu de méthylène (BM), a révélé que *S. plymuthyca* peut dégrader le JE à des concentrations allant de 10 mg/l à 100 mg/l, et le RC de 10 mg/l à 200 mg/l. *K. pneumoniae* a montré une capacité à dégrader le BM à des concentrations allant de 10 mg/l à 100 mg/l. Les résultats du criblage secondaire du RC en milieu liquide indiquent que *S. plymuthyca* peut dégrader respectivement 43,75 %, 38,57 %, 30,71 % et 21,33 % des concentrations de 10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l et 200 mg/l. Cependant, l'ajout de glucose a considérablement amélioré ces taux, atteignant respectivement 78,75 %, 70 %, 50 % et 46,82 % au bout de 16 jours. L'évaluation de la phytotoxicité du rouge Congo et de ses produits de dégradation a montré que ces derniers sont moins toxiques que le rouge Congo lui-même. De plus, l'étude de l'activité antimicrobienne du RC et de ses produits de dégradation contre six souches de micro-organismes a révélé l'absence d'activité inhibitrice pour les deux. Ces souches sont prometteuses pour être utilisées dans la bioremédiation des écosystèmes pollués par ce type de colorants.

Mots clés : Biodégradation, colorants, effluents de teintures textiles, rouge Congo, *Serratia plymuthyca*.

Abstract

In this study, three bacteria were isolated and purified from textile effluent samples from the Filature Teinture of Barika factory (FILBA). After an analysis of their morphological, biochemical and physiological characteristics, two isolates, C2 and C5, were identified as *Serratia plymuthyca*, while isolate C6 was identified as *Klebsiella pneumoniae*. Primary screening of these strains on agar minimum media, without carbon source and supplemented with glucose, with the separate addition of eversol yellow (JE), Congo red (RC) and methylene blue (BM) dyes, revealed that *S. plymuthyca* can degrade JE at concentrations ranging from 10 mg/l to 100 mg/l, and the RC from 10 mg/l to 200 mg/l. *K. pneumoniae* showed an ability to degrade BM at concentrations ranging from 10 mg/l to 100 mg/l. The results of the secondary screening of RC in liquid medium indicate that *S. plymuthyca* can degrade respectively 43.75%, 38.57%, 30.71% and 21.33% of the concentrations of 10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l and 200 mg/l, after 16 days of incubation at 30 °C. However, the addition of glucose significantly improved these levels, reaching 78.75%, 70%, 50% and 46.82% respectively after 16 days. The assessment of the phytotoxicity of RC and its degradation products showed that these are less toxic than RC itself. In addition, the study of the antimicrobial activity of RC and its degradation products against six strains of microorganisms revealed the absence of inhibitory activity for both. These strains are promising to be used in the bioremediation of ecosystems polluted by this type of dyes.

Keywords: Biodegradation, dyes, textile dye effluents, Congo red, *Serratia plymuthyca*.

الملخص

في هذه الدراسة، تم عزل وتنقية ثلاث بكتيريا من عينات مياه الصرف الصحي الناتجة عن مصنع الغزل والصباغة لمدينة بركة (فيلبا). بعد تحليل خصائصها المورفولوجية والكيميائية الحيوية والفسولوجية، تم تحديد أن العزلات C2 و C5 على أنها بكتيريا *Serratia plymuthyca*، بينما تم تحديد العزلة C6 على أنها بكتيريا *Klebsiella pneumoniae*. وقد كشف الفحص الأولي لهذه السلالات على أوساط غذائية صلبة بدون مصدر كربون ومضاف إليها الجلوكوز، مع إضافة منفصلة للأصباغ من أصفر الإيفرسول (JE) وأحمر الكونغو (RC) وأزرق الميثيلين (BM)، أن *S. plymuthyca* قادرة على تحليل JE بتركيزات تتراوح بين 10 ملغم/ل إلى 100 ملغم/ل، و RC من 10 ملغم/ل إلى 200 ملغم/ل. كما أظهرت بكتيريا *K. pneumoniae* القدرة على تحليل BM بتركيزات تتراوح من 10 ملغم/ل إلى 100 ملغم/ل. أشارت نتائج الفحص الثانوي لل RC في وسط سائل إلى أن *S. plymuthyca* يمكن أن تحلل 43.75% و 38.57% و 30.71% و 21.33% من التركيزات 10 ملغم/ل و 50 ملغم/ل و 100 ملغم/ل و 200 ملغم/ل على التوالي، بعد 16 يومًا من الحضارة عند 30 درجة مئوية. ومع ذلك، أدى إضافة الجلوكوز إلى تحسين هذه المعدلات بشكل كبير، حيث وصلت إلى 78.75% و 70% و 50% و 50% و 46.82% على التوالي بعد 16 يومًا. أظهر تقييم السمية النباتية لل RC ونواتج تحلله أن الأخيرة أقل سمية من RC نفسه. بالإضافة إلى ذلك، كشفت دراسة النشاط المضاد للميكروبات لصيغة RC ونواتج تحلله ضد ست سلالات من الكائنات الحية الدقيقة عن عدم وجود نشاط مثبط لكليهما. وتعد هذه السلالات واعدة للاستخدام في المعالجة الحيوية للنظم البيئية الملوثة بهذا النوع من الأصباغ.

الكلمات المفتاحية: التحلل البيولوجي، الأصباغ، النفايات السائلة لصبغات النسيج، أحمر الكونغو، *S. plymuthyca*.

API:	Analytical Profile Index
ATCC:	American Type Culture Collection
BM :	Bleu de méthylène
[C] :	Concentration
CH₄ :	Méthane
CO₂ :	Dioxyde de carbone
DO :	Densité optique
DSMZ:	Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen
FILBA :	Filature teinture Barika
G	Glucose
GC%:	Pourcentage de la guanine et la cytosine
GN :	Gélose nutritive
H₂O₂ :	Peroxyde d'hydrogène
JE :	Jaune éversol
MM :	Milieu minimum
MEVAG :	Milieu d'étude de la voie d'attaque des glucides
NaCl :	Chloride de sodium
NO₃⁻:	Nitrates
NO₂⁻:	Nitrites
OGM :	Organismes génétiquement modifiés
pH :	Potentiel hydrogène
RC :	Rouge de Congo
rpm:	Rotation par minute
VG :	Violet de gentiane
VM :	Vert de malachite
VF :	Viande de foie

Figure 1 : Classification des colorants (Pandey et al., 2020).....	10
Figure 2 : Impacts directs et indirects des colorants textiles (Das et al., 2023).....	12
Figure 3 : Méthodes de traitement des effluents textiles	15
Figure 4 : Facteurs affectant la biodégradation des colorants	27
Figure 5 : Dernières avancées dans la biodégradation microbienne des colorants.....	30
Figure 6 : Représentation schématique de la technique d'isolement, de purification et de conservation.....	33
Figure 7 : Détermination du type respiratoire (Cherriet et Belhi, 2014).....	36
Figure 8 : Représentation schématique du test de biodégradation des colorants : jaune éversol (JE), rouge de Congo (RC) et bleu de méthylène (BM) sur milieu solide par les isolats bactériens C2, C5 et C6.	39
Figure 9 : Représentation schématique de l'expérience de la biodégradation du rouge Congo (RC) en milieu liquide par l'isolat C5. A : en absence du glucose. B : en présence du glucose.	41
Figure 10 : Photographie représentant les trois souches bactériennes après purification sur GN.....	44
Figure 11 : Observation microscopique à l'état frais des souches isolées, grossissement x 40.	45
Figure 12 : Observation microscopique des souches C2, C5 et C6 après coloration de Gram, grossissement x100.....	46
Figure 13 : Photographie représentant les résultats du test de catalase des souches C2, C5 et C6.....	46
Figure 14 : Photographie représentant les résultats du test d'oxydase des souches C2, C5 et C6.....	47

Figure 15 : Photographie représentant les résultats du test nitrate réductase pour les trois souches.....	47
Figure 16 : Profil souches C2, C5 et C6 sur l'API des 20E.....	49
Figure 17 : Photographie représentant les résultats du test MEVAG des souches C2, C5 et C6.....	50
Figure 18 : Profil de sensibilité de <i>S.plymuthyca</i> et <i>K.pneumoniae</i> aux antibiotiques	52
Figure 19 : Photographie représentant le contrôle biotique en absence et en présence du glucose (G)	56
Figure 20 : Photographie représentant la biodécoloration des colorants JE, RC et BM par les souches C2, C5 et C6 en absence et présence du glucose (G).....	57
Figure 21 : Suivi de la croissance cellulaire de <i>Serratia plymuthyca</i> pendant 16 jours d'incubation lors de la biodégradation du RC à différentes concentrations (a) : en absence de glucose, (b) : en présence du glucose.....	58
Figure 22 : Suivi de la croissance cellulaire de <i>Serratia plymuthyca</i> dans le MM pendant 16 jours d'incubation (Contrôle biotique) (CB) : MM sans aucune source de carbone, (CBG) : MM additionné du glucose (10 mM).....	58
Figure 23 : Cinétique de biodégradation du rouge Congo à différentes concentrations par <i>Serratia plymuthyca</i> pendant 16 jours d'incubation (a) : en absence du glucose, (b) : en présence du glucose (10 mM)	59
Figure 24 : Taux de biodégradation du rouge Congo à différentes concentrations par <i>Serratia plymuthyca</i> pendant 16 jours d'incubation (a) : en absence du glucose, (b) : en présence du glucose (10 mM)	59
Figure 25 : Évaluation de la phytotoxicité du RC et de ses métabolites sur la tomate Heinz et la laitue Madrilene. (a) : % d'inhibition de la germination, (b) : % d'inhibition de la croissance des racines, (c) : % d'inhibition de la croissance des tiges.....	60
Figure 26 : Comparaison de la croissance des racines et des tiges Tomate Heinz et de la laitue madrilène (Témoin, T0, Tf)	61

Figure 27 : photographie représentant l'activité antimicrobienne du rouge Congo et ses produits de dégradation vis-à-vis six souches bactériennes 62

Figure 28 : Lecture de la galerie API 20E miniaturisée.....Annexe 4

Figure 29 : L'antibiogramme des souches *S. plymuthyca* C2 et C5 et *K. pneumoniae* C6.
.....Annexe 6

Tableau 1 : Exemples des moisissures pour la dégradation des colorants (Patel et al., 2022).	17
Tableau 2 : Exemples des levures pour la dégradation des colorants (Ali, 2010)	18
Tableau 3 : Exemples des microalgues pour la dégradation des colorants (Patel et al., 2022).	19
Tableau 4 : Exemples des bactéries pour la dégradation des colorants (Sehar et al., 2022).	21
Tableau 5 : Exemples d'actinobactéries capables de dégrader des colorants (Patel et al., 2022)	22
Tableau 6 : Description macroscopique des souches étudiées	45
Tableau 7 : Les résultats des tests biochimiques des trois souches bactériennes	48
Tableau 8 : Caractéristiques physiologiques des souches C2, C5 et C6	50
Tableau 9 : Résultats de l'antibiogramme des souches d'entérobactéries identifiées	52
Tableau 10 : Les structures chimiques des colorants	Annexe 1
Tableau 11 : Caractéristiques physiologiques des souches C2, C5 et C6	Annexe 5
Tableau 12 : Les mesures des zones d'inhibition	Annexe 6
Tableau 13 : Les résultats de test de phytotoxicité de rouge Congo et ces produits de dégradation	Annexe 7

INTRODUCTION

L'industrie textile est l'une des chaînes de production les plus longues et les plus complexes du secteur manufacturier, employant des dizaines de millions de personnes dans le monde et répondant aux besoins quotidiens de la société (**Harsanto et al., 2023**). Cette industrie diversifiée englobe la fabrication de produits tels que les agrotextiles, les textiles automobiles, les textiles de construction, les géotextiles, les textiles industriels, les textiles médicaux, les textiles de protection et les textiles de sport (**Roy et al., 2020**). Au-delà de son impact économique, l'industrie textile joue un rôle crucial dans le développement économique des pays, avec la Chine en tant que plus grand exportateur de produits textiles, suivie par l'Union européenne, l'Inde, les États-Unis et la Turquie (**OMC, 2019**).

Malgré son importance économique, l'industrie textile est l'une des principales sources de pollution de l'eau, contribuant à environ 20 % de la pollution mondiale de cette ressource précieuse. En effet, les effluents colorés provenant des usines de teintures textiles représentent une part considérable de cette pollution, avec environ 200 milliards de litres d'eaux usées colorées générées chaque année à l'échelle mondiale. Pour faire face à ce défi environnemental, les législations imposent aux usines textiles de traiter leurs effluents avant de les déverser dans les eaux réceptrices (**Sarkar et al., 2021**).

Au cours des dernières décennies, diverses techniques ont été développées pour éliminer les colorants toxiques présents dans les effluents textiles. Les méthodes physico-chimiques telles que l'adsorption, la coagulation/floculation, la filtration sur membrane, l'échange d'ions et la sédimentation se sont avérées efficaces, mais elles sont coûteuses et génèrent d'importantes quantités de boues, ce qui peut nuire aux propriétés de l'eau, du sol et des êtres vivants (**Ceretta et al., 2020**). Cependant, dans un contexte de préservation de l'environnement et de réduction des coûts, les méthodes biologiques, connues sous le nom de bioremédiation, impliquant l'utilisation de microorganismes, ont émergé comme des alternatives prometteuses (**Kishor et al., 2018 ; Ceretta et al., 2020**).

La bioremédiation/biodégradation fait intervenir divers microorganismes tels que les bactéries, les actinobactéries, les moisissures, les levures et les algues. Parmi ceux-ci, les bactéries sont considérées comme les plus efficaces pour le traitement des eaux usées en raison de leur croissance rapide, de leur grande adaptabilité environnementale et de leur polyvalence biochimique (**Chen et al., 2018 ; Bilińska et al., 2019 ; Garg et al., 2020**). Elles peuvent dégrader, décolorer, détoxifier et minéraliser divers polluants en utilisant différentes

voies métaboliques. De nombreuses études ont mis en évidence l'utilisation de diverses souches bactériennes pour décolorer les eaux usées contenant des colorants.

Dans cette étude, nous avons isolé, purifié, et identifié des souches bactériennes provenant des effluents de l'usine de Filature Teinture de Barika (FILBA). Notre objectif principal était de tester la capacité de ces isolats à dégrader les colorants.

REVUE

BIBLIOGRAPHIQUE

1. Définition

Les colorants sont des composés chimiques organiques colorés, hydrosolubles ou solubles dans les huiles. La majorité des colorants sont des molécules organiques complexes conçues pour se lier fortement aux molécules de polymère qui composent les fibres textiles et doivent être capables de résister à un large éventail d'effets externes (**Chequer *et al.*, 2013 ; Benkhaya *et al.*, 2020 ; Kiron, 2021**). Ils sont utilisés pour colorer le papier, les textiles, les polymères et le cuir. Le substrat de la teinture doit être stable à la lumière et résistant au lavage (**Chatwal, 2009**).

Pour que les colorants puissent transférer leur couleur, il est nécessaire d'avoir une structure en anneau aromatique liée à une chaîne latérale pour la résonance (**Rapo et Tonk, 2021**). Les structures de résonance responsables de la couleur provoquent le déplacement ou l'apparition de bandes d'absorption dans le spectre de la lumière visible. La synthèse d'un colorant se fait par la combinaison de chromophores, d'auxochromes et d'une matrice (**Benkhaya, 2020**).

Les colorants organiques contiennent au moins un composé insaturé (chromophore) et un groupe fonctionnel (auxochrome). Le chromophore peut contenir des structures aromatiques avec des anneaux de benzène, de naphthalène ou d'anthracène, et la solubilité des colorants peut être améliorée en ajoutant des auxochromes, qui renforcent la couleur du colorant (**El-Sikaily *et al.*, 2012 ; Gürses *et al.*, 2016 ; Berradi *et al.*, 2019**).

2. Historique

L'histoire des colorants remonte à l'aube de la civilisation humaine. Depuis les premières tentatives de nos ancêtres pour extraire des teintures des plantes et des minéraux jusqu'aux processus de synthèse chimique sophistiqués utilisés aujourd'hui, Cette histoire du développement des colorants s'étend sur différentes périodes distinctes.

- **Les temps anciens :**

Les données révèlent que des vêtements en tissu coloré et des traces de teinture de garance ont été découverts dans les ruines de la civilisation antique de la vallée de l'Indus, datant de 2600 à 1900 av. J.-C. C'est également à cette époque que les premières traces écrites de l'utilisation de colorants ont été trouvées en Chine (**Mansour, 2013**). En outre, une étude intéressante a révélé que les peintures rupestres d'El Castillo en Espagne remontent à environ 40 000 ans. Une fibre de lin colorée datant d'environ 34 000 ans avant J.-C. a été découverte

en République de Géorgie (**Rapo et Tonk, 2021**). L'Empire romain est également connu pour son utilisation de la teinture de laine, en particulier la pourpre, pour teindre les vêtements, comme les robes. Alexandre le Grand a trouvé des tissus pourpres dans le trésor royal lors de la conquête de Suse en 333 avant J.-C., ces tissus datant de 541 avant J.-C. Ces tissus pourpres, teints avec du mucus d'escargot de mer, valent aujourd'hui environ 68 millions de dollars (**Rapo et Tonk, 2021**).

- **Au 12ème siècle :**

Des guildes de peintres ont été fondées en Europe au 12e siècle, comme celle de Londres en 1188. À cette époque, Florence comptait plus de 200 artistes, drapiers et tailleurs. Les dirigeants ont mis en place des mesures visant à préserver les commerçants et à garantir la qualité des produits (**Rapo et Tonk, 2021**).

- **Au 15ème siècle :**

Le 15e siècle a été marqué par la publication d'un traité de Cennino Cennini qui explique la technique d'impression des textiles. En 1429, l'Italie a accueilli la publication du tout premier livre européen sur la peinture. À partir de 1507, de nombreux pays européens ont commencé la culture à grande échelle de plantes tinctoriales. Au cours de ce siècle, des pays européens comme la France, les Pays-Bas et l'Allemagne ont initié la culture industrielle de ces plantes (**Rapo et Tonk, 2021**).

- **Au 19ème siècle :**

Avec le début de la révolution industrielle au 19e siècle, les colorants synthétiques se sont imposés en raison des limites des colorants naturels en termes de quantité, de consistance et de coût. Auparavant, tous les colorants étaient obtenus à partir de sources naturelles, ce qui entraînait des désavantages économiques. Il était donc indispensable de fabriquer des colorants synthétiques de manière plus rapide et plus abordable. Avant l'apparition des colorants artificiels, l'indigo et la garance étaient les principaux colorants naturels, l'indigo étant le principal colorant bleu. Cependant, ces colorants naturels ne présentaient pas une grande résistance à la lumière et les chimistes de l'époque rencontraient des problèmes pour les produire en quantité suffisante. Pendant le 19e siècle, William Henry Perkin a découvert un colorant violet artificiel nommé « mauve » alors qu'il tentait de fabriquer de la quinine artificielle (**Rapo et Tonk, 2021**).

- **Au 20ème siècle :**

Jusqu'au début du 20e siècle, l'industrie des teintures était prospère et produisait de nombreux types de teintures. En 1924, la première édition du Color Index a été publiée, répertoriant plus de 1200 colorants organiques et synthétiques (**Hunger, 2002**).

Tout au long de l'histoire, le développement des colorants a été influencé par des facteurs culturels, économiques et technologiques, ce qui a conduit à l'évolution des techniques de teinture et au passage des colorants naturels aux colorants synthétiques.

3. Classification des colorants

La classification des colorants est généralement basé sur leur nature; leur structure chimique et leur méthode d'application (**Figure 1**).

3.1. Classification selon la source

3.1.1. Les Colorants naturels

Les colorants naturels sont des substances d'origine naturelle. Ils sont considérés comme respectueux de l'environnement, car ils proviennent de ressources renouvelables et sont biodégradables. Les sources naturelles de colorants sont généralement classées comme suit : plantes (indigo et garance...), minéraux (ocre et argile...), animaux (cochenille et certaines espèces de mollusques....) (**Affat, 2021**). Bien que les plantes soient la source la plus courante en raison de leur disponibilité et de leur richesse (**Salauddin et al., 2021**).

3.1.2. Les Colorants synthétiques

Les produits pétrochimiques sont la principale ressource non renouvelable utilisée pour créer des colorants synthétiques. Ils adoptent une grande variété de structures chimiques complexes, et de nombreux dérivés sont largement employés dans le commerce.

Chaque année, dans le monde, la fabrication de colorants synthétiques atteint environ 800 000 tonnes, dont 75 % sont consommées par l'industrie textile (**Hassaan et Nemr, 2017**). Depuis leur introduction sur le marché, les colorants synthétiques ont été préférés aux colorants naturels en raison de leur simplicité d'utilisation, de l'absence de l'emploi de mordants, et de leur capacité à produire des teintes rapides, éclatantes et durables. Cependant, l'utilisation de ces colorants peut entraîner la génération de déchets qui nécessitent une élimination appropriée (**Bide, 2014**).

3.2. Classification selon la structure chimique

Cette classification repose sur la structure chimique et s'appuie principalement sur la nature du chromophore.

3.2.1 Les colorants azoïques

Les colorants azoïques représentent la plus grande catégorie de colorants synthétiques, constituant environ 70 % de la production annuelle mondiale (**Lim et al., 2010 ; Rajasimman, 2019**). Ils se caractérisent par la présence de groupes azoïques (-N=N-) liés à des groupes auxochromes tels que l'hydroxyle (OH) ou l'amine (NH₂). Ces colorants peuvent être classés en monoazo, diazo et triazo en fonction du nombre de groupes azoïques présents (**Holkar, 2016 ; Saini et al., 2017**). En raison de leur stabilité de teinture, les colorants azoïques sont largement utilisés dans diverses industries telles que le papier, le cuir, les cosmétiques, l'alimentation et la pharmacie (**Chaieb et al., 2016 ; Qi et al., 2016**). Les colorants azoïques les plus connus sont : l'orange acide 5, le rouge acide 88, le méthyl orange, le rouge Congo et le noir direct 38 (**Singh et al., 2020**).

3.2.2. Les colorants anthraquinoniques

Les colorants anthraquinoniques constituent l'un des groupes de colorants les plus répandus, se positionnant comme la deuxième grande classe de colorants textiles après les colorants azoïques. Ils sont largement utilisés dans l'industrie textile en raison de leur vaste gamme de nuances de couleurs, de leur solidité, de leur facilité d'application et de leur faible consommation d'énergie (**Ruan et al., 2019**). Leur formule générale, dérivée de l'anthracène, révèle un chromophore sous forme de noyau quinonique auquel peuvent se lier des groupes hydroxyles ou aminés (**Franciscon et al., 2009**).

3.2.3. Les colorants triphénylméthanes

Dans l'industrie textile, les colorants triphénylméthanes sont couramment employés afin de teindre les fibres de laine et de soie, en particulier lorsqu'ils sont constitués de deux groupes d'acide sulfonique (SO₃H). La popularité de ces colorants réside dans leur capacité à se dissoudre dans l'eau et leur vaste gamme de teintes intenses (**Ghaly et al., 2014 ; Cao et al., 2019**). Leur solubilité dans l'eau et leur forte force tinctoriale permettent d'obtenir des nuances de rouge, de bleu, de vert et de violet. Parmi les colorants triphénylméthanes les plus utilisés, le rouge crésol, le bleu brillant de coomassie, le bleu de méthyle, le bleu de

bromophénol, le bleu brillant, le bleu brillant de Prussion, le vert brillant et le vert de malachite sont largement reconnus (**Chen et Ting, 2017 ; Sim et al., 2019**).

3.2.4. Les colorants indigoïdes

Les colorants indigo sont utilisés dans la teinture des jeans bleus, ce qui explique leur production en grandes quantités à travers le monde. L'indigo, ou bleu foncé, est classé parmi les colorants de cuve, qui ne sont pas solubles dans l'eau à l'origine mais deviennent hydrosolubles après une réduction alcaline. Le processus de teinture des textiles implique l'utilisation de la forme hydrosoluble ou leuco de l'indigo, une fois appliquée sur le tissu, s'oxyde à l'air pour revenir à sa forme insoluble ou céto d'origine, assurant ainsi une adhérence parfaite du colorant au tissu (**Paz et al., 2017 ; Chowdhury et al., 2020**).

3.2.5. Les colorants xanthènes

Ils présentent une fluorescence intense, le plus connu étant la fluorescéine. Ces colorants sont peu utilisés en teinture, mais ils trouvent leur utilité en technologie de marquage, notamment comme marqueurs dans les accidents maritimes ou comme traceurs dans les rivières souterraines (**Berradi et al., 2016**).

3.2.6. Les colorants phtalocyaniques

La famille des colorants phtalocyanines est synthétisée par une réaction entre le composé 1,4-dicyanobenzène et un atome de métal (nickel, cobalt, cuivre, etc...) pour produire des teintes vertes et bleues. Ces colorants possèdent plusieurs propriétés intrinsèques telles qu'une bonne solidité des couleurs à la lumière, une résistance à l'oxydation, une solubilité dans l'eau et une stabilité chimique (**Silva et al., 2012 ; Dindaş et al., 2019**).

3.2.7. Les colorants nitrés et nitrosés

Les colorants nitrés et nitrosés forment une classe de colorants relativement ancienne et peu répandue. Ils sont encore utilisés en raison de leur coût modéré et de la simplicité de leur structure moléculaire, caractérisé par la présence d'un groupe nitro (-NO₂) en position ortho par rapport à un groupe donneur d'électrons (tel que les groupes hydroxyle ou amine) (**lim et al., 2010**).

3.3. Classification selon le domaine d'application

Également connue sous le nom de classification tinctoriale, Elle se concentre essentiellement sur la solubilité des colorants dans le bain de teinture et leur affinité pour les différentes fibres textiles.

3.3.1. Les colorants acides

Il s'agit de la plus grande classe de colorants, principalement de nature anionique (**Rane et Joshi, 2021**). Ces composés sont solubles dans l'eau grâce à leurs groupements sulfonates ou carboxylates. Les colorants anioniques sont utilisés pour la teinture des fibres contenant un groupement aminé (NH_2), telles que la laine, le polyamide, la soie et l'acrylique modifié, qui se fixent sur les cations NH_4^+ de ces fibres en milieu acide (**Pisoni et al., 2013**).

3.3.2. Les colorants basiques

Les colorants basiques, également appelés colorants cationiques, se transforment en sels cationiques de base organique capables de teindre directement les fibres portant des sites anioniques (**Puttaswamy et al., 2000 ; Umukoro et al., 2016**). Ces colorants sont sensibles à la lumière et solubles dans l'eau, ce qui les rend strictement utilisés pour la teinture du papier, du nylon et du polyester modifié (**Thakur et Chauhan, 2018**).

3.3.3 Les colorants réactifs

Ce type de colorants se caractérise par leur solubilité dans l'eau et la présence de groupes fonctionnels capables de former des liaisons covalentes fortes avec le substrat (la fibre) lors du processus d'application. Les colorants réactifs offrent une vaste gamme de nuances avec une bonne solidité à la lumière et une excellente résistance au lavage sur le coton (**Benkhaya et al., 2020**). Ils sont utilisés pour teindre les fibres cellulosiques ainsi que la laine et le nylon (**Gao et Cranston, 2008**).

3.3.4. Les colorants de cuve

Ce type de colorants est insoluble dans l'eau, mais devient soluble et adhère au substrat par réduction en milieu très alcalin (en cuve), formant des dérivés leuco-solubles dans l'eau (**Chakraborty, 2010 ; Arun et al., 2013 ; Hassaan et al, 2017**). Ils sont ensuite re-solubilisés par oxydation à l'air ou à l'aide d'un agent oxydant et se fixent à l'intérieur de la fibre (**Burkinshaw et Son, 2010**). En outre, ces colorants se distinguent par leur résistance aux

agents de dégradation et leur affinité à teindre des fibres telles que le coton, le lin, la laine, la soie et la rayonne (**Berradi *et al.*, 2019**).

3.3.5. Les colorants directs

Les colorants directs ou substantifs sont de grosses molécules capables de former des charges positives ou négatives qui sont attirées électro-statiquement par les charges des fibres. Ils se caractérisent par leur affinité pour les fibres cellulosiques sans application de mordant, qui est liée à la structure plane de leur molécule (**Lim *et al.*, 2010**). Ces colorants sont appliqués directement dans le bain contenant le sel (chlorure ou sulfate de sodium) et des auxiliaires qui facilitent la mouillabilité de la fibre et l'effet de dispersion. Les principaux avantages de ces colorants sont leur large gamme de couleurs, leur facilité d'utilisation et leur faible prix. En revanche, leur principal inconvénient est leur faible résistance à l'état humide, ce qui peut entraîner un dégorgeage de la couleur lors du lavage (**Aghajani et Tayebi, 2017 ; Berradi et El Harfi, 2017**).

3.3.6. Les colorants à mordant

Les colorants mordants se caractérisent par la présence de groupes fonctionnels capables de réagir avec les sels métalliques fixés sur la fibre après un traitement préalable. Ils s'attachent aux textiles et sont de nature acide. Ces colorants sont également employés dans les études histologiques pour colorer les tissus et les cellules. Cependant, du fait de leur composition contenant du chrome, les eaux usées générées après le traitement du mordant contiennent des concentrations élevées de chrome (**Rane et Joshi, 2021**).

3.3.7. Les colorants dispersés

Ils sont également connus sous le nom de colorants plasto-solubles. Ces colorants sont peu solubles dans l'eau et sont appliqués sous forme de poudre fine dispersée dans le bain de teinture (**Chakraborty, 2014 ; Khatri *et al.*, 2017**). Ils demeurent stables pendant la teinture à haute température et se diffusent efficacement dans les fibres synthétiques, les fixant ainsi. Les colorants dispersés sont largement employés dans la teinture de la plupart des fibres synthétiques, notamment le polyester et le polyamide. Pour optimiser leur dispersion, un agent dispersant est systématiquement ajouté à la solution (**Lim *et al.*, 2010**).

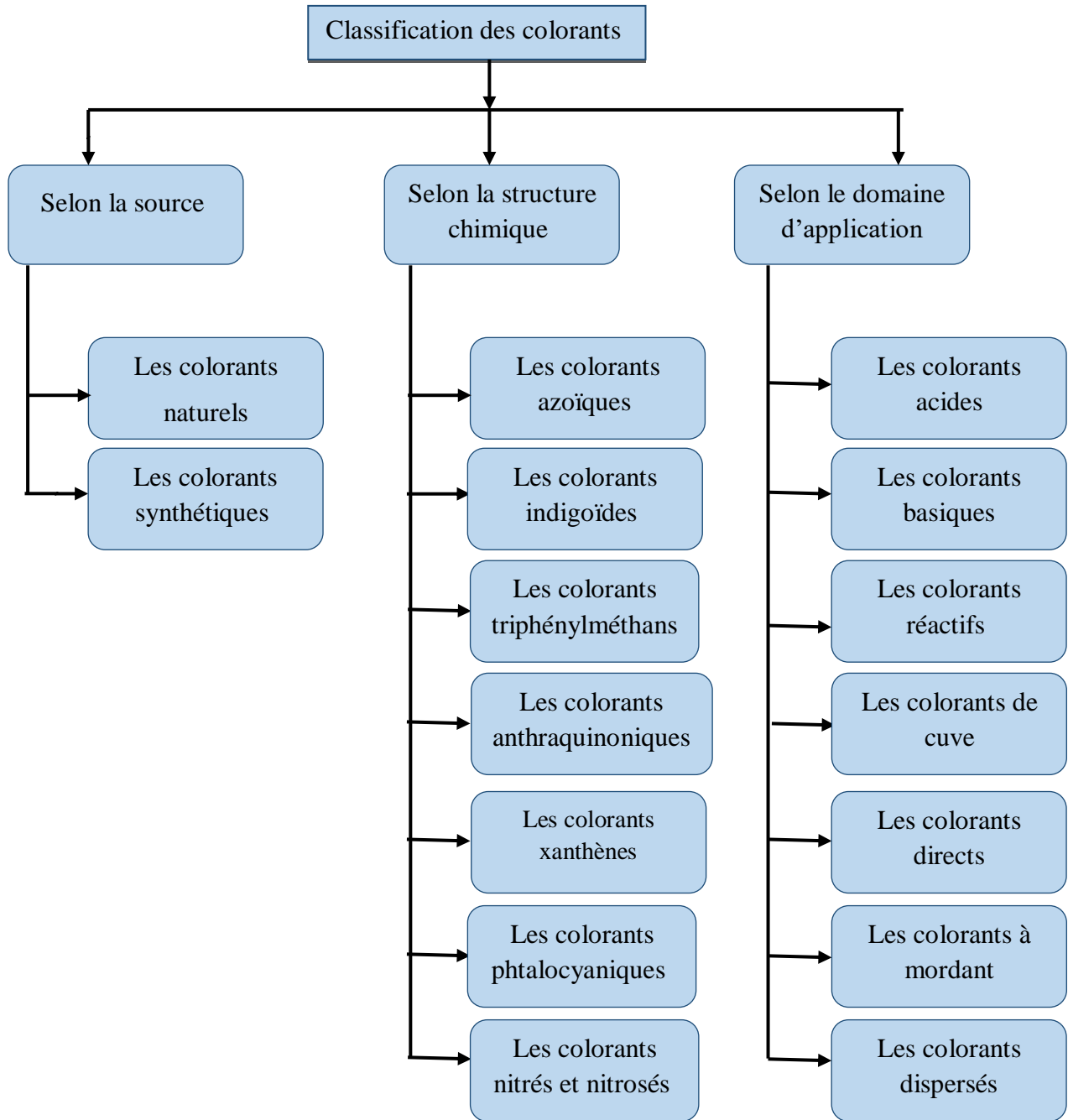


Figure 1 : Classification des colorants (Pandey *et al.*, 2020).

4. Impacts des colorants textiles

La couleur est la caractéristique la plus attrayante de tout textile, mais elle peut également poser un danger pour les êtres vivants et l'environnement (Figure 2). De nos jours, les industries de la teinture, de l'impression et du finissage demeurent les principales sources de pollution.

4.1. Impacts sur le sol et les plantes

L'industrie textile est une source majeure de pollution, rejetant des déchets contenant des colorants, des plastiques, du polyester, des fibres, des fils et d'autres matériaux dangereux, sous forme liquide ou solide. Ces composés polymériques ont contaminé les écosystèmes voisins ainsi que les zones agricoles, en particulier dans les pays en développement. Cette pollution du sol entrave la croissance des plantes par l'induction du stress oxydatif, la réduction de la teneur en protéines, la diminution de la photosynthèse et des taux d'absorption du CO₂ (**Vikrant et al., 2018**).

4.2. Impacts sur l'air

Les industries de la peinture textile émettent des gaz nocifs tels que le soufre, le formaldéhyde, les oxydes d'azote, des composés volatils, des particules et des poussières, caractérisés par une odeur désagréable. Cette pollution atmosphérique peut affecter les personnes (employés et clients), les animaux et l'environnement (**Park et al., 2016**).

4.3. Impacts sur l'eau

Les effluents provenant des processus de teinture industrielle ont un impact dévastateur sur les masses d'eau réceptrices, telles que les lacs, les rivières, les mers et les étangs, se propageant sur de vastes distances et affectant une multitude d'organismes vivants (**Slama et al., 2021**). Ces effluents Contenant plusieurs colorants dangereux, rendant leur couleur difficile à éliminer même à faible concentration. La turbidité élevée et la teinte foncée de ces effluents réduisent la quantité d'oxygène dissous dans l'eau, perturbent le pH et bloquent la lumière du soleil, ce qui inhibe la photosynthèse et entraîne des conséquences néfastes sur la biodégradabilité des plantes aquatiques et la chaîne alimentaire (**Sakib et al., 2019**).

4.4. Impacts sur l'homme

Les produits chimiques et sous-produits des colorants présents dans les effluents d'eaux usées ou les gaz générés par l'industrie textile peuvent avoir des effets néfastes à long terme sur la santé humaine. Ils affectent plusieurs systèmes et organes essentiels, incluant le système immunitaire, reproducteur, hépatique, cérébral et rénal (**Kant, 2011 ; Rovira et Domingo, 2019**). L'exposition directe aux colorants par inhalation, contact cutané ou exposition oculaire peut entraîner divers problèmes de santé, tels que l'asthme, les allergies, des irritations cutanées, oculaires et dermatologiques. De même, une exposition indirecte par le biais de la chaîne alimentaire peut contribuer au développement de maladies graves telles que la

tuberculose, le cancer, les hémorragies, les mutations génétiques et les maladies cardiaques (Yadav *et al.*, 2014 ; Khan et Malik, 2018).

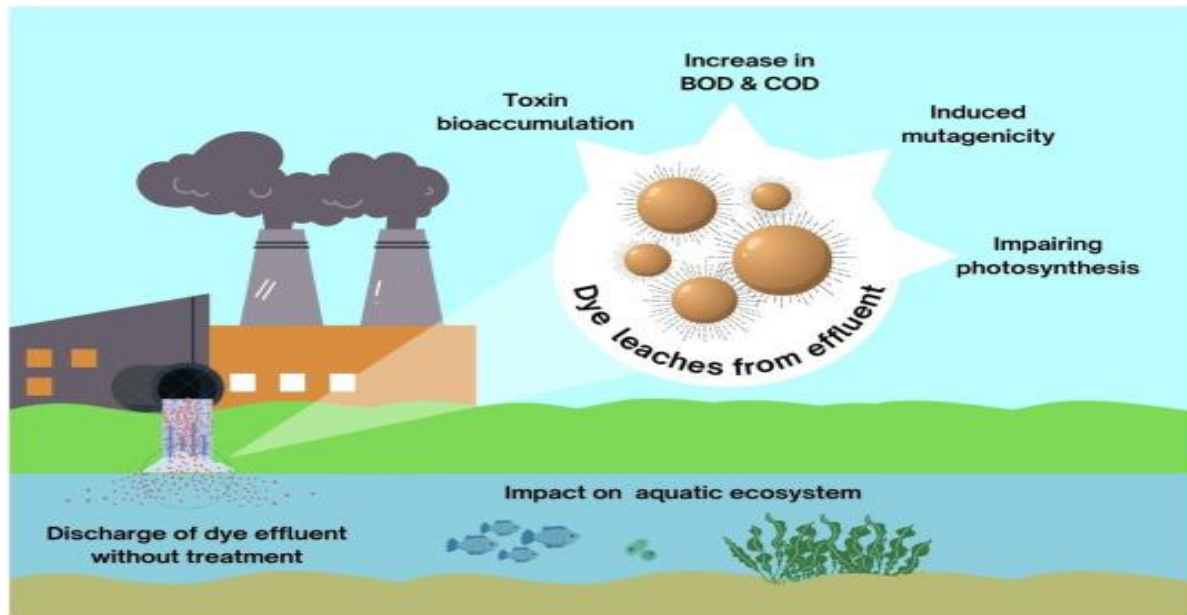


Figure 2 : Impacts directs et indirects des colorants textiles (Das *et al.*, 2023).

5. Élimination des colorants textiles des écosystèmes aquatiques

La présence des colorants dans les écosystèmes aquatiques constitue un problème environnemental majeur. Heureusement, il existe des techniques efficaces pour éliminer ces colorants, qu'elles soient de nature physique, chimique ou biologique (Figure 3).

5.1. Procédés de traitement physiques

5.1.1. Adsorption

L'adsorption est une méthode cruciale dans le traitement des eaux contaminées. Elle consiste à fixer un composant gazeux ou liquide, tel que des molécules, des atomes ou des ions, à la surface d'une substance connue sous le nom d'adsorbant ou de sorbant (Abbas *et al.*, 2023). Ce processus repose sur des forces physico-chimiques pour fixer les molécules dissoutes à la surface du matériau adsorbant (Nqombolo *et al.*, 2018). L'adsorption est largement utilisée pour éliminer les polluants organiques et inorganiques, ainsi que les composés toxiques et les colorants, et elle est souvent préférée en raison de sa rentabilité grâce à l'abondance de ressources naturelles poreuses (Abbas *et al.*, 2023). Le charbon actif est l'un des adsorbants les plus efficaces pour la décontamination des eaux usées en raison de sa porosité et de sa grande surface spécifique (Azam *et al.*, 2020). Cependant, son coût élevé

limite souvent son utilisation (**Ho et McKay, 2003**), ce qui a incité la recherche d'alternatives plus abordables. L'adsorption peut être affectée par de nombreux facteurs tels que le temps de contact, le pH, la quantité de l'adsorbant et la concentration initiale du colorant (**Razi et al., 2017**).

5.1.2. Utilisation des nanoparticules

Les nanoparticules sont des petits matériaux à l'échelle nanométrique qui possèdent une grande surface par rapport à leur volume, ce qui améliore ainsi leur capacité d'adsorption (**Mamalis, 2007**). De plus, elles possèdent des caractéristiques physiques et chimiques distinctives, notamment un potentiel catalytique élevé, une réactivité chimique, une conductivité, ainsi que des propriétés magnétiques et optiques. Ces propriétés les rendent plus efficaces que les méthodes traditionnelles pour éliminer les polluants, tout en étant non toxiques et moins préjudiciables à l'environnement (**Lazaridis et al., 2005**). Les nanoparticules d'or (Au), d'oxyde de fer (Fe_2O_3), d'oxyde de zinc (ZnO), d'oxyde d'aluminium (Al_2O_3), d'oxyde de titane (TiO_2), d'oxyde mixte (Fe-Ti) et d'autres matériaux peu coûteux ont été largement utilisés pour éliminer les polluants en raison de leur surface élevée et de leur stabilité thermique (**Deliyanni et al., 2004 ; Huang et al., 2006 ; Sharma et al., 2009**).

5.1.3. Membranes échangeuses d'ions

Les membranes échangeuses d'ions sont hautement prisées pour leur efficacité élevée, leur faible coût et leurs multiples applications dans la purification de l'eau, le traitement des métaux lourds et des eaux usées. Elles sont notamment utilisées pour éliminer les colorants. Ces membranes se regroupent en quatre catégories principales : les membranes d'échange d'anions, les membranes d'échange de cations, les membranes de réticulation et les autres résines. Les membranes d'échange d'anions possèdent des groupes chargés positivement, tandis que les membranes d'échange de cations ont des groupes chargés négativement. Ces groupes fonctionnels permettent de capturer les anions ou les cations selon le type de membrane. Ainsi, les membranes anioniques sont employées pour éliminer les colorants anioniques, tandis que les membranes cationiques éliminent les colorants cationiques. Grâce aux interactions entre les groupes fonctionnels de la membrane et les colorants chargés, les membranes échangeuses d'ions éliminent efficacement les contaminants des solutions aqueuses (**Ruan et al., 2019**).

5.2. Procédés de traitement chimiques

5.2.1. Oxydation

La méthode d'oxydation repose sur l'utilisation d'agents oxydants afin d'éliminer les colorants présents dans les eaux usées. Parmi ces agents, on retrouve des substances telles que le permanganate de potassium (KMnO_4), le réactif de Fenton, le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et l'ozone. Il existe deux types d'oxydation: l'oxydation chimique et l'oxydation assistée par UV. Le pH et la présence de catalyseurs sont des éléments essentiels dans le processus d'oxydation visant à éliminer les colorants des eaux usées (**Ahmad *et al.*, 2015**).

5.2.2. Coagulation/floculation

La coagulation et la floculation sont des techniques essentielles et efficaces pour le traitement de l'eau potable ainsi que des eaux usées textiles, contribuant à réduire la demande chimique en oxygène (**Ruan *et al.*, 2019**). La coagulation consiste à introduire un coagulant pour neutraliser les charges négatives des colloïdes, formant ainsi des micro-flocs qui peuvent être ensuite éliminés par sédimentation ou flottation. Les sels métalliques, les polymères ou les matériaux d'origine naturelle peuvent être utilisés comme coagulants. L'alun, le sulfate ferrique ($\text{Fe}_2\text{SO}_4)_3$, le chlorure ferrique (FeCl_3) et le chlorure de polyaluminium (AlCl_3) sont des coagulants chimiques couramment utilisés (**Mishra et Bajpai, 2006 ; Mishra *et al.*, 2006 ; Yue *et al.*, 2008 ; Huang *et al.*, 2015**). Cependant, ces coagulants présentent certains inconvénients, notamment leur coût élevé, leur toxicité pour les humains et la production de boues en grande quantité, ce qui peut avoir un impact sur le pH des systèmes aquatiques (**Wei *et al.*, 2015 ; Jorfi *et al.*, 2016 ; Li *et al.*, 2016 ; Kumar *et al.*, 2019**). L'efficacité de la coagulation dépend de plusieurs facteurs tels que les propriétés des eaux usées, la température, le pH, le type et le dosage des coagulants, ainsi que la durée du mélange (**Wong *et al.*, 2007 ; Mane et Vijay Babu, 2011 ; Sabur *et al.*, 2012**).

5.2.2. Ozonation

L'ozone, caractérisé par sa forte action oxydante, se décompose rapidement en oxygène et en radicaux libres, contribuant ainsi à l'élimination des colorants. L'ozone peut attaquer les polluants soit de manière directe, soit de manière indirecte. L'ozonation directe résulte de l'activité moléculaire de l'ozone, tandis que l'ozonation indirecte est provoquée par les radicaux libres hautement oxydants. Le pH et la concentration initiale du colorant jouent un rôle crucial dans la vitesse de décomposition de l'ozone. À un pH faible, l'ozone réagit en tant

qu'électrophile avec le colorant, tandis qu'à un pH élevé, il se transforme automatiquement en radicaux hydroxyles, connus pour être des agents oxydants puissants et non sélectifs (**Ruan et al., 2019**).

5.3. Procédés de traitement biologiques

Les approches biologiques pour l'élimination des colorants reposent sur plusieurs mécanismes clés, notamment la biosorption, la bioaccumulation, la biotransformation et la biodégradation. Ces techniques se démarquent en tant qu'alternatives performantes aux méthodes classiques de traitement physico-chimique, en raison de leurs avantages potentiels tels que leur rentabilité et leur innocuité. La biodégradation est le mécanisme le plus répandu, faisant appel à des systèmes biologiques, principalement des microorganismes, pour décomposer ou transformer des produits chimiques toxiques en formes moins nocives. La biodégradation mobilise une diversité de microorganismes tels que des bactéries, des champignons, des algues, des levures, ainsi que leurs enzymes. Ces microorganismes ont prouvé leur efficacité dans l'élimination des colorants, en utilisant des processus de dégradation aérobie ou anaérobie (**Ayel et al., 2021**).

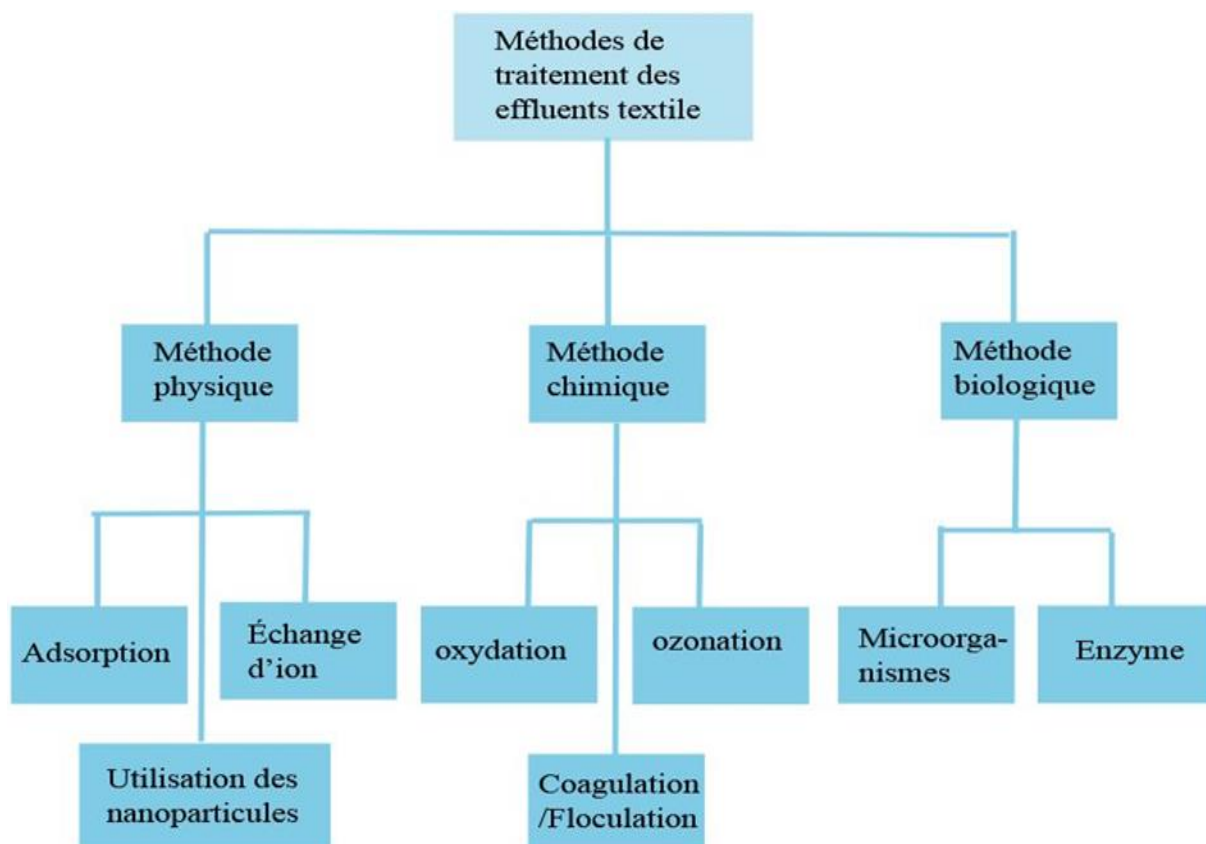


Figure 3 : Méthodes de traitement des effluents textiles.

1. Microorganismes impliqués dans la biodégradation des colorants

Diverses stratégies de biodégradation ont été proposées et mises en œuvre pour la dégradation efficace et respectueuse des colorants. En effet, une variété de microorganismes tels que les bactéries, les actinobactéries, les moisissures, les levures et les algues peuvent dégrader ces colorants de différentes manières. Ces microorganismes détiennent la capacité remarquable de minéraliser et de dégrader les colorants dans des conditions environnementales spécifiques.

1.1. Dégradation des colorants par les moisissures

Les moisissures démontrent une remarquable plasticité écologique, étant capables de prospérer dans divers habitats grâce à leur adaptabilité rapide et à leur métabolisme polyvalent pour l'utilisation de différentes sources de carbone et d'azote. Ils se distinguent notamment par leur capacité à synthétiser un large éventail d'enzymes, à la fois intra et extracellulaires, permettant la dégradation efficace de nombreux types de contaminants organiques. Parmi ces contaminants, on compte les effluents de teinture, les déchets organiques, les composés stéroïdiens, les hydrocarbures polyaromatiques et les lignocelluloses (**Shah et Banerjee, 2020**).

Par ailleurs, les biomasses fongiques se composent également de divers éléments tels que les glucanes, la chitine et les protéines, renfermant ainsi une variété de groupes fonctionnels tels que les hydroxyles, les amines et les carboxyles. Ces groupes fonctionnels fournissent des sites actifs favorables à l'adsorption de différentes molécules. De ce fait, les biomasses fongiques présentent un potentiel prometteur en tant que biosorbants efficaces (**Escudero et al., 2017**).

Aspergillus sp. a la capacité de dégrader une large gamme de polluants, ce qui suscite l'intérêt des scientifiques. Dans une étude sur la décoloration des colorants, *Aspergillus* sp. a montré un pourcentage de décoloration de 75 % en seulement cinq jours. D'autres souches fongiques, telles que les champignons basidiomycètes *Trametes pubescens*, *Pleurotus ostreatus*, *Penicillium purpurogenum*, *Aspergillus tamarii*, *Aspergillus ochraceus*, *Trichoderma lignorum*, *A. niger* et *Fusarium oxysporum* ont également été étudiées pour leur capacité à décolorer les colorants (**Ikram et al., 2021**). Le **tableau 1** présente l'utilisation de diverses espèces fongiques pour la dégradation des colorants.

Tableau 1 : Exemples des moisissures pour la dégradation des colorants (Patel *et al.*, 2022).

Colorant	Moisissure	Décoloration (%)	Références
Rhodamine-B	<i>Trametes polyzona</i> KU-RNW027	100%	(Lueangjaroenkit <i>et al.</i> , 2019)
Bleu acide 129	<i>Pleurotus ostreatus</i>	77%	(Cuamatzi-Flores, 2019)
Rouge acide	<i>Cyberlindnera samutprakarnensis</i> S4	97%	(Song <i>et al.</i> , 2018)
Indigo	<i>Diutina rugosa</i>	100%	(Bankole <i>et al.</i> , 2018)
Colorants azoïques	<i>Aspergillus flavus</i>	84.96%	(Esmaeili <i>et al.</i> , 2012)
Colorants réactifs azoïques	<i>Aspergillus foetidus</i>	>95%	(Sumathi <i>et al.</i> , 2000)

1.2. Dégradation des colorants par les levures

Les levures sont des microorganismes eucaryotes unicellulaires appartenant au règne des champignons. Même à des niveaux de pH inférieurs, les cellules de levure peuvent être facilement cultivées en laboratoire à l'aide de divers milieux de croissance, ce qui les rend particulièrement adaptées à la bioaccumulation des contaminants dans les eaux usées industrielles. En général, les cultures de levures produisent plus de biomasse par unité de temps que les bactéries et les autres champignons (Imran *et al.*, 2016).

Contrairement aux champignons filamenteux et aux bactéries qui ont été largement étudiés et utilisés pour la décoloration des colorants, les levures ont reçu moins d'attention dans ce domaine. Cependant, plusieurs études récentes ont mis en évidence le potentiel des levures dans le processus de biosorption des colorants. Par exemple, l'enzyme azoréductase présente dans les levures a été identifiée comme étant responsable de la décoloration des colorants azoïques, comme le montrent les travaux de Jafari *et al.*, (2014). La souche *Galactomyces geotrichum* MTCC1360 a démontré une capacité prometteuse dans la décoloration des colorants azoïques (Jadhav *et al.*, 2008), tandis que d'autres études ont rapporté des réductions significatives des colorants des eaux usées textiles en utilisant des

levures oléagineuses comme *Yarrowia* sp. SSA1642, *Barnettozyma californica* SSA1518 et *Sterigmatomyces halophilus* SSA1511 (Ali *et al.*, 2021). Ces résultats soulignent le potentiel des levures dans le domaine de la décoloration des colorants et justifient d'avantage de recherches dans ce domaine (Tableau 2).

Tableau 2 : Exemples des levures pour la dégradation des colorants (Ali, 2010).

Colorant	Levure	Décoloration (%)	Références
Bleu brillant réactif X-BR Rouge de mordantage acide S-80 Bleu clair de mordantage acide B	<i>Candida krusei</i>	78% 72% 93%	(Yu et Wen, 2005)
Rouge de méthyle (100 mg/l) Vert malachite (50 mg/l) Noir amido 10B 92	<i>Galactomyces geotrichum</i>	100% 97% 92%	(Jadhav <i>et al.</i> , 2008)
Noir réactif KN-B Jaune de mordant acide Bleu brillant réactif X-BR	<i>Pseudozyma rugulosa</i>	96% 94% 85%	(Yu et Wen, 2005)
Vert de malachite Violet cristal Violet de méthyle	<i>Trichosporon beigelii</i>	90% 57% 73%	(Saratale <i>et al.</i> , 2009)

1.3. Dégradation des colorants par les microalgues

Dans la littérature, plusieurs études ont documenté l'utilisation de systèmes d'algues pour la décoloration ou la bioremédiation des colorants textiles (Tableau 3). Les algues possèdent une variété d'enzymes et d'autres molécules qui interviennent dans le processus de décoloration des colorants présents dans les eaux usées textiles. Des recherches ont montré que les algues utilisent les colorants azoïques comme source de carbone et d'énergie, les dégradant en amines aromatiques avant de les convertir en composés organiques et

inorganiques plus simples. Jusqu'à présent, *Chlorella* sp., *Oscillatoria* sp., *Synechocystis* et *Phormidium* sp. ont été largement étudiées par différents chercheurs pour leur capacité à décolorer les colorants des échantillons textiles (**Acuner et Dilek, 2004**). Des espèces spécifiques d'algues, comme *Chlorella vulgaris*, *Anabaena oryzae* et *Wollea sacata*, ont démontré également une dégradation efficaces des colorants azoïques, notamment l'orange G (**Ellatif et al., 2021**).

Tableau 3 : Exemples des microalgues pour la dégradation des colorants (**Patel et al., 2022**).

Colorant	Microalgue	Décoloration (%)	Références
Rouge acide	<i>Achaetomium strumarium</i>	99.5%	(Kalasariya et al., 2022)
Bleu de méthylène	<i>Arthrospira platensis</i> NIOF17/003	93%	(Mansour et al., 2022)
Noir réactif	<i>Chlorella vulgaris</i>	80%	(Ishchi et Sibi, 2019)
Indigo	<i>Anabaena flos-aquae</i> UTCC64	80% - 90%	(Dellamatrice et al., 2017)
Rhodamine B	<i>Chlorella pyrenoidosa</i>	84%	(Pathak et al., 2015)
Supranol rouge 3BW (SR 3BW)	<i>Chlorella vulgaris</i> UMACC 001	41,8% - 50,0%.	(Lim et al., 2010)

1.4. Dégradation des colorants par les bactéries

Parmi tous les groupes de microorganismes, la biodégradation par les bactéries occupe une place essentielle. Sur le plan biotechnologique, les bactéries présentent de multiples bénéfices car elles renferment de nombreuses enzymes de dégradation, leur conférant la capacité de dégrader une grande variété de colorants (**Saratale et al., 2011 ; Khan et al., 2013**). Le principal avantage des bactéries réside dans leur rapidité de croissance et leur facilité de culture. Les études sur la décoloration bactérienne peuvent être réalisées soit avec des cultures pures, soit avec des cultures bactériennes mixtes. Les cultures pures permettent de mieux comprendre le mécanisme des bactéries et leur comportement face aux colorants, ainsi que les voies métaboliques impliquées dans la dégradation (**Saratale, 2011**).

Plusieurs études ont montré que la biodécoloration des colorants était possible en utilisant des cultures bactériennes pures avec un seul type de bactérie. *Pseudomonas aeruginosa* Gb30 a réussi à décolorer 100 % du colorant cadmium et du noir réactif 5 à un pH de 8 (Louati *et al.*, 2020). La bactérie *Providencia rettgeri* a également réussi à éliminer complètement la crocéine brillante (Shi *et al.*, 2021). De plus, différentes espèces de *Serratia* ont réussi à décolorer complètement le vert de malachite et le cristal violet à différentes températures (20 - 45 °C) et différents pH (3 - 10) (Du *et al.*, 2023). La souche *Aeromonas caviae* MT-1 a pu décolorer 98 % du cristal violet (Tripathi *et al.*, 2023).

En revanche, les cultures bactériennes mixtes permettent d'explorer les activités synergiques et les redondances fonctionnelles qui peuvent être utiles pour la dégradation des colorants (Shanmugam *et al.*, 2017). Différentes études ont exploré l'utilisation de cultures mixtes pour décolorer ces colorants. Un consortium composé de *Sphingomonas paucimobilis*, *Pseudomonas putida* et *Lactobacillus acidophilus* a décoloré 90 % des colorants à 35 °C (Ayed *et al.*, 2020). Une autre culture mixte, composé de *Halomonas*, *Marinobacter* et *Clostridium salibacter*, a réussi à décolorer 93 % du jaune de méthanyl G à 40 °C et à un pH de 10 (Guo *et al.*, 2020). D'autres bactéries sont mentionnées dans le **tableau 4**.

Tableau 4 : Exemples des bactéries pour la dégradation des colorants (Sehar *et al.*, 2022).

Colorant	Bactérie	Décoloration (%)	Condition optimale	Références
Rouge réactif 239	<i>Bacillus</i> sp. CH12	100%	pH 10, 30 °C, 24 h	(Guadie <i>et al.</i> , 2017)
Colorant soudanais	<i>Shewanella putrefaciens</i> CN32	90,23%	pH 7.0 - 8.0, 6 °C, [NaCl]= 0 - 20 g/l, 108 heures	(Liu <i>et al.</i> , 2018)
Rouge Congo	<i>Brevibacillus parabrevis</i>	95,71%	30 °C, 6 jours	(Talha <i>et al.</i> , 2018)
Orange M2R	<i>Bacillus farraginis</i>	98%	pH 7.0, 37 °C, concentration initial 1%,	Siddique et Alif, 2018)
Rouge réactif 198	Consortium : <i>Enterococcus faecalis</i> + <i>Klebsiella variicola</i>	99,26%	pH 8.0, 37 °C, 72 heures	(Eslami <i>et al.</i> , 2019)
Méthyl orange	<i>M. yunnanensis</i>	95%	pH 7, 30 °C, concentration initial 100 mg/l, 1% du glucose et 1% de la peptone	(Carolyn <i>et al.</i> , 2021)

1.5. Dégradation des colorants par les actinobactéries

Les actinobactéries constituent un groupe de bactéries Gram positif caractérisées par la formation de filaments ramifiés au microscope. Souvent, ces filaments se fragmentent, donnant naissance à des cellules en forme de bâtonnets ou de colonies. Elles possèdent ainsi des propriétés à la fois bactériennes et fongiques. Elles se retrouvent principalement dans le sol, mais aussi dans d'autres environnements tels que les déchets des moulins à huile de palme (Maniyam *et al.*, 2020), les boues activées (Bagewadi *et al.*, 2011), les tas de compost (Lu *et al.*, 2013), les milieux marins (Deepika *et al.*, 2009; Priyragini *et al.*, 2014), et les marais

salants (**Deepika et al., 2009**). Le genre *Streptomyces* sp. est le plus répandu dans la plupart de ces milieux (**Lu et al., 2013**).

Les actinobactéries sont capables de décomposer de nombreux colorants, notamment les colorants azoïques (**Tableau 5**). Plusieurs actinobactéries ont été identifiées pour leur capacité à dégrader ces colorants, telles que *Rhodococcus* sp. et *Kocuria rosea*, qui peuvent dégrader le rouge de méthyle (**Maniyam et al., 2020**), ainsi que *Streptomyces globosus*, qui peut éliminer le colorant rouge acido-alcoolique (**Ting, 2020**). *Thermobifida fusca* BCRC 19214 issue d'un milieu extrême, a également démontré sa capacité à dégrader certains colorants, tels que ceux utilisés dans les produits de coloration capillaire (**Chen et al., 2013**).

Tableau 5 : Exemples d'actinobactéries capables de dégrader des colorants (**Patel et al., 2022**).

Colorant	Actinobactérie	Décoloration (%)	Références
Rouge de méthyle	<i>Streptomyces</i> sp. S27	99%	(Dong et al., 2019)
Vert de malachite	<i>Streptomyces bacillaris</i>	94,7%	(Adenan et al., 2022)
Violet de méthyle		91,8%	
Cristal violet		86,6%	
Noir de carbone		68,6%	
Rouge Congo -21 RR 147 Remazol Rouge 171	<i>Streptomyces sviveus</i>		(Chakravarthi et al., 2020)
Bleu réactif Vert de malachite	<i>Streptomyces</i> sp.	3 - 100%	(Zhou et Zimmermann, 1993)
Violet de méthyle Violet de méthyle Cristal violet Noir de carbone	<i>Streptomyces</i> sp.	95% 2% 87% 68%	(Adenan et al., 2021)

2. Enzymes microbiens interviennent lors de la biodégradation des colorants

2.1. L'azoréductase

L'azoréductase, une enzyme appartenant à la famille des enzymes contenant de la flavine, est généralement produite par des bactéries et des champignons. Elle joue un rôle crucial dans la réduction des liaisons azoïques, principalement dans la dégradation des colorants azoïques présents dans les textiles. Les azoréductases sont classées en deux catégories : membranaires et cytoplasmiques, et utilisent principalement des équivalents réducteurs tels que le nicotinamide adénine dinucléotide phosphate Hydrogène (NADPH), le nicotinamide adénine dinucléotide (NADH) et la flavine adénine dinucléotide (FADH) comme catalyseurs. La dégradation des liaisons azoïques conduit à la formation d'amines aromatiques moins toxiques (**Goud et al., 2020**). L'azoréductase présente un pH optimal situé entre 6 et 8, et une température optimale entre 25 et 40 °C, bien que ces valeurs puissent varier en fonction de l'enzyme spécifique et de l'organisme hôte. Sous des conditions anaérobies, l'enzyme azoréductase membranaire rompt la double liaison N--N des molécules de colorants dangereux, les transformant ainsi en amines aromatiques incolores et non toxiques (**Das et al., 2023**).

2.2. L'oxydoréductase

Les oxydoréductases, en particulier les peroxydases, sont des enzymes facilitant le transfert d'électrons d'un oxydant à un réducteur. Elles requièrent des cofacteurs tels que nicotinamide adénine dinucléotide phosphate (NADP), la flavine adénine dinucléotide (FAD) et la flavine mononucléotide (FMN) pour leur processus de réduction (**Sarkar et al., 2017**). Les peroxydases utilisent le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) comme récepteur d'électrons terminal pour oxyder leurs substrats, tels que les colorants azoïques. Parmi elles, la lignine peroxydase et la manganèse peroxydase sont largement employées pour dégrader les colorants, démontrant en laboratoire une efficacité élevée dans la décolorisation (**Pham et al., 2018**). Les conditions optimales d'activité pour les oxydoréductases se situent généralement à un pH neutre et une température comprise entre 20 et 40 °C. L'utilisation combinée de plusieurs enzymes, telles que la laccase, l'azoréductase et d'autres, peut significativement améliorer la biodégradation des colorants textiles. Cependant, le choix des enzymes utilisées dépend du type de colorant, de sa structure chimique et des espèces microbiennes impliquées (**Das et al., 2023**).

2.3. La laccase

Les enzymes laccases sont des oxydases, capables de réagir avec divers colorants textiles tels que les colorants azoïques, anthraquinoniques et triphénylméthaniques. Leur réaction avec ces colorants se produit au niveau des groupements phénoliques, via un mécanisme radicalaire, pouvant entraîner une dégradation non spécifique du substrat. Pour les colorants azoïques, la dégradation par les laccases débute par la rupture asymétrique de la double liaison N--N, suivie d'un clivage oxydatif, d'une désulfonation, d'une désamination et d'une déshydroxylation. Il est noté que certaines laccases bactériennes produisent des composés phénoliques lors de la dégradation des colorants azoïques, au lieu de cliver directement le lien azoïque. Les laccases présentent généralement une activité optimale à un pH compris entre 4 et 7, bien que certaines puissent fonctionner à des valeurs de pH plus élevées. Leur température optimale se situe généralement entre 25 et 60 °C, mais certaines enzymes restent actives à des températures plus élevées. La combinaison de laccase brute et de nanoparticules d'iodure de cuivre permet une dégradation rapide des colorants azoïques, surpassant les autres méthodes de dégradation (**Sridharan *et al.*, 2021**).

2.4. Tyrosinase

Cette enzyme, également connue sous le nom de polyphénol oxydase, se présente sous une structure tétramérique, composée de quatre molécules de cuivre et de deux composés aromatiques. Son utilisation dans la décoloration des colorants a été observée chez plusieurs bactéries (**Pradhan et Sarkar, 2017**). Le mécanisme de cette enzyme se déroule en deux étapes : la première implique l'hydroxylation du monophénol, conduisant à la formation d'o-diphénols appelés mycophénolate, et la seconde est l'oxydation des o-diphénols en o-quinone, appelée o-diphénolase. Dans ce mécanisme, l'o-quinone est le produit et l'oxygène est l'oxydant, pouvant inactiver l'activité de la tyrosinase (**Mishra *et al.*, 2022**).

3. Mécanisme de biodégradation

La biodégradation par les microorganismes est une méthode courante de bioremédiation qui se déroule en trois étapes distinctes. Tout d'abord, les polluants sont adsorbés à la surface des cellules des microorganismes, processus connu sous le nom de biosorption et de bioaccumulation. Ensuite, ces polluants pénètrent à l'intérieur des cellules. Enfin, les substances polluantes complexes sont dégradées enzymatiquement par les microorganismes pour répondre à leurs besoins en développement et en énergie.

Ces processus de biodégradation peuvent parfois nécessiter la présence d'air, mais pas systématiquement. Les chercheurs exploitent les voies métaboliques des cellules pour simplifier les composants des polluants, facilitant ainsi leur biorestauration. La minéralisation complète des polluants aboutit à la production d'eau, de dioxyde de carbone (CO₂) ou de méthane (CH₄). Cependant, une biodégradation incomplète peut réduire la toxicité initiale du polluant (**Hansda et al., 2016**).

4. Facteurs affectant la biodégradation des colorants

Divers facteurs peuvent influencer la vitesse et l'efficacité de la biodégradation des colorants, notamment les conditions environnementales telles que le pH, la température et la présence d'oxygène, ainsi que les facteurs nutritionnels comme la concentration du colorant, la présence de sels solubles, et les différentes sources supplémentaires de carbone et d'azote (**Figure 4**).

4.1. Facteurs environnementales

4.1.1. Le potentiel hydrogène (pH)

Le pH est un élément essentiel de la croissance microbienne et joue un rôle crucial dans le traitement des eaux usées (**Varjani et Upasani, 2017b**). Selon les types de colorants et de solvants utilisés, le pH des effluents textiles peut être acide, alcalin ou neutre. La vitesse de dégradation des colorants dans les effluents peut varier en fonction du pH. Ce problème peut être résolu en ajustant le pH des eaux usées pour favoriser la croissance des microorganismes décomposant les colorants, ou en sélectionnant des espèces microbiologiques capables de se développer et de s'adapter au pH des eaux usées (**Varjani et al., 2020**).

4.1.2. La température

La température de l'eau joue un rôle crucial dans les activités et les processus biologiques qui s'y déroulent (**Delpla et al., 2009**). Des températures extrêmes peuvent avoir des effets néfastes sur les microorganismes présents dans les eaux usées, pouvant aller jusqu'à les tuer ou affecter leur croissance (**Varjani et al., 2020**). Pour accélérer la dégradation des colorants présents dans entre 30 et 40 °C. L'eau, il est important de maintenir une température optimale pour les cultures bactériennes, généralement.

4.1.3. L'oxygène et l'agitation

L'efficacité de la biodégradation est influencée par les conditions d'agitation ou de stagnation (**Kapoor et al., 2021**). L'agitation augmente la quantité d'oxygène dissous, ce qui renforce l'activité enzymatique microbienne et améliore la dégradation des colorants (**Varjani et al., 2020**). Toutefois, un excès d'oxygène dissous peut inhiber l'activité des enzymes réductrices, réduisant ainsi l'efficacité de dégradation des bactéries. Les enzymes oxydatives aérobies sont favorisées par les environnements agités, tandis que les enzymes anaérobies sont favorisées par les environnements statiques.

4.2. Facteurs nutritionnels

4.2.1. Les sels solubles

En raison de l'utilisation de concentrations élevées de sel pendant le processus de teinture, les eaux usées de l'industrie des colorants présentent une conductivité électrique élevée. L'ajout de sulfate de sodium (Na_2SO_4), de chlorure de sodium (NaCl) et de nitrate de sodium (NaNO_3) dans le bain de colorant est réalisé pour augmenter la force ionique, favorisant ainsi la fixation du colorant sur les tissus. Par conséquent, lors de l'élimination des colorants, les sels sont également libérés dans les effluents textiles, ce qui contribue à réduire le taux de dégradation biologique (**Basutkar et Shivannavar, 2019**).

4.2.2. Source de carbone et d'azote supplémentaire

Les sources organiques telles que les peptones, l'extrait de levure et les hydrates de carbone, permet aux micro-organismes d'améliorer considérablement la dégradation des polluants (**Varjani et Upasani, 2019**). De plus, l'incorporation de glucose a démontré une grande efficacité pour améliorer la dégradation des colorants en raison de sa disponibilité et de son efficacité en tant que source de carbone pour le métabolisme des microorganismes (**Varjani et al., 2020**).

4.2.3. Concentration initiale et structure du colorant

La dégradation ou la décoloration du colorant est influencée par sa concentration et sa structure. Une faible concentration de colorant peut rendre la dégradation plus difficile pour les enzymes, car elles peuvent ne pas être capables de le reconnaître ou de l'attaquer efficacement. En revanche, une forte concentration de colorant est toxique pour les microorganismes et diminue la capacité de dégradation du colorant, en bloquant les sites actifs des enzymes. En outre, les colorants de structure simple et de faible poids moléculaire

sont faciles à décolorer. À l'inverse, les colorants à structure complexe et à poids moléculaire élevé présentent un taux de décoloration faible (Li *et al.*, 2019).

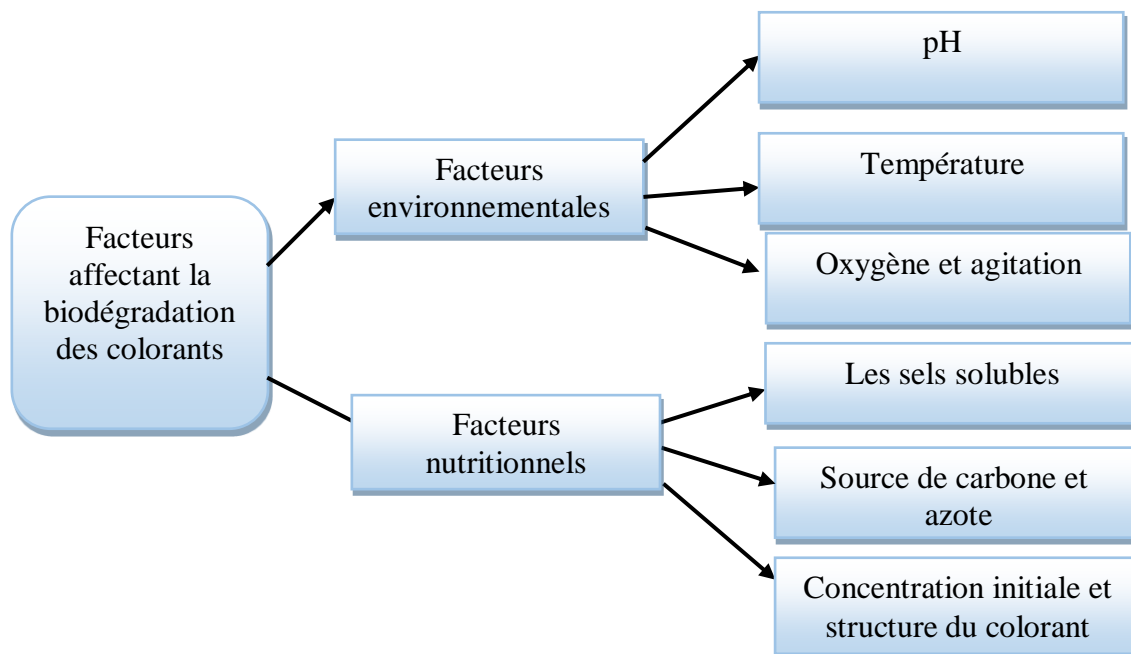


Figure 4 : Facteurs affectant la biodégradation des colorants.

5. Dernières avancées en matière de dégradation bactérienne des colorants

La recherche sur la biodégradation des colorants est en perpétuelle évolution, avec de nombreuses avancées récentes dans ce domaine (Figure 5). Ces progrès sont cruciaux pour répondre aux défis environnementaux posés par la pollution colorée.

5.1. Consortium microbien

Les consortiums microbiens, constitués de microorganismes collaborant pour décomposer les contaminants présents dans les eaux usées, représentent une solution prometteuse pour aborder une gamme variée de polluants, notamment les colorants. Leur efficacité accrue par rapport aux microorganismes isolés est attribuable à leur remarquable flexibilité. Chaque espèce possède des compétences spécifiques permettant de cibler des molécules particulières et de dégrader une diversité de produits issus de la décomposition des colorants. Les enzymes présentes dans ces consortiums affichent une grande diversité d'activités, comprenant notamment les oxydases, les réductases, les hydrolases et les décarboxylases, leur permettant ainsi de décomposer une large variété de structures chimiques de colorants. L'interaction synergique entre les microorganismes au sein d'un consortium

favorise une décomposition plus efficace des contaminants (**Das et al., 2023**). À titre d'exemple, une étude a démontré que la coopération entre la moisissure *Penicillium* sp. et la bactérie *Exiguobacterium* sp. peut aboutir à une dégradation plus efficace du réactif bleu foncé (**Phugare et al., 2011**).

5.2. Utilisation de bactéries immobilisées

Dans les processus de bioremédiation, l'efficacité des consortiums bactériens ainsi que des bactéries pures peut être soumise à l'influence de divers facteurs environnementaux tels que le pH, la température et la concentration initiale des polluants. Face à ce défi, l'immobilisation des bactéries est devenue une pratique de plus en plus répandue dans le domaine du traitement des eaux usées. Cette approche offre des avantages significatifs, notamment une meilleure stabilité, une survie accrue des bactéries et la possibilité de réutilisation sans perte d'efficacité enzymatique (**Moyo et al., 2022**).

Lors du processus d'immobilisation, les bactéries sont cultivées et fixées à l'aide de différentes méthodes telles que la micro-encapsulation, le piégeage matriciel et l'adsorption sur un support approprié, avant d'être exposées aux eaux usées contaminées par les colorants. Pour garantir une biodégradation maximale, le matériau de support utilisé pour l'immobilisation des bactéries doit présenter plusieurs caractéristiques essentielles. Il doit être capable de protéger les bactéries, offrir une stabilité opérationnelle, être léger, économique, mécaniquement et chimiquement stable, inerte et permettre une bonne diffusion. Les polymères naturels et synthétiques, tels que l'alginate, le chitosane, la cellulose, le polyuréthane, l'alcool polyvinylique, le polyacrylamide, le polyéthylène et le chlorure de polyvinyle, entre autres, sont largement utilisés comme supports pour l'immobilisation des bactéries (**Zdarta et al., 2019**).

5.3. Piles à combustible microbiennes

Les piles à combustible microbiennes (Microbial Fuel Cell) constituent une méthode efficace de conversion de l'énergie chimique en énergie électrique, exploitant l'activité métabolique de certains microbes. Typiquement, ces piles se composent de deux zones distinctes : une zone cathodique et une zone anodique, séparées par une membrane échangeuse de protons. Les réactions d'oxydation et de réduction biologiques de l'oxygène, se produisant respectivement dans les régions de l'anode et de la cathode, sont à la base de la production d'électricité par ces dispositifs (**Obileke et al., 2021**).

Dans la zone anodique, les microbes décomposent les substrats pour générer des électrons et des protons par respiration cellulaire. Les électrons sont transportés à travers un circuit externe, tandis que les protons sont acheminés à travers une membrane échangeuse de protons vers la région de la cathode. Là, une réaction de réduction avec l'oxygène se produit, générant de l'eau (**Zhang et al., 2016**).

Ce processus de production des piles à combustible microbiennes présente plusieurs avantages, notamment la simplicité des opérations et une variété de sources de biocatalyseurs (**Vinayak et al., 2021 ; wang et al., 2022**). La principale application des piles à combustible microbiennes réside dans le traitement des eaux usées (**Gul et al., 2021**).

5.4. Bioréacteurs à membrane

Le bioréacteur à membrane représente une méthode innovante de traitement des eaux usées, combinant la biodégradation avec les avancées technologiques des membranes. En intégrant des catalyseurs biologiques tels que des enzymes, des microorganismes ou des cellules végétales/animales dans les membranes, il permet de réduire les pertes et de faciliter la récupération des produits (**Galinha et al., 2018**).

Cependant, un défi majeur des bioréacteurs à membrane est l'encrassement de la membrane par les microorganismes et les colloïdes, impactant ainsi la pression transmembranaire et le flux de perméat. Cela nécessite des nettoyages fréquents, réduisant ainsi la durée de vie de la membrane (**An et al., 2009**).

Face à cette problématique, les chercheurs explorent d'autres dérivés du bioréacteur à membrane, tels que les bioréacteurs à membrane anaérobie, les bioréacteurs à biofilm et les bioréacteurs à membrane aérée. Ces variantes sont conçues pour minimiser l'impact environnemental en termes de consommation d'énergie et de préservation des ressources en eau douce et marine (**Giwa et al., 2019**).

5.5. La génie génétique des microbes

Le domaine de la bioremédiation a connu une révolution grâce au génie génétique. L'amélioration de la dégradation et de la décoloration des colorants peut être obtenue en utilisant des organismes génétiquement modifiés (OGM) dans des environnements spécifiques. Les OGM sont créés en transférant des gènes d'une espèce à une autre ou en les modifiant génétiquement.

Pour concevoir ces OGM, des gènes fonctionnels de différentes souches bactériennes telles que *Sphingomonas desiccabilis*, *Escherichia coli*, *Bacillus idriensis*, *Pseudomonas putida*, *Mycobacterium marinum*, *Ralstonia eutropha*, etc., sont utilisés et transférés dans d'autres espèces. Divers outils et techniques génétiques sont disponibles pour étudier l'expression du génome microbien, tels que le polymorphisme de conformation simple brin, l'ADN polymorphe aléatoirement amplifié, la réaction en chaîne de la polymérase (PCR), le séquençage de l'ADNr 16S et d'autres technologies de séquençage avancées (Varjani *et al.*, 2020).

Un exemple notable est celui de Varjani *et al.*, (2020), qui a créé *Escherichia coli* SS125 capable de dégrader le remazol rouge en transférant le gène de l'azoréductase de *Bacillus latrosporus* RRK1 à *Escherichia coli* DH5 via le plasmide pAZR-SS125.

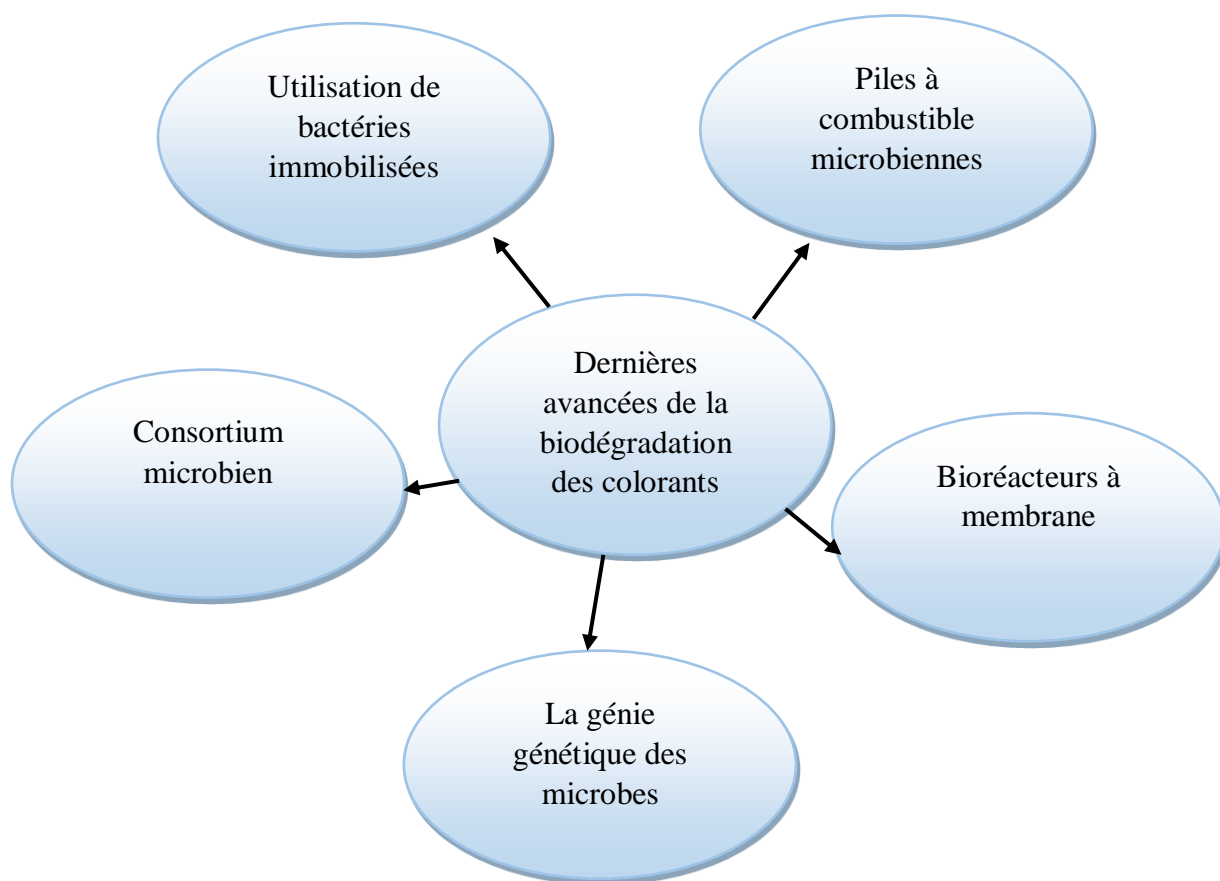


Figure 5 : Dernières avancées dans la biodégradation microbienne des colorants.

MATÉRIEL ET
MÉTHODES

1. Echantillonnage

L'échantillon a été prélevé sur le site des effluents de l'usine de Filature Teinture de Barika (FILBA), une unité de l'entreprise l'Algérienne des textiles TEXALG/SPA. Cette usine, située à la wilaya de Batna, est proche de la Gendarmerie nationale et du village de Bitam. Elle se trouve à l'est de l'Hippodrome de Barika et au sud-est du Marché hebdomadaire aux bestiaux. La gestion de l'usine est organisée en douze sous-directions : maintenance, filature, bobinage, teinture, technique, commercial, marketing, approvisionnement, ressources humaines, finances et comptabilité, comptabilité analytique, et climatisation. L'usine emploie 511 personnes au total.

L'échantillon d'eau textile a été collecté dans une bouteille en verre stérile de 250 ml. Une fois soigneusement étiqueté, l'échantillon a été transporté au laboratoire dans une enceinte réfrigérée, dans un délai de moins de 24 heures.

2. Isolement, purification et conservation des isolats

2.1. Isolement par enrichissement

La méthode d'isolement par enrichissement a été utilisée pour isoler des bactéries capables de tolérer les colorants textiles suivants : jaune éversol (JE), violet de gentiane (VG), vert de malachite (VM), rouge de Congo (RC) et bleu de méthylène (BM). Trois flacons ont été préparés pour chaque colorant, contenant chacun 90 ml de milieu minimum (MM) (**Annexe 2**), 10 ml d'eau textile et 50 mg/l du colorant. Ces flacons ont été couverts d'aluminium et incubés à 30 °C dans un agitateur rotatif à 120 rpm pendant 7 jours.

Après cette période d'incubation, un premier transfert a été réalisé, conduisant à la préparation de nouveaux flacons. Chaque flacon contenait 100 ml de MM frais, 50 mg/l du colorant et 1 ml de la culture liquide préalablement incubée. Ces flacons ont été incubés de nouveau pendant 7 jours. Ce processus de transfert a été répété une deuxième et une troisième fois de manière identique.

À la suite de l'incubation du troisième transfert, un inoculum de 100 µl a été prélevé de chaque flacon et ensemencé en surface des boîtes de Pétri contenant du MM additionné du colorant correspondant (**Figure 6**). Les boîtes ont été incubées à 30 °C pendant 7 jours. Toutes les expériences ont été réalisées en triplicata (**Jamee et Siddique, 2019**).

2.2. Purification

Après avoir obtenu des colonies sur chaque boîte de Pétri, celles-ci ont été purifiées en utilisant la technique d'ensemencement des trois cadrans sur la gélose nutritive (GN). Les boîtes ont ensuite été incubées à 30 °C pendant 24 heures. Ce processus d'ensemencement a été répété jusqu'à ce que des souches pures soient obtenues.

2.3. Conservation

Les souches purifiées ont été conservées jusqu'à leur utilisation en utilisant deux techniques de conservation distinctes :

- Pour une conservation à court terme, les souches ont été ensemencées dans des tubes de gélose nutritive inclinée et stockées à 4 °C.
- Pour une conservation à long terme, des colonies de chaque souche ont été dispersées dans du bouillon nutritif additionné de 20 % de glycérol, puis conservées à une température de -20 °C.

3. Identification phénotypique

3.1. Caractères morphologiques

L'étude morphologique d'une bactérie inconnue est la première étape d'identification de ce microorganisme, suivie de plusieurs autres études telles que l'étude biochimique et physiologique.

3.1.1. Étude macroscopique

L'examen macroscopique des bactéries implique l'observation visuelle de ces microorganismes. Les caractéristiques macroscopiques des bactéries incluent leur forme, leur taille, leur couleur, leur texture, et d'autres aspects. Chaque souche bactérienne est ensemencée sur la gélose nutritive, puis les boîtes de culture sont incubées à 30 °C. Les observations sont ensuite enregistrées après 24 heures pour évaluer leur aspect macroscopique.

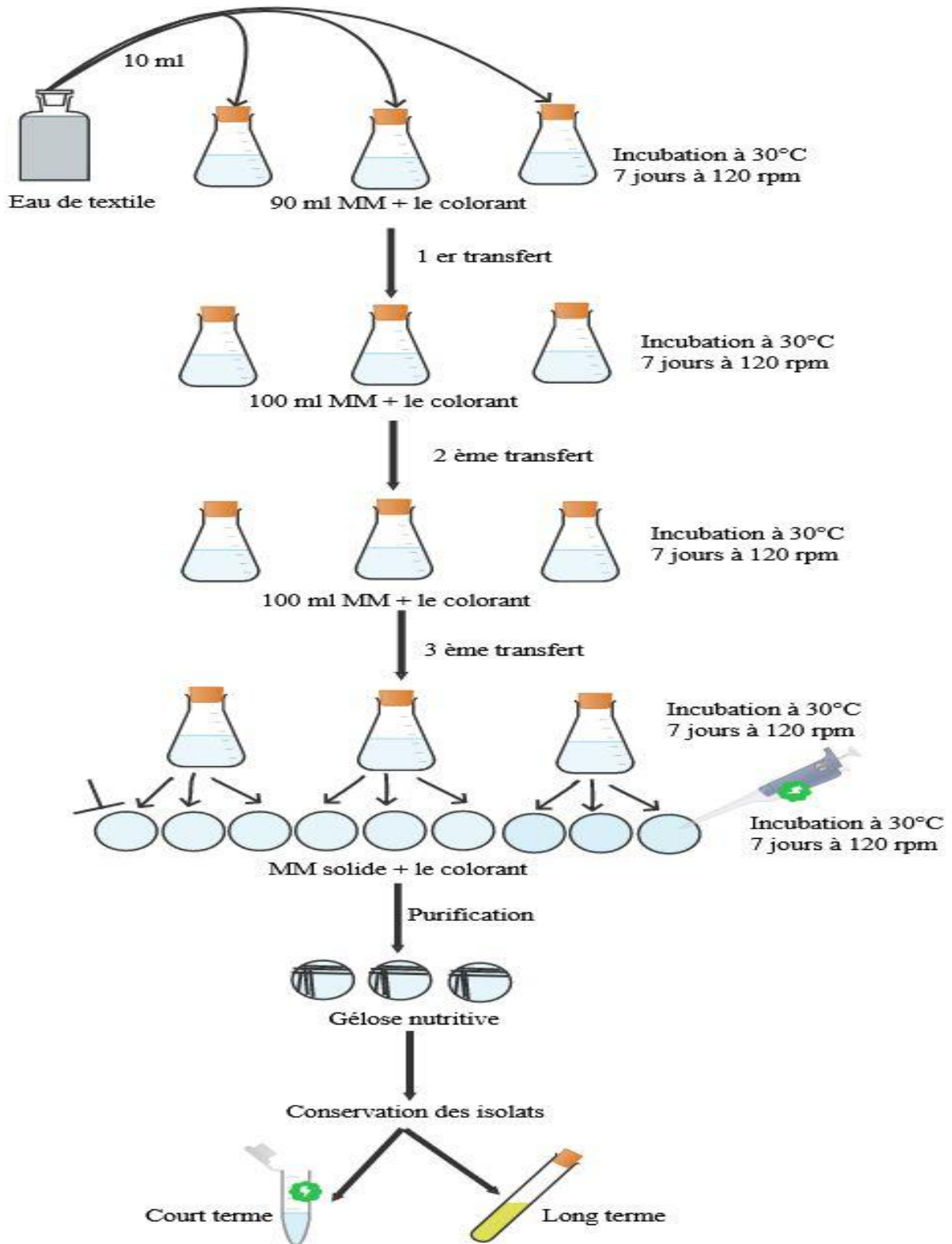


Figure 6 : Représentation schématique de la technique d'isolement, de purification et de conservation.

3.1.2. Étude microscopique

3.1.2.1. Observation à l'état frais

Lors de l'examen à l'état frais, les bactéries vivantes sont observées au microscope sans coloration ou fixation préalable. Cette méthode permet d'observer la morphologie, la mobilité et d'autres caractéristiques des bactéries dans leur environnement naturel. Pour ce faire, une goutte d'eau distillée stérile est déposée sur une lame, puis une colonie est prélevée à l'aide d'une anse de platine et émulsionnée dans le liquide. Ensuite, une lamelle est délicatement placée sur la goutte, et la lame est visualisée au microscope optique à un grossissement (objectif x40).

3.1.2.2. Coloration de Gram

La coloration de Gram est une technique couramment utilisée pour différencier les bactéries en mettant en évidence les propriétés de leur paroi cellulaire. Cette coloration différentielle permet de distinguer les bactéries en fonction de leur capacité à retenir le violet de gentiane ou la fuschine lors d'une observation directe.

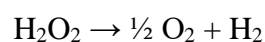
La procédure de coloration implique plusieurs étapes, notamment la préparation et la fixation de l'échantillon, l'application du violet de gentiane pendant une minute, le rinçage de l'excès de colorant, l'utilisation du mordant de lugol, l'ajout d'alcool, puis de fuschine, suivi d'un rinçage et d'un séchage de la lame. L'observation se fait sous fort grossissement (objectif x100) en notant la forme, le mode de regroupement et la coloration des cellules. Les bactéries Gram positives apparaissent en violet, tandis que les bactéries Gram négatives apparaissent en rose (**Ramalatharani, 2022**) (**Annexe 3**).

3.2. Caractères biochimiques

L'identification des bactéries repose en grande partie sur l'analyse de leurs caractéristiques biochimiques, qui englobent une série de tests visant à évaluer les activités métaboliques spécifiques des bactéries.

3.2.1. La catalase

La catalase est une enzyme impliquée dans la respiration cellulaire, catalysant la décomposition du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène selon l'équation suivante :



Pour détecter la présence de l'enzyme catalase, une goutte de peroxyde d'hydrogène est déposée sur une lame propre, puis une petite portion de la colonie est ajoutée à cette goutte. La présence de catalase est identifiée par la formation de bulles de dioxygène gazeux (**Li et al., 2016a**).

3.2.2. L'oxydase

Le test de l'oxydase est un test de détection de l'enzyme cytochrome oxydase chez les bactéries Gram négative qui produisent cette enzyme. En présence d'oxygène et de cytochrome C, cette enzyme oxyde le réactif N-diméthyl-paraphénylène-diamine, formant ainsi un composé violet.

Pour réaliser ce test, une suspension bactérienne est préparée à partir d'une culture jeune, typiquement âgée de 18 à 24 heures. Ensuite, un disque d'oxydase est placé sur une lame en verre propre et imprégné avec quelques gouttes de la suspension bactérienne à l'aide d'une pipette pasteur. Un résultat positif se manifeste par l'apparition d'une coloration violette sur le disque, indiquant ainsi la présence de l'enzyme oxydase dans les cellules bactériennes (**Chibi, 2015**).

3.2.3. La nitrate réductase

La recherche de la nitrate réductase permet de déterminer la capacité d'une bactérie à réduire les nitrates (NO_3^-) en nitrites (NO_2^-), voire jusqu'à l'état gazeux (N_2). Pour réaliser ce test, un bouillon nitraté est inoculé avec quelques gouttes de suspension bactérienne et incubé à 37 °C pendant 24 heures. Après l'incubation, des gouttes des réactifs NRI et NRII sont ajoutées. Un changement de couleur du milieu vers le rouge indique la présence de la nitrate réductase. Si le milieu reste inchangé, la poudre de zinc est ajoutée. Dans ce cas, si le milieu devient rouge, cela signifie que la bactérie est dépourvue de cette enzyme. S'il n'y a aucun changement, cela indique que la bactérie possède la nitrate réductase (**Aouane, 2023**).

3.2.4. La galerie API 20 E

L'API (Analytical Profile Index) est un ensemble de tests biochimiques miniaturisés et standardisés, largement utilisé en combinaison avec des bases de données d'identification complètes, dont la plus connue est l'API 20 E. Cette galerie biochimique est spécifiquement conçue pour identifier les entérobactéries et d'autres bactéries à Gram négatif. Elle se compose de 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Après inoculation avec une suspension bactérienne, les réactions biochimiques se déroulent pendant l'incubation et se

manifestent par des changements colorés visibles à l'œil nu ou révélés par l'ajout de réactifs. Les résultats sont interprétés à l'aide d'un tableau de lecture et l'identification des bactéries est réalisée à partir du Catalogue Analytique ou d'un logiciel d'identification (**Juang et Morgan, 2001**).

3.2.5. Mise en évidence de la voie d'attaque des glucides (Milieu MEVAG)

Ce test est effectué sur le milieu MEVAG afin de déterminer le type de métabolisme glucidique : fermentaire ou oxydatif. Pour chaque souche, deux tubes de milieu MEVAG sont préparés, auxquels une solution de glucose stérile à 3% est ajoutée. L'ensemencement est réalisé par piqûre centrale à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, et l'un des tubes est couvert d'huile de vaseline stérile favorisant l'anaérobiose. Après une incubation à 37 °C pendant 24 heures, si les deux tubes présentant une coloration jaune, cela indique un métabolisme fermentaire. Si seul le tube non couvert d'huile est jaune, cela indique un métabolisme oxydatif. Si les deux tubes restent rouges, cela indique un métabolisme inactif (**Baali, 2019**).

3.2.6. Mise en évidence du type respiratoire

Ce test est effectué sur la gélose viande de foie (VF) afin de déterminer le type respiratoire des bactéries (**Figure 7**). Avant utilisation, le milieu doit être fondu et régénéré. L'ensemencement est réalisé en utilisant une pipette Pasteur boutonnée. La culture bactérienne est déposée au fond du tube en remontant en spirale dans la gélose, puis le milieu est placé dans une étuve pour une incubation à 37 °C pendant 24 heures (**Cheriet et Belhi, 2014**).

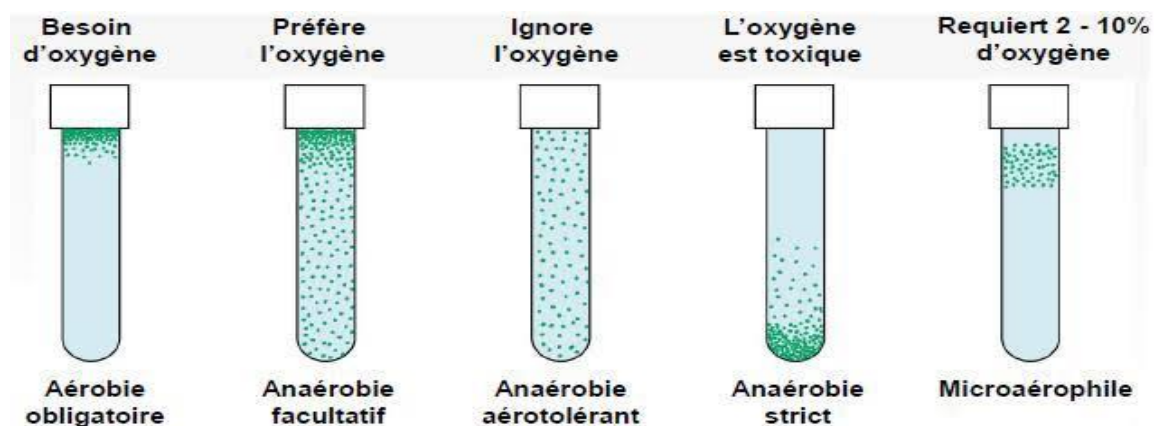


Figure 7 : Détermination du type respiratoire (**Cheriet et Belhi, 2014**).

3.3. Caractères physiologiques

Les caractères physiologiques des bactéries sont des propriétés qui définissent le mode de vie et les capacités fonctionnelles de ces microorganismes.

3.3.1. Effet du pH

Pour évaluer l'effet du pH sur les isolats, le milieu GN est préparé à différentes valeurs de pH : 5, 6, 8, 9 et 10. Ces valeurs sont ajustées en utilisant de l'acide chlorhydrique (HCl) et de l'hydroxyde de sodium (NaOH). Les boîtes sont ensuiteensemencées avec des stries à partir des suspensions bactériennes puis incubées à une température constante de 37 °C pendant 24 heures.

3.3.2. Effet de la température

Les isolats bactériens ont étéensemencés en stries sur la gélose nutritive, puis les boîtes sont incubées à différentes températures : 4 °C, 25 °C, 30 °C, 37 °C, 45 °C et 60 °C. La croissance de chaque bactérie a été évaluée après 24 heures.

3.3.3. Effet du NaCl

La tolérance des isolats bactériens aux sels minéraux est évaluée sur la gélose nutritive additionnée de NaCl à différentes concentrations. Les concentrations testées sont les suivantes : 0%, 2%, 5%, 9% et 15%. Les bactéries sontensemencées en stries, puis incubées à une température de 37 °C pendant 24 heures.

3.4. Test de l'antibiogramme

Le test de sensibilité aux antibiotiques, connu sous le nom d'antibiogramme, est une analyse essentielle pour évaluer la réaction des bactéries face aux antibiotiques. Pour ce faire, des suspensions bactériennes sont préparées à partir de cultures pures âgées de 18 à 24 heures. Des colonies bien isolées sont prélevées à l'aide d'une anse de platine et dispersées dans 2 ml d'eau physiologique jusqu'à obtenir une turbidité équivalente à 0,5 McFarland. Ces suspensions sont ensuite utilisées pour ensemencer des boîtes de Pétri contenant du milieu Mueller-Hinton. Des disques imprégnés d'antibiotiques tels que l'amoxicilline et l'acide clavulanique (AMC₃₀), l'amoxicilline (AMO₂₀), l'értapénème (ETP₁₀), la céfazoline (CZN₃₀), la ticarcilline (TTC₇₅) et le céfotaxime (CTX₃₀) sont déposés sur les boîtes avec une pince stérile. Après avoir incubé toutes les boîtes à 37 °C pendant 18 à 24 heures, les diamètres des zones d'inhibition sont mesurés et comparés aux normes établies par le Comité Français de

l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie. En fonction de ces résultats, les bactéries sont classées en catégories S (sensibles), R (résistantes) ou I (intermédiaires) (**Girija et Priyadharsini, 2019**).

4. Criblage primaire de la biodégradation des colorants sur milieu solide

Lors de l'étape d'isolement par enrichissement, cinq colorants ont été testés. Parmi eux, seuls trois colorants ont été retenus pour la suite du travail, car ils possédaient des bactéries tolérantes. Il s'agit du jaune éversol, du rouge de Congo et du bleu de méthylène.

Les essais primaires de biodégradation ont été réalisés sur des boîtes de Pétri contenant des milieux minimums gélosés, additionné de l'un des trois colorants à différentes concentrations (10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l et 200 mg/l). En parallèle, des tests de décoloration ont été effectués sur des boîtes similaires, mais avec l'ajout du glucose (10 mM) en tant que source de carbone supplémentaire. Toutes les boîtes ont étéensemencées par une seule strie au centre et réalisées en triplicata (**Figure 8**).

Pour les contrôles biotiques, un milieu minimum sans aucune source de carbone et un autre additionné uniquement du glucose ont été utilisés. Ces témoins ont également étéensemencés par des stries. Les boîtes contenant des milieux minimums avec et sans glucose, mais nonensemencées, ont servi de contrôles abiotiques.

Enfin, toutes les boîtes ont été recouvertes de papier aluminium et incubées à 30 °C pendant 16 jours. Cette méthodologie permet d'évaluer la dégradation des colorants en présence ou en absence de glucose, tout en incluant des contrôles pour distinguer les effets biotiques et abiotiques (**Kushvaha et al., 2022**).

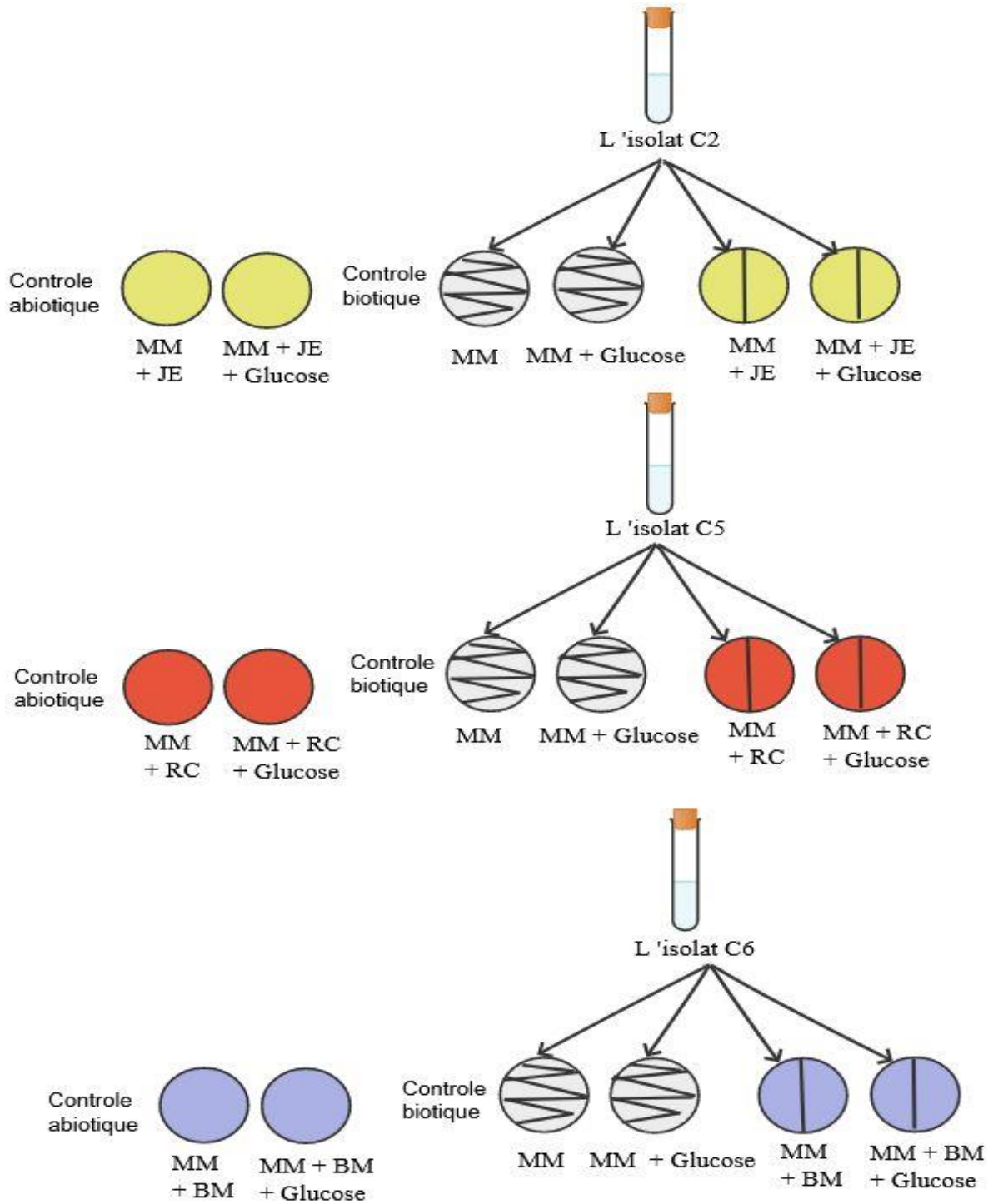


Figure 8 : Représentation schématique du test de biodégradation des colorants : jaune éversol (JE), rouge de Congo (RC) et bleu de méthylène (BM) sur milieu solide par les isolats bactériens C2, C5 et C6.

5. Biodégradation du colorant rouge Congo en milieu liquide

Les essais de décoloration du rouge Congo ont été réalisés en utilisant des flacons de 250 ml contenant chacun 100 ml de MM additionné de rouge Congo à différentes concentrations (10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l, 200 mg/l). Ces flacons ont été inoculés avec une suspension bactérienne à une densité optique de 0,1 ($\lambda=600$ nm).

Dans une seconde série d'essais, des flacons identiques ont été préparés avec l'ajout de glucose (10 mM) comme seule source de carbone. Pour chaque série d'essais, des milieux minimums sans rouge Congo et des milieux non inoculés ont servi de contrôles biotiques et abiotiques respectivement (**Figure 9**).

Toutes les expériences ont été réalisées en triplicata. Ensuite, les flacons ont été entièrement enveloppés dans du papier aluminium et incubés pendant 16 jours à 30 °C dans un agitateur orbital à 120 rpm (**Elmelegy et al., 2024**).

5.1. Suivre de la croissance cellulaire

Dans les deux séries d'essais, des échantillons de 1 ml ont été prélevés à des intervalles de temps réguliers (0, 4, 8, 12 et 16 jours). La densité optique (DO) de ces échantillons a été mesurée à une longueur d'onde de 600 nm à l'aide d'un spectrophotomètre de type Dirizoom.

5.2. Suivre de concentration du rouge Congo

Dans les deux séries d'essais, des échantillons de 1 ml pour chaque concentration ont été prélevés à des intervalles de temps réguliers (0, 4, 8, 12 et 16 jours). Les échantillons ont été ensuite centrifugés à 10 000 rpm à 4 °C pendant 10 minutes pour éliminer la biomasse cellulaire. L'absorbance du rouge Congo a été mesurée à une longueur d'onde de 497 nm à l'aide d'un spectrophotomètre de type Dirizoom. Le pourcentage de décoloration a été calculé selon l'équation suivante :

$$\% \text{ de décoloration} = \frac{A_0 - A_t}{A_0} \times 100$$

A_0 est l'absorbance initiale du rouge Congo (au temps 0).

A_t est l'absorbance du rouge Congo à un temps.

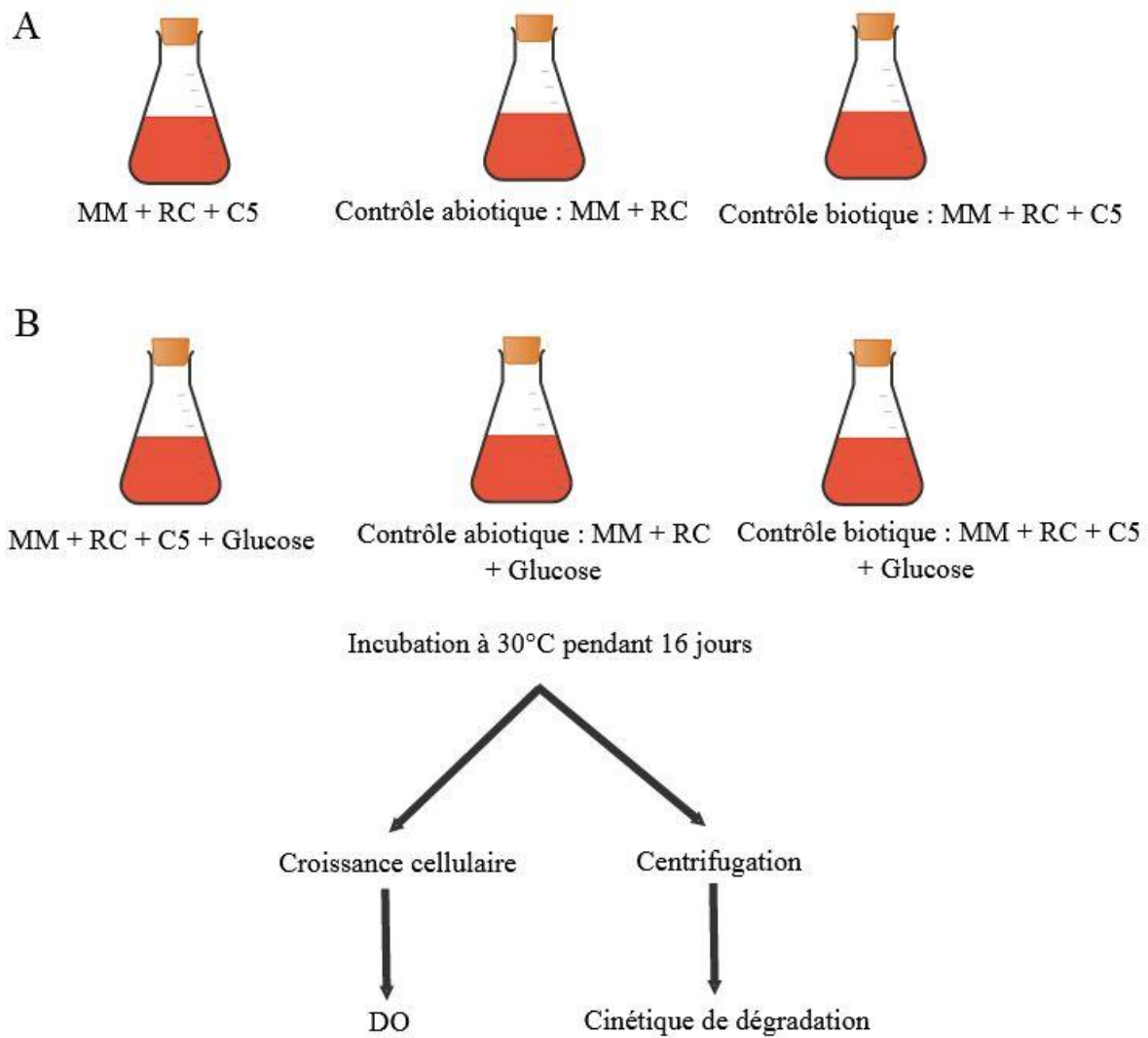


Figure 9 : Représentation schématique de l'expérience de la biodégradation du rouge Congo (RC) en milieu liquide par l'isolat C5. **A** : en absence du glucose. **B** : en présence du glucose.

5.3. Test de phytotoxicité

La phytotoxicité du rouge Congo et de ses produits de dégradation a été évaluée en utilisant un test de germination des graines de laitue Madrilène et de tomate améliorée Heinz.

- **Préparation des boîtes de germination**

Le surnageant a été obtenu par centrifugation des échantillons de l'expérience à la concentration de 10 mg/l de rouge Congo avec glucose, à deux moments : au temps 0 et au temps final (Après 16 jours). Pour chaque échantillon, un disque de papier filtre a été placé dans une boîte de Pétri correctement étiquetée. Le papier filtre a été ensuite mouillé avec 3 ml de surnageant des temps 0 et final, tandis que de l'eau distillée a été utilisée pour le témoin.

À l'aide d'une pince, 10 graines de chaque type (laitue Madrilène et tomate améliorée Heinz) ont été déposées sur le papier imbibé, en laissant un espace entre elles pour permettre leur croissance. Les boîtes ont ensuite été scellées avec du parafilm pour maintenir l'humidité et incubées à température ambiante dans l'obscurité pendant 7 jours (Sarkar *et al.*, 2021).

- **Comptage des graines germées et mesure de la taille des racines et des pousses**

L'effet du colorant rouge Congo ainsi que ses produits de dégradation sur la germination des graines, la croissance des racines et des pousses, a été examiné. Les mesures ont été comparées à celles d'un témoin de graines germées. Les résultats ont été calculés de la manière suivante :

% d'inhibition de la germination

= Nombre de graines germées dans le contrôle - Nombre de graines germées dans la dilution testée / Nombre de graines germées dans le contrôle $\times 100$.

% d'inhibition de la croissance des racines

= Longueur des racines dans le témoin - Longueur des racines dans la dilution testée / Longueur des racines dans le témoin $\times 100$.

% d'inhibition de la croissance des pousses

= Longueur des pousses dans le témoin - Longueur des pousses dans la dilution testée / Longueur des pousses dans le témoin $\times 100$.

5.4. Test de l'activité antimicrobienne

Le test d'activité antimicrobienne est une méthode utilisée pour évaluer l'efficacité d'une substance ou d'un traitement contre les microorganismes. Pour évaluer l'activité antimicrobienne du rouge Congo et de ses produits de dégradation, six souches bactériennes ont été testées : *Escherichia coli* 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Micrococcus luteus* MM DSM 113600, *Streptomyces iakyrus* OB DSM 113652 et *Streptomyces malaysiensis* OT DSM 113545.

Les suspensions bactériennes de ces souches ont été préparées de la même manière que pour le test d'antibiogramme. Ensuite, les boîtes de Pétri ont été coulées avec le milieu Mueller-Hinton et ensemencées en surface avec les suspensions bactériennes.

Deux petits puits ont été percés dans la gélose à l'aide d'une pipette Pasteur. Chaque puits a été rempli avec le surnageant des échantillons prélevés aux temps 0 et final. Enfin, toutes les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 18 à 24 heures (**Abu-Hussien *et al.*, 2022**).

RÉSULTATS ET

DISCUSSION

1. Isolement et identification

1.1. Isolement par enrichissement

Après une incubation de 7 jours, des colonies bactériennes de même type sont apparues sur chaque boîte de Pétri contenant l'un des colorants suivants : jaune éversol, rouge de Congo et bleu de méthylène. En revanche, aucune colonie microbienne n'a été observée sur les boîtes contenant du vert de malachite ou du violet de gentiane. Après purification sur GN (**Figure 10**), les isolats obtenus ont été nommés comme suit : C2 pour le MM additionné de jaune éversol (50 mg/l), C5 pour le MM additionné de rouge de Congo (50 mg/l) et C6 pour le MM additionné de bleu de méthylène (50 mg/l).

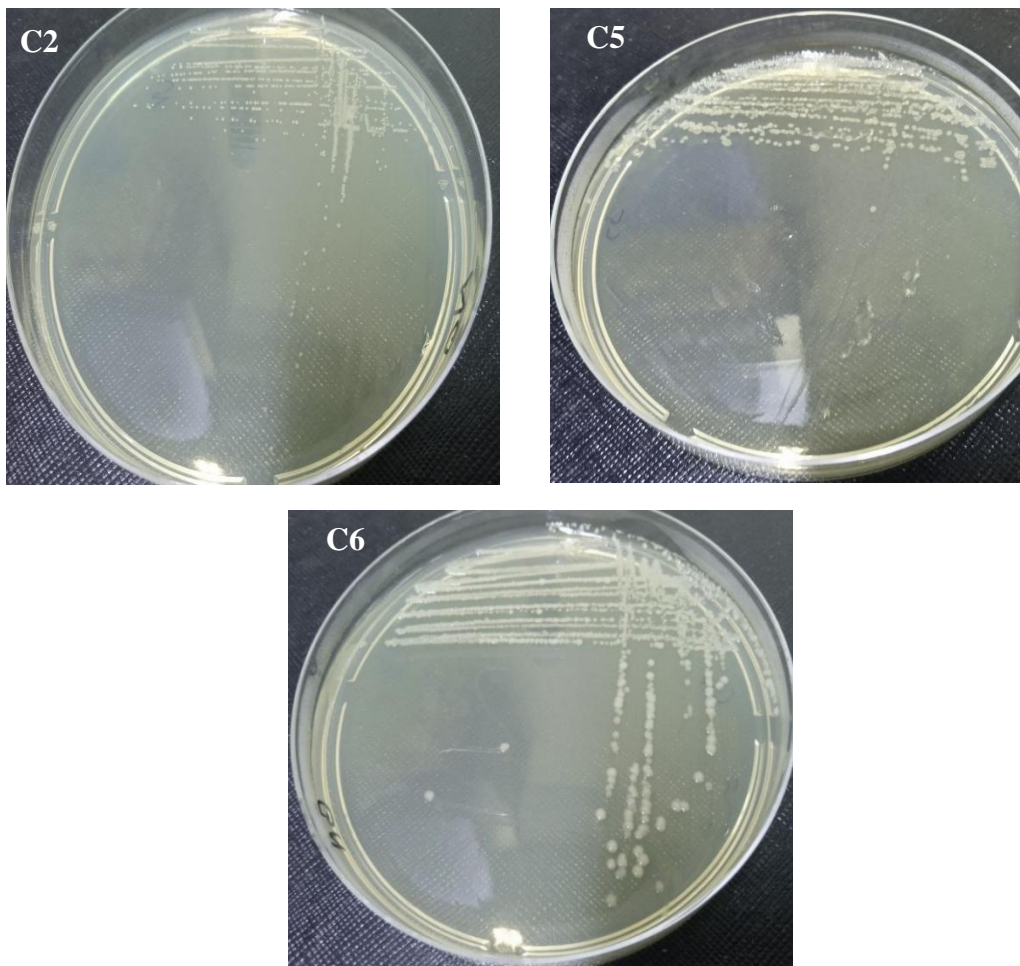


Figure 10 : Photographie représentant les trois souches bactériennes après purification sur GN.

1.2. Identification phénotypique

1.2.1. Caractérisation morphologique

1.2.1.1. Étude macroscopique

Les principaux aspects macroscopiques des trois souches obtenues sur la gélose nutritive après purification sont décrits dans le **tableau 6**.

Tableau 6 : Description macroscopique des souches étudiées.

Souche	La forme	Le relief	Le contour	La taille	La surface	La couleur	L'opacité	La consistance
C2	Ronde	bombée	Régulier	Petite (2 mm)	Lisse	Blanc châtre	opaque	Crémeuse
C5	Ronde	bombée	Régulier	Petite (1 mm)	Lisse	Blanc châtre	opaque	Crémeuse
C6	Ronde	bombée	Régulier	Moyenne (4 mm)	Lisse	blanche	opaque	Muqueuse

1.2.1.2. Étude microscopique

- **Observation à l'état frais**

L'observation des souches bactériennes à l'état frais indique que les souches C2 et C5 sont des bacilles mobiles, tandis que la souche C6 est un coccobacille immobile (**Figure 11**).



Figure 11 : Observation microscopique à l'état frais des souches isolées, grossissement x40.

- **Coloration de Gram**

Après avoir réalisé la coloration de Gram et observé les souches sous un grossissement de x100, il a été constaté que les trois souches sont des bactéries Gram négatif, colorées en rose. Les souches C2 et C5 se présentent sous forme de bacilles isolés, tandis que la souche C6 est un diplococcobacille (**Figure 12**).

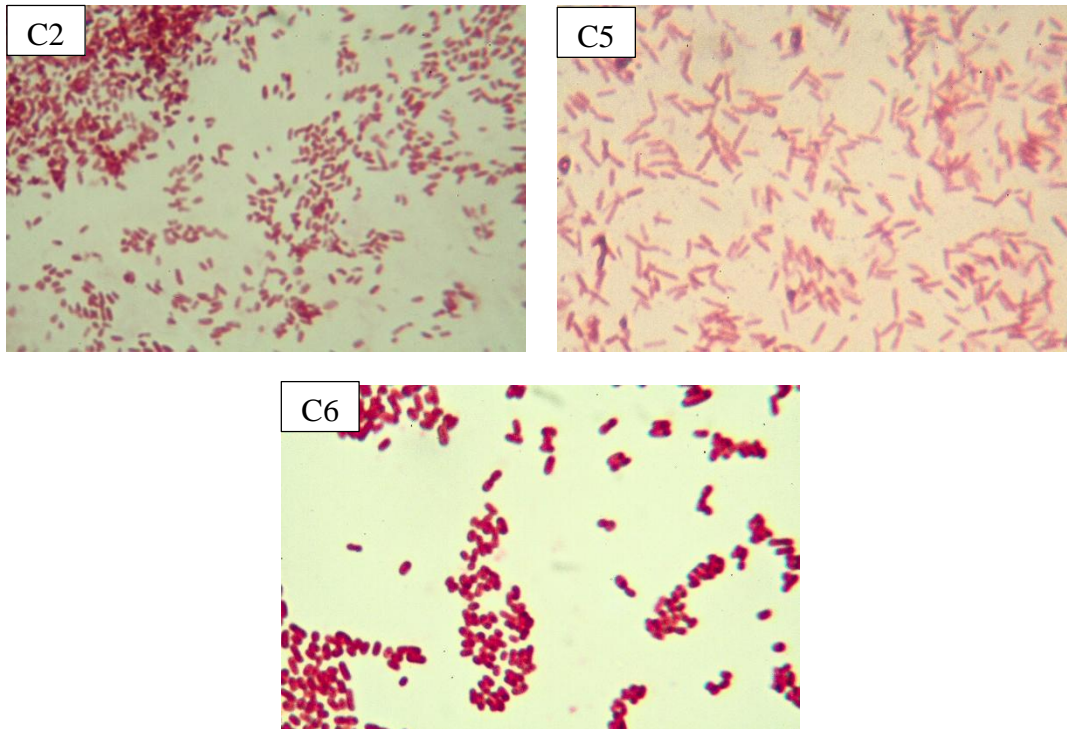


Figure 12 : Observation microscopique des souches C2, C5 et C6 après coloration de Gram, grossissement x100.

1.2.3. Caractérisation biochimique

1.2.3.1. Catalase

Les souches C2, C5 et C6 ont montré une activité catalase positive, indiquée par la formation de bulles de dioxygène (**Figure 13**).



Figure 13 : Photographie représentant les résultats du test de catalase des souches C2, C5 et C6.

1.2.3.2. Oxydase

Les résultats du test oxydase pour les souches C2, C5 et C6 ont montré une absence totale de coloration violette. Cela indique que ces souches sont oxydase négative, ce qui oriente notre recherche vers les espèces d'entérobactéries (**Figure 14**).

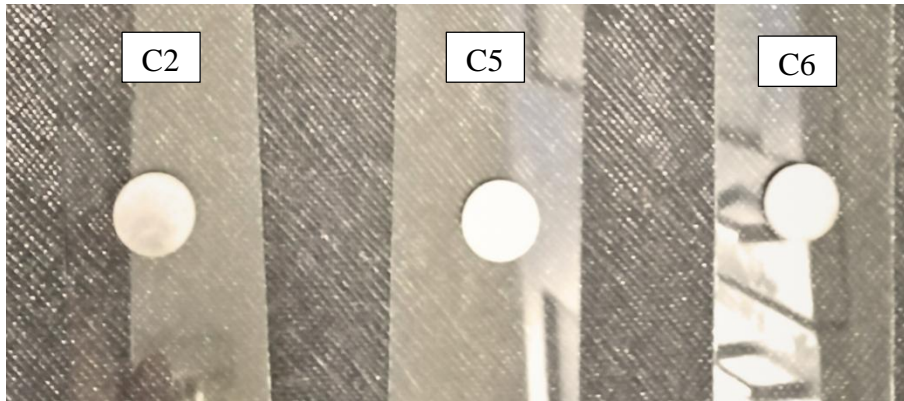


Figure 14 : Photographie représentant les résultats du test d'oxydase des souches C2, C5 et C6.

1.2.3.3. Nitrate réductase

Après avoir réalisé le test de la nitrate réductase, les trois souches C2, C5 et C6 ont toutes montré une couleur rose, indiquant la présence de l'enzyme nitrate réductase et la réduction des nitrates en nitrites (**Figure 15**).

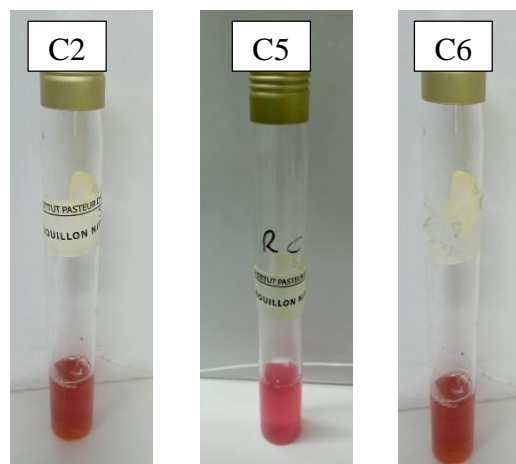


Figure 15 : Photographie représentant les résultats du test nitrate réductase pour les trois souches.

1.2.3.4. Galerie API 20E

Les résultats des tests biochimiques des galeries API 20E sont regroupés dans le **tableau 7** et la **figure 16**.

Tableau 7 : Les résultats des tests biochimiques des trois souches bactériennes.

Test \ Souche	C2	C5	C6
Ortho-Nitro-Phenyl-Galactoside (ONPG)	-	-	-
Arginine Dihydrolase (ADH)	-	-	-
Lysine Décarboxylase (LDC)	-	-	-
Ornithine Décarboxylase (ODC)	-	-	-
Citrate de Simmons (CIT)	-	-	-
Thiosulfate de sodium (H ₂ S)	-	-	-
Uréase (URE)	-	-	-
Tryptophanase désaminase (TDA)	-	-	-
Indole (IND)	-	-	-
Voges Proskauer (VP)	+	+	+
Gélatinase (GEL)	+	+	-
Glucose (GLU)	+	+	+
Mannitol (MAN)	+	+	+
Inositol (INO)	+	+	+
Sorbitol (SOR)	+	+	+
Rhamnose (RHA)	+	+	+
Saccharose (SAC)	+	+	+
Melibiose (MEL)	+	+	+
Amygdaline (AMY)	+	+	+
Arabinose (ARA)	+	+	+

Suite à la lecture de l'API 20E (Annexe 4) et à l'analyse des résultats via le logiciel "API web® Biomérieux", il a été constaté que les souches C2, C5 et C6 appartiennent à la famille des *Enterobacteriaceae*. Les souches C2 et C5 ont été identifiées comme *Serratia plymuthica* tandis que la souche C6 a été identifiée comme *Klebsiella pneumoniae* (Figure 16).

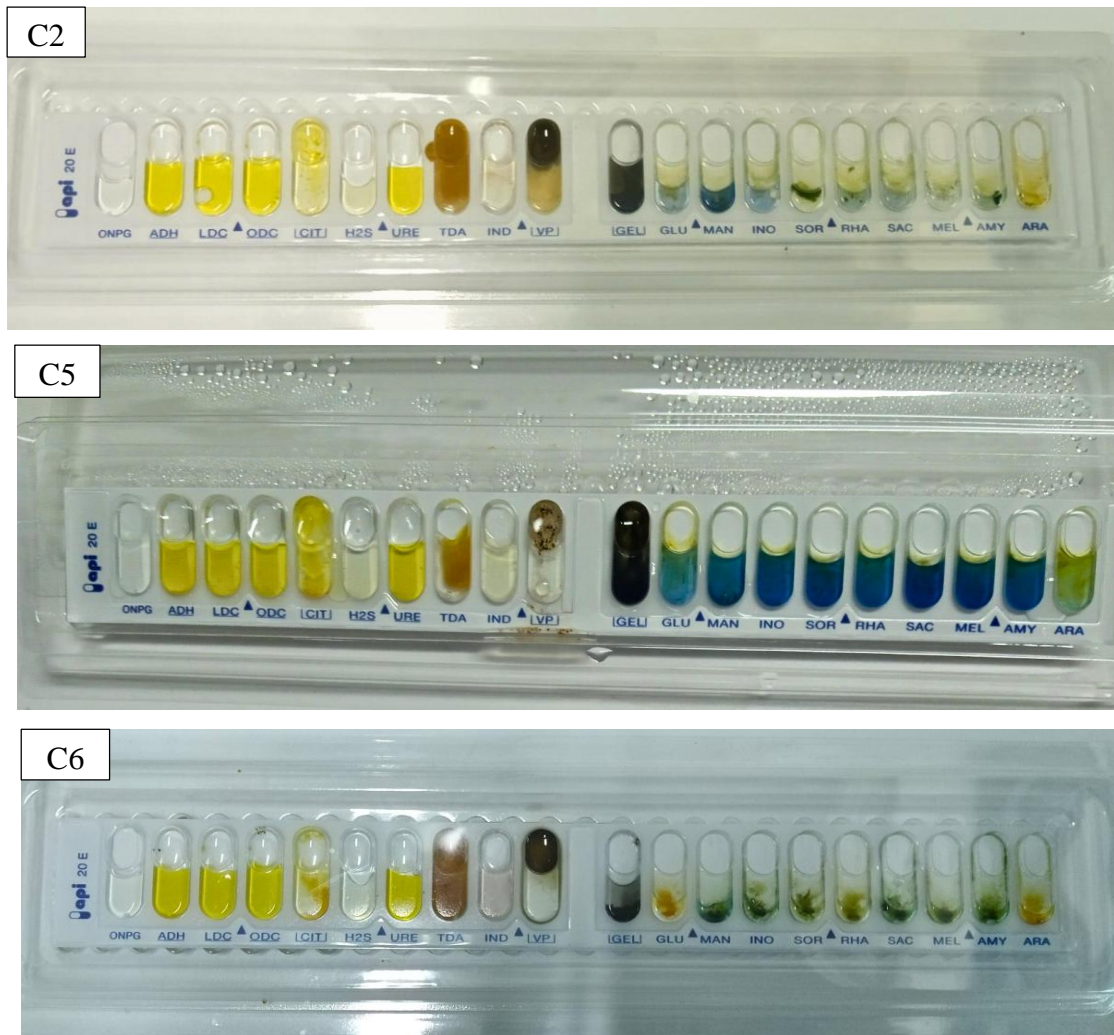


Figure 16 : Profil souches C2, C5 et C6 sur l'API des 20E.

1.2.3.5. Milieu MEVAG

Les résultats du test MEVAG ont révélé une coloration jaune pour les souches C2, C5 et C6 suggérant ainsi que ces souches ont un métabolisme glucidique de type fermentatif (Figure 17).

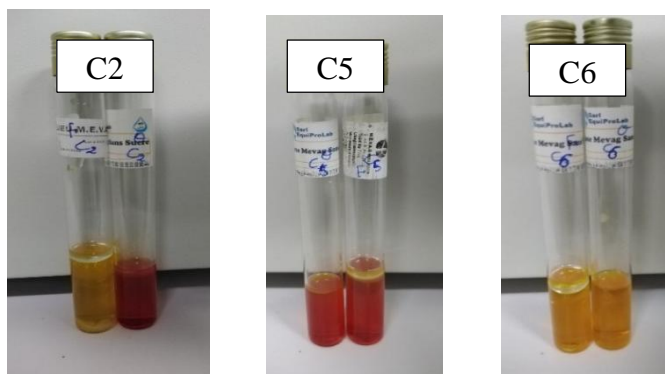


Figure 17 : Photographie représentant les résultats du test MEVAG des souches C2, C5 et C6.

1.2.3.6. Type respiratoire

Les résultats du test viande foie indiquent que les souches C2, C5 et C6 sont de type respiratoire aérobic-anaérobic facultatif. Cela signifie qu'elles peuvent survivre en l'absence d'oxygène, mais peuvent également utiliser l'oxygène lorsqu'il est présent.

1.2.3. Caractérisation physiologique

Les caractères physiologiques étudiés comprennent la croissance à différentes températures, à différents pH et à des concentrations variables de NaCl. Ces diverses caractéristiques sont présentées dans le **tableau 8**, et les figures correspondantes sont illustrées dans l'**annexe 5**.

Tableau 8 : Caractéristiques physiologiques des souches C2, C5 et C6.

Les souches	C2	C5	C6
Croissance à :			
Température			
4 °C	(+/-)	(+/-)	(+/-)
25 °C	(+)	(+)	(+)
30 °C	(+)	(+)	(+)
37 °C	(+)	(+)	(+)
45 °C	(+/-)	(+)	(+/-)
60 °C	(-)	(-)	(-)

Tableau 8 : Caractéristiques physiologiques des souches C2, C5 et C6 (continue).

Les souches	C2	C5	C6
pH			
5	(+)	(+/-)	(+)
6	(+/-)	(+/-)	(+/-)
8	(+)	(+/-)	(+)
9	(+)	(+/-)	(+)
10	(+)	(+/-)	(+)
NaCl			
0%	(+)	(+)	(+)
2%	(+)	(+)	(+)
5%	(+)	(+)	(+)
9%	(+)	(+)	(+)
15%	(-)	(-)	(-)

(+) bonne croissance, (+/-) croissance modérée, (-) Absence de croissance.

D'après le **tableau 8**, les trois souches identifiées comme des entérobactéries peuvent généralement se développer dans une large gamme de températures, allant de 4 °C à 45 °C. Cependant, aucune croissance n'est observée à 60 °C. En ce qui concerne le pH, ces souches peuvent également croître dans une plage de 5 à 10. Leur tolérance au NaCl leur permet de survivre et de se développer dans des milieux contenant des concentrations variées de NaCl, bien qu'elles soient plus sensibles à des niveaux élevés de sel (15 %).

1.2.4. Test de l'antibiogramme

Les résultats de l'antibiogramme de six antibiotiques de la famille des bêta-lactamines vis-à-vis les souches d'entérobactéries sont présentés dans l'**annexe 6** et résumés dans le **tableau 9**.

Tableau 9 : Résultats de l’antibiogramme des souches d’entérobactéries identifiées.

Souche ATB	<i>Serratia plymuthyca</i> (C2)	<i>Serratia plymuthyca</i> (C5)	<i>Klebsiella pneumoniae</i> (C6)
AMC	Résistante	Résistante	Sensible
AMO	Résistante	Résistante	Résistante
ETP	Sensible	Sensible	Sensible
CZN	Résistante	Résistante	Sensible
TIC	Sensible	Sensible	Résistante
CTX	Intermédiaire	Intermédiaire	Sensible

La **figure 18** représente le taux de sensibilité de *Serratia plymuthyca* et *Klebsiella pneumoniae* vis-à-vis des antibiotiques testés.

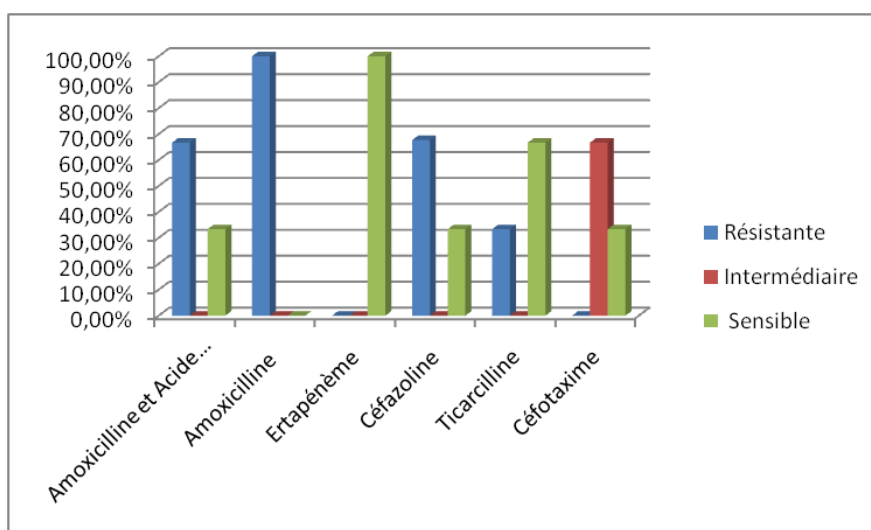


Figure 18 : Profil de sensibilité de *S. plymuthyca* et *K. pneumoniae* aux antibiotiques.

Discussion

L'eau est essentielle à la vie, couvrant environ 71 % de notre planète, dont 97,5 % sous forme d'eau de mer et seulement 2,5 % d'eau douce. Les eaux usées des industries textile, cosmétique, de l'imprimerie et du papier constituent une menace majeure pour l'environnement (Younis *et al.*, 2021). En particulier, l'industrie textile rejette de grandes quantités de produits chimiques, notamment des colorants toxiques, à différentes étapes de la production (Kishor *et al.*, 2021). Sans traitement adéquat, ces colorants posent de sérieux risques écologiques pour la vie aquatique (Tripathi *et al.*, 2023). Pour remédier à ces problèmes, des méthodes de traitement biologique ont été mises au point. Les microorganismes présents dans les eaux usées de l'industrie textile peuvent dégrader les

molécules de colorants, comme le montrent des études antérieures (**Walker et Weatherley, 2000**). La biodégradation microbienne est à la fois économique et respectueuse de l'environnement, selon des recherches récentes.

L'objectif principal de notre travail était d'isoler des bactéries à partir des effluents de l'usine FILBA et d'évaluer leur potentiel de dégradation des colorants. Des microorganismes ont été isolés et purifiés. Les caractéristiques culturelles ainsi que micro et macromorphologiques indiquent qu'il s'agit de bactéries.

Dans notre étude, nous avons opté pour la méthode d'isolement par enrichissement plutôt que l'isolement classique. Cette approche est privilégiée car elle permet d'isoler des microorganismes spécifiques présents en faibles quantités au sein d'échantillons mixtes. Cette technique s'avère particulièrement efficace pour l'isolement de microorganismes à partir des effluents textiles, où elle permet la détection et l'isolement des microorganismes capables de survivre dans des environnements chimiquement hostiles et de dégrader les colorants. Grâce à l'utilisation de milieux de culture spécifiques et de conditions optimisées, l'isolement par enrichissement accroît la probabilité de détecter les microorganismes cibles, jouant ainsi un rôle crucial dans le processus de biodégradation des colorants. Plusieurs études antérieures, telles que celles menées par **Kashikar et Tarfe (2022)** ainsi que par **Santalet et al., (2024)**, ont également employé cette méthode d'isolement. En effet, l'isolement par enrichissement dans notre étude nous a permis d'obtenir trois isolats capables de croître en présence de 50 mg/l de l'un des colorants JE, RC et BM. Cependant, aucun isolat n'a été obtenu sur les milieux contenant le colorant violet de gentiane et le vert de malachite.

Les cultures pures isolées à partir des effluents textiles, désignées sous les noms C2, C5 et C6, ont été identifiées en combinant des caractéristiques morphologiques et biochimiques, notamment à l'aide de la méthode biochimique API 20E. Cette méthode utilise 20 microtubes contenant des substrats déshydratés spécialement conçus pour identifier les Entérobactéries, un groupe de bactéries appartenant au phylum des *Proteobacteria*, à la classe des *Gamma-proteobacteria*, à l'ordre des *Enterobacteriales* et à la famille des *Enterobacteriaceae*. Comptant plus de quarante genres et de nombreuses espèces, ces bactéries tirent leur nom des cellules intestinales, les entérocytes (**Bouzeraa et Berrihil, 2018**). Les Entérobactéries sont des bactéries de type Gram négatif, non sporulées, se présentant sous forme de bacilles ou de coccobacilles pouvant être immobiles ou mobiles grâce à des flagelles péritriches. Elles sont aéro-anaérobies facultatives, oxydase négatives, catalase positives, capables de réduire les nitrates en nitrites, et de fermenter le glucose. En moyenne, ces bactéries mesurent entre 2 et 4

μm de longueur et 0,4 à 0,6 μm de largeur, avec des extrémités arrondies (Zrardi, 2020). Nos résultats indiquent que les trois bactéries isolées des eaux textiles appartiennent au groupe des Entérobactéries, notamment *Serratia plymuthyca* (C2 et C5) et *Klebsiella pneumoniae* (C6). Des études menées par Ariffin et Mardihah (2021) ainsi que par Rajendran et al., (2024) ont également pu isoler ces bactéries à partir des effluents textiles.

Les Entérobactéries sont des microorganismes omniprésents, se retrouvant dans une grande diversité d'habitats. Elles colonisent le sol, les eaux douces et même les eaux utilisées dans l'industrie textile. L'étude de leurs caractéristiques physiologiques dans cet environnement a mis en évidence le rôle crucial du pH des eaux textiles. Le pH, qui reflète l'acidité ou l'alcalinité de ces eaux (Ahasanur Rabbi et al., 2018), joue également un rôle majeur en tant qu'indicateur de la pollution, variant selon le type d'effluent produit (Fathallah et al., 2014). En effet, la présence de colorants, de produits chimiques et d'autres contaminants provenant des opérations de teinture, de lavage et de finition des textiles peut considérablement influencer les valeurs de pH dans les eaux de l'industrie textile. Cette variation peut être critique étant donné que la plupart des microorganismes aquatiques ne peuvent survivre que dans une plage de pH relativement étroite, généralement comprise entre 6 et 9 (Ahasanur Rabbi et al., 2018). Des études antérieures, telles que celle menée par Ahasanur Rabbi et al., (2018), ont confirmé l'importance du pH dans les eaux textiles. Une autre recherche, réalisée par Bhatia et al., (2018), a montré que le pH des échantillons d'effluents textiles étudiés variait de 6,0 à 10. Nos propres résultats, présentés dans le **tableau 8**, ont révélé que les entérobactéries isolées de ces eaux ont la remarquable capacité de croître dans une plage de pH allant de 5 à 10.

La température est largement reconnue comme un facteur écologique crucial dans les environnements aquatiques (Makhoukh et al., 2011). Dans l'industrie textile, la température de l'eau peut varier considérablement en fonction de divers facteurs tels que le type de tissu, les teintures, les produits chimiques et les processus utilisés, ainsi que les variations saisonnières et les changements climatiques. En général, la température de l'eau dans les installations textiles peut atteindre la température ambiante (Wang et al., 2022). Dans le cadre de notre étude, *Klebsiella pneumoniae* et *Serratia plymuthyca* isolées à partir des effluents textiles ont montré leur capacité de croissance dans une gamme de températures allant de 4 °C à 45 °C, comme indiqué dans le **tableau 8**. Ces résultats démontrent l'adaptation de ces microorganismes aux conditions environnementales variées rencontrées dans l'industrie textile.

Le chlorure de sodium (NaCl) est l'un des sels couramment ajoutés dans le bain de teinture pour augmenter la force ionique et faciliter la fixation des colorants sur les tissus (**Basutkar et Shivannavar, 2019**). Cependant, des niveaux élevés de NaCl peuvent présenter des effets inhibiteurs sur la croissance bactérienne en provoquant la plasmolyse des cellules, ce qui limite leur développement (**Ikram et al., 2022**). Nos résultats, présentés dans le **tableau 8**, ont montré que la concentration inhibitrice de la croissance pour ces bactéries était de 15 % de NaCl.

Par la suite, les souches C2, C5 et C6 ont été soumises à un test d'antibiogramme pour évaluer leur sensibilité à six antibiotiques de la famille des β -lactamines. Cette classe d'antibiotiques, caractérisée par la présence d'un anneau β -lactame dans leur structure moléculaire, comprend diverses générations de céphalosporines, de pénicillines, de monobactames et de carbapénèmes (**Silago, 2021**), largement utilisées pour inhiber la synthèse de la paroi cellulaire bactérienne, conduisant à la mort des bactéries par lyse. Cependant, l'utilisation répandue de ces antibiotiques a conduit à l'émergence de mécanismes de résistance bactérienne, principalement médiés par les enzymes β -lactamases, qui hydrolysent le cycle β -lactame des antibiotiques β -lactamines, les rendant ainsi inactifs (**Ibrahim et al., 2019**).

Selon nos résultats obtenus (**Figure 18**), les souches de *Serratia plymuthica* (C2, C5) présentent une résistance aux antibiotiques suivants : amoxicilline + acide clavulanique (66,67%), amoxicilline (100%) et céfazoline (66,67%). Il convient de noter que les souches de *Serratia* ont une résistance intrinsèque à l'amoxicilline, à l'amoxicilline + acide clavulanique et aux céphalosporines de 1^{ère} génération telles que la céfazoline (**Mahlen, 2011**). En revanche, elles sont sensibles à l'ertapénème (100%) et à la ticarcilline (66,67%), avec un taux de sensibilité intermédiaire de 66,67% au céfotaxime. Ces résultats contrastent avec les observations du Réseau National de Surveillance de la Résistance Bactérienne aux Antibiotiques en Algérie (AARN), qui a rapporté un taux de résistance de 33,33% au céfotaxime pour *Serratia plymuthica* (**AARN, 2011**).

Concernant la souche *Klebsiella pneumoniae* (C6), une résistance totale à l'amoxicilline a été observée, en accord avec les résultats antérieurement rapportés par **Sekhri (2011)**. Un taux de résistance de 33,33% à la ticarcilline a également été enregistré, se démarquant des données de **Sekhri (2011)**. Selon **Ziad et Sebboua (2021)**, *K. pneumoniae* est intrinsèquement résistante à l'amoxicilline et à la ticarcilline en raison de la production d'une bêta-lactamase chromosomique. En outre, la sensibilité à l'association amoxicilline-acide

clavulanique ainsi qu'à la céfotaxime est de 33,33%, tandis que la sensibilité à l'ertapénème est de 100%. Ces résultats peuvent différer de ceux obtenus par **Farah et al., (2007)**. La sensibilité à l'association amoxicilline-acide clavulanique est attribuée à l'effet de l'acide clavulanique sur les bêta-lactamases chromosomiques, comme indiqué par **Murbach et al., (2001)**.

2. Biodégradation des colorants par les souches *S. plymuthyca* et *k. pneumoniae*

2.1. Test de biodégradation sur milieu solide

Toutes les souches bactériennes ont démontré une bonne croissance sur le milieu minimum contenant du glucose (contrôle positif). En revanche, aucune souche n'a présenté de croissance sur le milieu minimum dépourvu de source de carbone (contrôle négatif) (**Figure 19**).

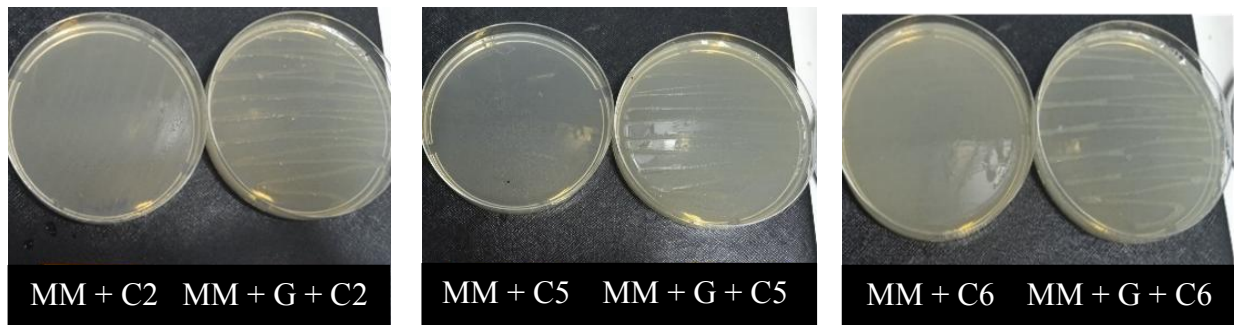


Figure 19 : Photographie représentant le contrôle biotique en absence et en présence du glucose (G).

Les souches de *Serratia plymuthyca* (C2 et C5) ainsi que de *Klebsiella pneumoniae* (C6) ont montré une capacité de décoloration des colorants jaune éversol, rouge Congo et bleu de méthylène aux concentrations 10 mg/l, 50 mg/l et 100 mg/l, que ce soit sur le milieu minimum seul ou sur le MM supplémenté en glucose. À une concentration de 200 mg/l, seule la souche C5 a réussi à dégrader le rouge Congo (**Figure 20**). Aucun changement n'a été observé dans le contrôle abiotique (**Figure 20**).

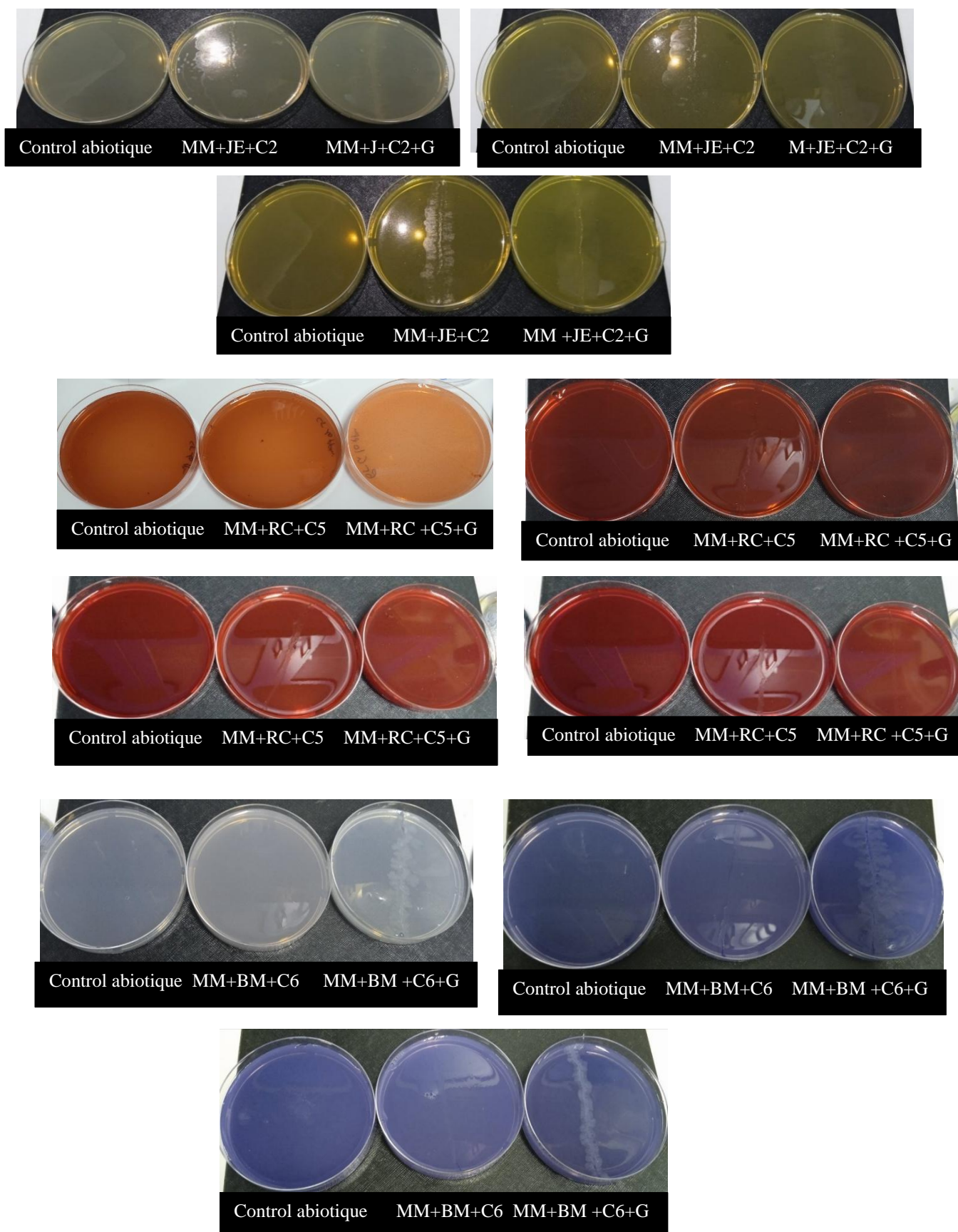


Figure 20 : Photographie représentant la biodécoloration des colorants JE, RC et BM par les souches C2, C5 et C6 en absence et présence du glucose (G).

2.2. Test de biodégradation en milieu liquide

2.2.1. Cinétique de croissance de *Serratia plymuthyca* lors de la biodégradation du rouge Congo

Le suivi de la croissance de *S. plymuthyca* en absence et en présence de glucose, ainsi que les contrôles biotiques, est représenté dans la **figure 21**.

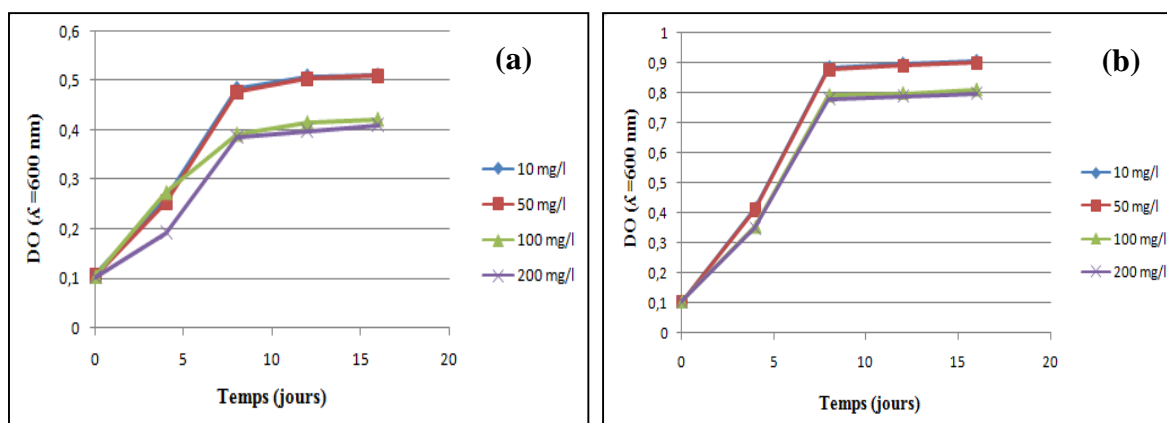


Figure 21 : Suivi de la croissance cellulaire de *Serratia plymuthyca* pendant 16 jours d'incubation lors de la biodégradation du RC à différentes concentrations **(a)** : en absence du glucose, **(b)** : en présence du glucose.

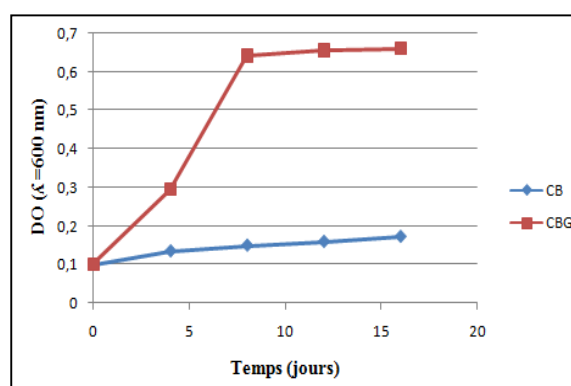


Figure 22 : Suivi de la croissance cellulaire de *Serratia plymuthyca* dans le MM pendant 16 jours d'incubation (Contrôle biotique) **(CB)** : MM sans aucune source de carbone, **(CBG)** : MM additionné du glucose (10 mM).

D'après la **figure 21**, on constate une augmentation de la croissance cellulaire de la souche *Serratia plymuthyca* dans le milieu minimum exempt de glucose, additionné de 10 mg/l et 50 mg/l de rouge Congo. Cela suggère que le colorant a été utilisé comme source de carbone pour le métabolisme microbien. Cependant, aux concentrations plus élevées de 100 mg/l et 200 mg/l, bien que la croissance cellulaire soit également observée, elle se produit à un rythme moindre par rapport aux faibles concentrations de colorant. Cette observation peut s'expliquer par la capacité limitée de cette bactérie à métaboliser les fortes concentrations de colorants comme source de carbone. En revanche, dans le milieu MM additionné de glucose

comme seule source de carbone, la biomasse a augmenté aux différentes concentrations de colorants, démontrant ainsi une croissance cellulaire excellente grâce à l'utilisation combinée de ce colorant et du glucose.

Dans le contrôle biotique sans glucose, la croissance de *Serratia plymuthyca* est faible, presque constante, contrairement à celle observée en milieu minimum supplémenté de glucose (**Figure 22**). Ces résultats indiquent que le glucose est une source de carbone et d'énergie essentielle pour les bactéries, favorisant ainsi leur croissance et leur activité métabolique.

2.2.2. Cinétique de biodégradation du rouge Congo par *Serratia plymuthyca*

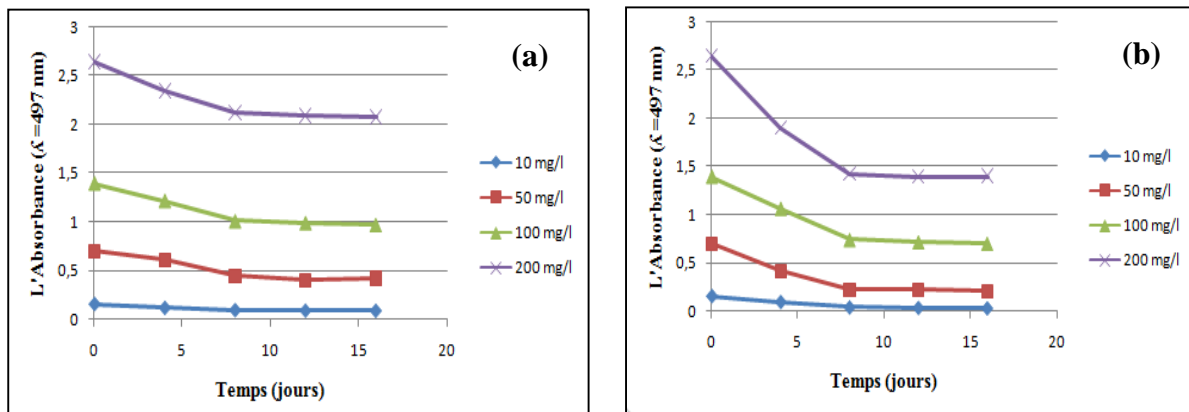


Figure 23 : Cinétique de biodégradation du rouge Congo à différentes concentrations par *Serratia plymuthyca* pendant 16 jours d'incubation (a) : en absence du glucose, (b) : en présence du glucose (10 mM).

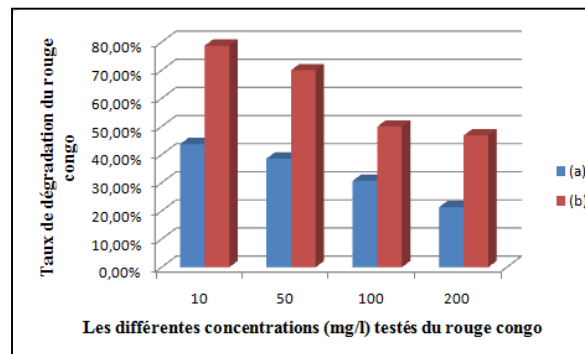


Figure 24 : Taux de biodégradation du rouge Congo à différentes concentrations par *Serratia plymuthyca* pendant 16 jours d'incubation (a) : en absence du glucose, (b) : en présence du glucose (10 mM).

Selon les **figures 23** et **24**, l'expérience de la dégradation bactérienne exempt du glucose a montré que la souche *Serratia* présentait des taux de dégradation relativement faibles, atteignant respectivement 43,75%, 38,57%, 30,71% et 21,33% après 16 jours d'incubation aux concentrations de 10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l et 200 mg/l de RC. Il a été observé que *S. plymuthyca* est capable de dégrader efficacement le colorant à des concentrations faibles de

10 mg/l et 50 mg/l, mais montre une dégradation moins importante à des concentrations plus élevées de 100 mg/l et 200 mg/l. En présence de glucose, le taux de dégradation de la souche a augmenté de manière significative, atteignant 78,75% et 70% aux concentrations de 10 mg/l et 50 mg/l de RC. À des concentrations plus élevées (100 mg/l et 200 mg/l), la dégradation a légèrement diminué, mesurant 50% et 46,82%, mais ces résultats restent supérieurs à ceux obtenus en absence de glucose.

Dans les flacons de contrôle abiotique, sans inoculation bactérienne, aucune diminution de la concentration de rouge Congo n'a été observée, indiquant que la molécule n'a pas été dégradée spontanément. Cela suggère qu'aucune dégradation photolytique n'a eu lieu dans les conditions expérimentales.

2.2.3. Évaluation de la toxicité du rouge Congo et de ses métabolites

2.2.3.1. Phytotoxicité

Les résultats de la phytotoxicité du rouge Congo et de ses métabolites sont présentés dans la **figure 25** et l'**annexe 7**.

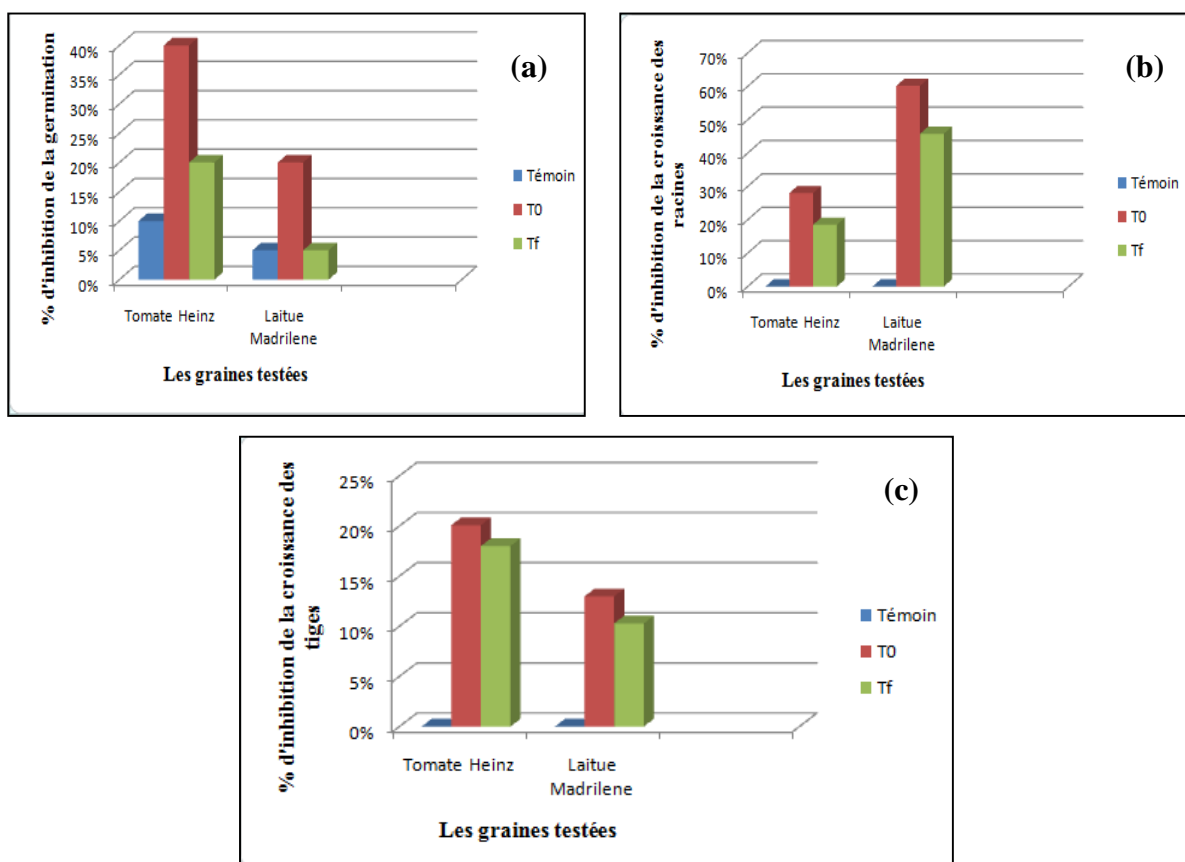


Figure 25 : Évaluation de la phytotoxicité du RC et de ses métabolites sur la tomate Heinz et la laitue Madrilene. (a) : % d'inhibition de la germination, (b) : % d'inhibition de la croissance des racines, (c) : % d'inhibition de la croissance des tiges.

L'étude de la phytotoxicité a révélé que le rouge Congo inhibait respectivement la germination des graines de Tomate Heinz et de la laitue madrilène de 40% et 20%, tandis que ses produits de dégradation entraînaient une faible inhibition de 20% et 5% de la germination de ces graines (**Figure 25 a**). Pour la Tomate Heinz, l'inhibition des racines par le RC a été de 28%, tandis que celle par les produits de dégradation a été de 18,15%. Quant à la laitue madrilène, une inhibition de 60,15% par le RC et de 45,8% par les métabolites a été constatée (**Figure 25 b**). En ce qui concerne les tiges, une faible inhibition a été observée chez la Tomate Heinz, que ce soit par le RC (20,08%) ou les produits de dégradation (18,08%). De même, chez la laitue madrilène, une inhibition légère a été constatée, soit 12,98% par le RC et 10,29% par les produits de dégradation (**Figure 25 c ; Figure 26**).

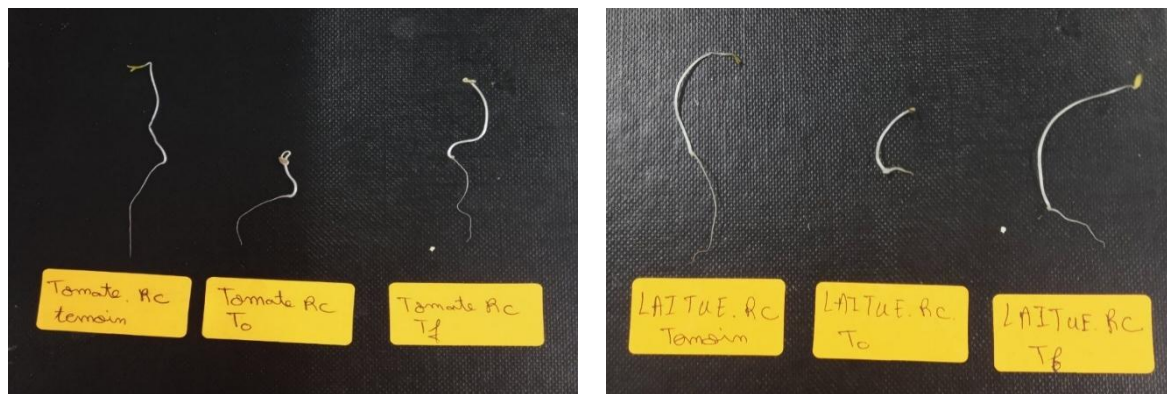


Figure 26 : Comparaison de la croissance des racines et des tiges Tomate Heinz et de la laitue madrilène (Témoin, T₀, T_f).

2.2.4. L'activité antimicrobienne

Les résultats de l'évaluation de l'activité antimicrobienne du Rouge Congo et de ses produits de dégradation sur six souches de microorganismes : *Escherichia coli* 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Micrococcus luteus* MM DSM 113600, *Streptomyces iakyrus* OB DSM 113652 et *Streptomyces malaysiensis* OT DSM 113545, ont été analysés. Aucune zone d'inhibition n'a été observée autour des puits contenant le surnageant de RC ni au début (t₀) ni à la fin (t_f, après 16 jours d'incubation) de l'expérience, où une concentration de 10 mg/l a été utilisée en présence de glucose.

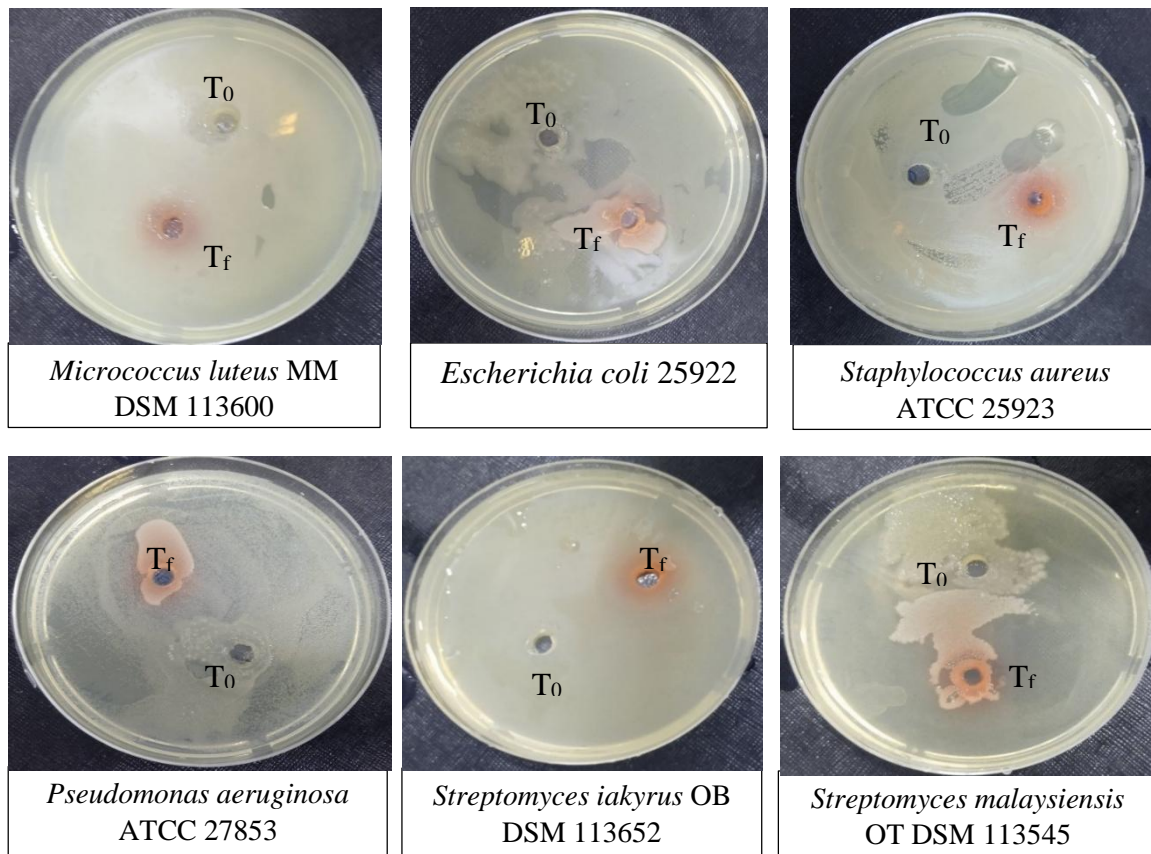


Figure 27 : photographie représentant l'activité antimicrobienne du rouge Congo et ses produits de dégradation vis-à-vis six souches bactériennes.

Discussion

Les effluents textiles contribuent de manière significative à la pollution de l'eau en raison des colorants synthétiques non dégradables qu'ils contiennent. Chaque année, environ 280 000 tonnes de colorants synthétiques sont rejetées dans ces effluents. Ces substances chimiques, utilisées pour impartir des couleurs aux fibres, fils, tissus et autres matériaux textiles, sont classées en différentes catégories selon leur composition chimique et leur mode d'application. Les colorants synthétiques affectent la flore et la faune aquatiques en empêchant la pénétration de la lumière solaire dans l'eau, perturbant ainsi le processus de photosynthèse (**Peryasamy et al., 2019**). Ils peuvent également s'infiltrer dans le sol et contaminer les nappes phréatiques, affectant ainsi la qualité de l'eau. De plus, pendant leur fabrication, ces colorants chimiques génèrent des gaz nocifs tels que le soufre et le formaldéhyde. Les employés travaillant dans l'industrie textile sont constamment exposés à ces produits chimiques toxiques, ce qui peut entraîner diverses maladies telles que l'asthme, des allergies, voire la tuberculose (**Kant, 2012**). Par conséquent, il est nécessaire de trouver des solutions pour éliminer ces polluants, telles que la biodégradation (**Roy et al., 2018**).

Dans notre étude, nous avons testé cinq colorants différents lors de l'isolement par enrichissement : le violet de gentiane, le jaune éversol, le vert de malachite, le rouge Congo et le bleu de méthylène. Parmi ces colorants, seuls trois ont été retenus : le JE, le RC et le BM. Ces colorants ont été sélectionnés car ils permettent le développement de bactéries en leur présence, démontrant ainsi leur potentiel pour l'isolement bactérien.

Le colorant azoïque jaune éversol appartient à la catégorie des colorants réactifs. Il est principalement utilisé pour teindre les fibres de cellulose naturelle en raison de sa capacité à former des liaisons covalentes avec les fibres, assurant ainsi une excellente fixation et une grande solidité. Le jaune éversol est soluble dans l'eau. La température idéale pour son application est de 25 °C, avec un pH compris entre 6 et 7. Sa formule moléculaire est $C_{28}H_{20}C_1N_9Na_4O_{16}S_5$ (**Annexe 1**). Il est disponible en poudre rouge brique ou sous forme de granulés (**Hernandez et al., 2022**). Les résultats de notre étude montrent que ce colorant a été dégradé par *Serratia plymuthica* C2 sur un milieu minimum solide additionné de glucose et sans glucose, à une concentration de 10 mg/l, 50 mg/l et 100 mg/l, après 16 jours d'incubation à 30 °C. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par **Rabia et al., (2015)**, qui ont testé la dégradation de ce colorant par *Serratia* sp. RN 34 dans un milieu liquide, observant un pourcentage de dégradation de 49 % après 68 heures d'incubation.

Le rouge Congo est un colorant direct de la classe azoïque. Ce complexe composé contient deux groupes azo (-N=N-) reliant deux anneaux aromatiques, ce qui lui confère une forte capacité à adhérer aux structures cellulaires et textiles. Sa formule moléculaire est $C_{32}H_{22}N_6Na_2O_6S_2$ (**Annexe 1**). Il se caractérise par sa solubilité dans l'eau et dans l'éthanol, et il présente une affinité pour les fibres de cellulose telles que le coton, la laine et la soie. Le rouge Congo est fréquemment utilisé comme indicateur de pH et pour la coloration histologique dans les laboratoires biologiques (**Asses et al., 2018**). Nos résultats ont montré la présence d'une zone très claire autour des stries, indiquant que ce colorant a été dégradé par la souche *Serratia plymuthica* C5 sur un milieu minimum solide, avec et sans glucose, à des concentrations de 10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l et 200 mg/l, après 16 jours d'incubation à 30 °C. Ce résultat est similaire à celui obtenu par **Kushvaha et al., (2022)**, qui ont observé une zone claire autour des stries, indiquant la biodégradation du rouge Congo par *Pseudomonas geniculata* après 24 heures d'incubation.

Le bleu de méthylène, ou chlorure de méthylthionium, est un colorant basique cationique dont la formule moléculaire est $C_{16}H_{18}ClN_3S$ (**Annexe 1**). Il présente une bonne solubilité dans l'eau et convient de l'utiliser à une température de 25 °C et un pH compris

entre 6 et 8. Ce colorant est largement utilisé dans l'industrie textile pour teindre des matériaux tels que la laine, le coton et le nylon. En biologie et médecine, il est couramment employé pour colorer les bactéries et les cellules lors d'examens microscopiques. Il se présente sous forme de cristaux ou de poudre, avec une coloration allant du vert au bleu (**Oladoye et al., 2022**). Nos résultats montrent la présence d'une zone claire autour des stries, indiquant que ce colorant a été dégradé par *Klebsiella pneumoniae* C6 sur un MM solide, avec et sans source de carbone, à des concentrations de 10 mg/l, 50 mg/l et 100 mg/l, après 16 jours d'incubation à 30 °C. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par **Kushvaha et al., (2022)**, qui ont également observé une zone claire autour des stries, indiquant la biodégradation du bleu de méthylène par *Pseudomonas geniculata* après 24 heures d'incubation.

Parmi les colorants testés, le rouge Congo s'est révélé être le plus dégradé sur le milieu minimum solide. Par conséquent, il a été choisi pour étudier sa dégradation en milieu liquide. Dans la présente étude, *Serratia plymuthica* C5 a été capable de dégrader 43,75 % de rouge Congo à la concentration initiale de 10 mg/l sans présence du glucose après 16 jours d'incubation à 30 °C. Cette souche est capable de dégrader le rouge Congo à de faibles concentrations, mais à des concentrations plus élevées, le taux de dégradation diminue. Des études ont démontré que des concentrations élevées de colorants peuvent réduire le taux de décoloration microbienne, ainsi que la survie et l'efficacité des microorganismes responsables de cette décoloration (**Srivatsav et al., 2019**). Ont observé que les colorants à des concentrations de 1 à 10 mM étaient facilement décolorés, mais qu'à 30 mM, l'élimination de la couleur diminuait. D'autres raisons possibles pourraient inclure un rapport cellule/colorant inadéquat, ainsi que le blocage des sites actifs des enzymes par les molécules de colorant (**Tony et al., 2009 ; Saratale et al., 2009**).

En présence de glucose, *Serratia plymuthica* C5 dégrade 78 % du rouge Congo à une concentration de 10 mg/l. Les bactéries utilisent le glucose comme source de carbone et d'énergie pour alimenter leur croissance et leur activité métabolique, tout en utilisant les produits métaboliques du glucose pour participer à la dégradation du colorant. Ce processus de co-métabolisme permet aux bactéries de dégrader efficacement le colorant en utilisant le glucose comme co-substrat. Les colorants pauvres en carbone posent un défi pour leur élimination par les microorganismes. L'ajout de sources de carbone comme le glucose, l'amidon et l'extrait de levure stimule la croissance et le métabolisme des bactéries, entraînant une décoloration plus efficace des colorants (**Khan et al., 2012**). Des études ont montré qu'un

apport supplémentaire de glucose à 4 g/l permet d'atteindre une décoloration de plus de 96 % du réactif rouge 180 par *Citrobacter* sp. De même, la décoloration du réactif noir 5 par *Enterobacter* sp. EC3 atteint 90 % en 48 heures avec une supplémentation en glucose à 2 g/l. Il est important de noter que les besoins en nutriments peuvent varier selon la structure moléculaire du colorant et le microorganisme impliqué. En effet, le glucose est la source de carbone la plus efficace et la plus facilement accessible pour le métabolisme microbien des colorants (**Sudarshan et al., 2023**).

Les résultats de la biodégradation du RC que nous avons obtenus en l'absence (43,75 %, 38,57 %, 30,71 %, 21,33 %) et en présence (78,75 %, 70 %, 50 %, 46,82 %) du glucose, à des concentrations allant de 10 mg/l à 200 mg/l, diffèrent de ceux rapportés par **Kashikar et Tarfe (2022)**. Ils ont observé que *Serratia marcescens* avait des taux de décoloration de 61,22 %, 56,74 % et 5,68 % avec des concentrations de 0,005 %, 0,01 % et 1 % de rouge Congo, respectivement, après une période d'incubation de 10 jours. Une autre étude menée par **Aileen et al., (2010)** sur les souches *Escherichia coli* SB13B et *Klebsiella oxytoca* IRR1.1C a montré des taux de dégradation de 97 % et 92 % après 14 jours d'incubation à une concentration de 1 % de RC. **Kishor et al., (2021)** ont également rapporté que *Bacillus cohnii* RKS9 a réussi à décolorer 99 % du colorant rouge Congo à une concentration de 100 mg/l en 12 heures. Une récente étude menée par **Elmelegy et al., (2024)** a testé les souches *Bacillus licheniformis* S2, *Bacillus amyloliquefaciens* S12 et *Bacillus subtilis* S50. Ces souches ont démontré des taux significatifs de décoloration du RC (à une concentration de 100 mg/l), variant de 65,8 à 81,5 % après 4 jours d'incubation dans des conditions statiques, à une température de 37 °C et à un pH de 7.

Dans le domaine de la biodégradation des polluants environnementaux, la réduction de leur toxicité est un objectif crucial. Notre étude s'intéresse également à l'évaluation de la toxicité du RC et de ses produits de dégradation sur deux types de graines : la laitue maderilene et la tomate Heinz. Les résultats obtenus suggèrent que l'immersion des deux types de graines dans une solution aqueuse de rouge Congo (t_0) a probablement eu un effet néfaste sur leur germination, ainsi que sur la croissance des racines et des tiges. Cependant, les métabolites produits après la dégradation bactérienne par *Serratia plymuthyca* C5 (T_f) ont révélé une réduction de leur toxicité, ce qui laisse entrevoir une amélioration potentielle de ces paramètres. Nos résultats sont similaires à ceux obtenus par **Elmelegy et al., (2024)**, qui ont réalisé des tests de phytotoxicité sur les graines de *Vicia faba* et de *Triticum aestivum*. Leurs résultats ont montré que tous les métabolites du RC avaient des effets presque

négligeables sur la germination par rapport au RC non traité, indiquant une détoxification réussie du colorant. En outre, dans une autre étude de **Kishor et al., (2021)**, des effets similaires ont été observés sur les paramètres de germination des graines et de croissance des semis de *Phaseolus mungo*, montrant une réduction significative de la toxicité des eaux usées textiles traitées.

L'étude de l'activité antimicrobienne que nous avons menée visait à évaluer l'impact du RC et de ses produits de dégradation sur diverses souches bactériennes. Pour ce faire, nous la méthode de diffusion en puits a été utilisée. Les résultats des tests de toxicité microbienne ont montré qu'aucune inhibition de croissance n'a été observée pour les souches exposées au colorant RC et à ses métabolites. Cela indique que ces substances ne présentent pas d'effets toxiques sur les souches microbiennes testées. Nos résultats sont similaires à ceux de (**Abu-Hussien et al., 2022**) qui n'ont observé aucune inhibition de croissance pour diverses souches, telles que *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*, ainsi que pour des souches fongiques telles que *Candida albicans* et *Aspergillus niger*, lors de l'évaluation de la toxicité du vert malachite et de ses produits biodégradés.

CONCLUSION ET
PERSPECTIVES

La pollution causée par les colorants textiles représente un problème environnemental majeur, ayant des effets néfastes sur les écosystèmes aquatiques et terrestres. Par conséquent, il est impératif de développer des solutions durables et écologiques pour éliminer ces substances dangereuses présentes dans les effluents textiles. Les approches de traitement biologique, telles que l'utilisation de souches microbiennes spécifiques capables de dégrader les colorants, se révèlent prometteuses. Les bactéries, notamment, ont été identifiées comme des agents potentiels de dégradation des colorants textiles.

L'objectif principal de cette étude était d'isoler des bactéries capables de dégrader divers colorants textiles à partir des effluents de l'usine de FILBA.

En utilisant la technique d'isolement par enrichissement, nous avons isolé trois bactéries, identifiées par caractérisation phénotypique comme appartenant aux espèces suivantes : *Serratia plymuthyca* (C2 et C5) et *Klebsiella pneumoniae* (C6).

La capacité de ces bactéries à dégrader le jaune éversol, le rouge Congo et le bleu de méthylène a été évaluée sur un milieu minimum solide, avec et sans addition du glucose. *S. plymuthyca* a montré une capacité de dégradation du jaune éversol aux concentrations de 10 mg/l, 50 mg/l et 100 mg/l, tandis que pour le rouge Congo, elle peut le dégrader à des concentrations allant de 10 mg/l à 200 mg/l en présence ou en absence de glucose, après 16 jours d'incubation à 30 °C. *K. pneumoniae* a démontré une capacité à dégrader le bleu de méthylène à des concentrations allant de 10 mg/l à 100 mg/l dans des conditions similaires.

L'étude cinétique de la biodégradation du rouge Congo par *S. plymuthyca* en milieu minimum liquide contenant différentes concentrations (10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l et 200 mg/l) a révélé un faible taux de dégradation sans glucose (43,75 %, 38,57 %, 30,71 %, 21,33 %), qui est significativement amélioré par l'ajout de glucose (78,75 %, 70 %, 50 %, 46,82 %).

Les tests de phytotoxicité ont montré que les produits de dégradation du rouge Congo étaient moins toxiques pour la germination des graines de laitue Madrilene et de tomate améliorée Heinz que le Rouge Congo lui-même. De plus, l'étude de l'activité antimicrobienne du Rouge Congo et de ses produits de dégradation n'a révélé aucune activité inhibitrice contre les microorganismes testés.

Ces résultats suggèrent que ces *Enterobacteriaceae* pourraient être utilisées comme agents potentiels pour la bioremédiation des environnements contaminés par les colorants testés.

À la lumière de ces résultats, des recherches supplémentaires sont nécessaires pour identifier précisément les enzymes responsables de la dégradation de ces colorants et pour déterminer les sous-produits de cette dégradation, ainsi que leur toxicité. L'optimisation de la biodégradation pourrait inclure l'utilisation de cultures bactériennes mixtes ou de souches spécifiques, ainsi que l'ajustement de divers paramètres comme la concentration des colorants, la composition du milieu de culture, le pH et la température. L'exploration de l'utilisation d'organismes génétiquement modifiés pour transférer des gènes de biodégradation d'une espèce à une autre pourrait également être bénéfique. Enfin, l'application de technologies innovantes telles que l'immobilisation bactérienne, les piles à combustible microbiennes, les bioréacteurs à membrane et les processus d'oxydation avancés pourrait améliorer le traitement des eaux usées contenant des colorants.

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

A

Réseau Algérien de Surveillance de la Résistance des Bactéries aux Antibiotiques (AARN). (2011). Surveillance de la résistance aux antibiotiques. 12ème Rapport d'évaluation.

Abbas, A., Adeli, H., et Yasir AlJaberi, F. (2023). A critical review on the removal of dyes from wastewater using different adsorbents.

Abu-Hussien, S. H., Hemdan, B. A., Alzahrani, O. M., Alswat, A. S., Alatawi, F. A., Alenezi, M. A., et El-Sayed, S. M. (2022). Microbial Degradation, Spectral analysis and Toxicological Assessment of Malachite Green Dye by *Streptomyces exfoliatus*. *Molecules*, 27(19), 6456. <https://doi.org/10.3390/molecules27196456>.

Acuner, E., et Dilek, F. B. (2004). Treatment of tectilon yellow 2G by *Chlorella vulgaris*. *Process Biochemistry*, 39 (5), 623-631. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(03\)00138-9](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(03)00138-9).

Affat, S. (2021). *Classifications, Advantages, Disadvantages, Toxicity Effects of Natural and Synthetic Dyes : A review*. 8, 130-135.

Aghajani, K., et Tayebi, H.-A. (2017). Adaptive Neuro-Fuzzy Inference system analysis on adsorption studies of Reactive Red 198 from aqueous solution by SBA-15/CTAB composite. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 171, 439-448. <https://doi.org/10.1016/j.saa.2016.08.025>.

Ahasanur Rabbi, M., Hossen, J., Mirja Sarwar, Md., Kanti Roy, P., Binte Shaheed, S., et Mehedi Hasan, M. (2018). Investigation of Waste Water Quality Parameters Discharged from Textile Manufacturing Industries of Bangladesh. *Current World Environment*, 13(2), 206-214. <https://doi.org/10.12944/CWE.13.2.05>.

Ahmad, A., Mohd-Setapar, S. H., Chuong, C. S., Khatoun, A., Wani, W. A., Kumar, R., et Rafatullah, M. (2015). Recent advances in new generation dye removal technologies : Novel search for approaches to reprocess wastewater. *RSC Advances*, 5(39), 30801-30818. <https://doi.org/10.1039/C4RA16959J>.

Ajaz, M., Shakeel, S., et Rehman, A. (2020). Microbial use for azo dye degradation—A strategy for dye bioremediation. *International Microbiology*, 23(2), 149-159. <https://doi.org/10.1007/s10123-019-00103-2>.

Ali, H. (2010). Biodegradation of Synthetic Dyes—A Review. *Water, Air, and Soil Pollution*, 213(1-4), 251-273. <https://doi.org/10.1007/s11270-010-0382-4>.

An, Y., Wang, Z., Wu, Z., Yang, D., et Zhou, Q. (2009). Characterization of membrane foulants in an anaerobic non-woven fabric membrane bioreactor for municipal wastewater treatment. *Chemical Engineering Journal*, 155(3), 709-715. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2009.09.003>.

Aouane, B., et Aouane, A. (2023). Caractérisation des endosymbiotes chez la légumineuse *Trigonella gladiata* Stev. Mémoire Master Recherche : Ecologie microbienne. Constantine : Université frères Mentouri Constantine, 92 p.

Ariffin, F., et Che Anuar, N. E. M. (2022). Biodegradation of methylene blue by bacteria strains isolated from contaminated soil. *Malaysian Applied Biology*, 51(3), 25-35. <https://doi.org/10.55230/mabjournal.v51i3.2190>.

Arun Prasad, A. S., Satyanarayana, V. S. V., et Bhaskara Rao, K. V. (2013). Biotransformation of Direct Blue 1 by a moderately halophilic bacterium *Marinobacter* sp. Strain HBRA and toxicity assessment of degraded metabolites. *Journal of Hazardous Materials*, 262, 674-684. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2013.09.011>.

Arun, S., V.S, M., et Ts, C. (2009). Standardization of Metal-Based Herbal Medicines. *American Journal of Infectious Diseases*, 5. <https://doi.org/10.3844/ajidsp.2009.200.206>.

Asses, N., Ayed, L., Hkiri, N., et Hamdi, M. (2018). Congo Red Decolorization and Detoxification by *Aspergillus niger*: Removal Mechanisms and Dye Degradation Pathway. *BioMed Research International*, 2018(1), 3049686. <https://doi.org/10.1155/2018/3049686>.

Ayed, L., Ladhari, N., Achour, S., et Chaieb, K. (2021). Decolorization of Reactive Yellow 174 dye in real textile wastewater by active consortium: Experimental factorial

design for bioremediation process optimization. *The Journal of The Textile Institute*, 112(9), 1449-1459. <https://doi.org/10.1080/00405000.2020.1824416>.

Ayele, A., Getachew, D., Kamaraj, M., et Suresh, A. (2021). Phycoremediation of Synthetic Dyes : An Effective and Eco-Friendly Algal Technology for the Dye Abatement. *Journal of Chemistry*, 2021, 1 14. <https://doi.org/10.1155/2021/9923643>.

Azam, K., Raza, R., Shezad, N., Shabir, M., Yang, W., Ahmad, N., et Hussain, M. (2020). Development of recoverable magnetic mesoporous carbon adsorbent for removal of methyl blue and methyl orange from wastewater. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 8(5), 104220. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2020.104220>.

B

Baali, D. (2019). Isolement et sélection d'une souche bactérienne productrice de cellulases à partir des excréments d'une chèvre (*Capra hircus*). Mémoire Master Recherche : Microbiologie appliquée. Biskra : Université Mohamed Khider de Biskra, 64.

Bagewadi, Z., Vernekar, A., Patil, A., Limaye, A., et Jain, V. (2011). Biodegradation of industrially important textile dyes by actinomycetes isolated from activated sludge. *Biotech. Bioinf. Bioeng.*, 1.

Basutkar, M., et Shivannavar, C. (2019). Decolorization study of reactive red-11 by using dye degrading bacterial strain *Lysinibacillus boronitolerans* CMGS-2. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 8(06), 1135 1143. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2019.806.140>.

Benkhaya, S., M'rabet, S., et El Harfi, A. (2020). A review on classifications, recent synthesis and applications of textile dyes. *Inorganic Chemistry Communications*, 115, 107891. <https://doi.org/10.1016/j.inoche.2020.107891>.

Berradi, M., Essamri, A., et Elharfi, A. (2016). *Discoloration of water loaded with vat dyes by the membrane process of ultrafiltration*. 7, 1098-1106.

Berradi, M., et Elharfi, A. (2017). Discoloration of charged models wastewater with reactive and dispersed dyes by the combined process of coagulation-ultrafiltration. *Journal of Materials and Environmental Science*, 8, 1762-1769.

Berradi, M., Hsissou, R., Khudhair, M., Assouag, M., Cherkaoui, O., El Bachiri, A., et El Harfi, A. (2019). Textile finishing dyes and their impact on aquatic environs. *Heliyon*, 5(11), e02711. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e02711>.

Bhatia, D., Sharma, N. R., Kanwar, R., et Singh, J. (2018). Physicochemical assessment of industrial textile effluents of Punjab (India). *Applied Water Science*, 8(3), 83. <https://doi.org/10.1007/s13201-018-0728-4>

Bhatia, D., Sharma, N. R., Singh, J., et Kanwar, R. S. (2017). Biological methods for textile dye removal from wastewater : A review. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 47(19), 1836 1876. <https://doi.org/10.1080/10643389.2017.1393263>

Bide, M. (2014). *Sustainable Dyeing with Synthetic Dyes*. https://doi.org/10.1007/978-981-287-065-0_3.

Bilińska, L., Blus, K., Gmurek, M., et Ledakowicz, S. (2019). Coupling of electrocoagulation and ozone treatment for textile wastewater reuse. *Chemical Engineering Journal*, 358, 992 1001. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2018.10.093>.

Bouzeraa, A., et Berrihil, H. (2018). Bactériologie des Entérobactéries isolées au niveau du Service de Réanimation de l'Hôpital Militaire Régional Universitaire de Constantine (HMRUC). Mémoire Master Recherche : Microbiologie et Hygiène Hospitalière. Constantine : Université des Frères Mentouri Constantine, 88 p.

Burkinshaw, S. M., et Son, Y.-A. (2010). The dyeing of supermicrofibre nylon with acid and vat dyes. *Dyes and Pigments*, 87(2), 132-138. <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2010.03.009>

C

Cao, D.-J., Wang, J.-J., Zhang, Q., Wen, Y.-Z., Dong, B., Liu, R.-J., et Geng, G. (2019). Biodegradation of triphenylmethane dye crystal violet by *Cedecea davisae*.

Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy, 210, 9-13.

<https://doi.org/10.1016/j.saa.2018.11.004>.

Ceretta, M. B., Vieira, Y., Wolski, E. A., Foletto, E. L., et Silvestri, S. (2020). Biological degradation coupled to photocatalysis by ZnO/polypyrrole composite for the treatment of real textile wastewater. *Journal of Water Process Engineering*, 35, 101230. <https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2020.101230>.

Chaieb, K., Hagar, M., et Radwan, N. R. E. (2016). Biodegradation and decolorization of azo dyes by adherent *Staphylococcus lentus* strain. *Applied Biological Chemistry*, 59(3), 405-413. <https://doi.org/10.1007/s13765-016-0169-4>.

Chakraborty, J. N. (2010). 16-Dyeing with metal-complex dye. Fundamentals and practices in colouration of textiles. *Woodhead Publishing India*, 175-183.

Chakravarty, P., Bauddh, K., et Kumar, M. (2015). Remediation of Dyes from Aquatic Ecosystems by Biosorption Method Using Algae. In B. Singh, K. Bauddh, et F. Bux (Éds.), *Algae and Environmental Sustainability* (p. 97-106). New Delhi: Springer India. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2641-3_8.

Chatwal, G.R. (2009). *Synthetic Dyes*; Himalaya Publishing House: Mumbai, India; ISBN 978-81-8488-220-9.

Chen, C.-Y., Huang, Y.-C., Wei, C.-M., Meng, M., Liu, W.-H., et Yang, C.-H. (2013). Properties of the newly isolated extracellular thermo-alkali-stable laccase from thermophilic actinomycetes, *Thermobifida fusca* and its application in dye intermediates oxidation. *AMB Express*, 3(1), 49. <https://doi.org/10.1186/2191-0855-3-49>.

Chen, S. H., et Ting, A. S. Y. (2017). Microfungi for the Removal of Toxic Triphenylmethane Dyes. In V. C. Kalia, Y. Shouche, H. J. Purohit, et P. Rahi (Éds.), *Mining of Microbial Wealth and MetaGenomics* (p. 405-429). Singapore: Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5708-3_22.

Chen, Y., Feng, L., Li, H., Wang, Y., Chen, G., et Zhang, Q. (2018). Biodegradation and detoxification of Direct Black G textile dye by a newly isolated thermophilic microflora. *Bioresource Technology*, 250, 650-657. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.11.092D>.

Chequer, F., Olivera, G. A. R., Ferraz, E., Cardoso, J., Zanoni, M., et Olivera, D. P. (2013). Textile Dyes: Dyeing Process and Environmental Impact. *Eco-Friendly Textile Dyeing and Finishing*, 6, 151-176. <https://doi.org/10.5772/53659>.

Cheriet, H., et Belhi, I. (2014). Identification des bactéries endophytes résistantes au Plomb au Cadmium isolées des racines de deux plantes steppiques : *Lygeum spartum* et *Hedysarum pallidum*. Mémoire Master Recherche : Microbiologie générale. Constantine : Université frères Mentouri Constantine, 84 p.

Chowdhury, M. F., Khandaker, S., Sarker, F., Islam, A., Rahman, M. T., et Awual, Md. R. (2020). Current treatment technologies and mechanisms for removal of indigo carmine dyes from wastewater: A review. *Journal of Molecular Liquids*, 318, 114061. <https://doi.org/10.1016/j.molliq.2020.114061>.

D

Das, S., Cherwoo, L., et Singh, R. (2023). Decoding dye degradation: Microbial remediation of textile industry effluents. *Biotechnology Notes*, 4, 64-76. <https://doi.org/10.1016/j.biotno.2023.10.001>.

Deepika, T. L., Kannabiran, K., et Joseph, S. (2009). Diversity of antidermatophytic Streptomyces in the coastal region Sponge-associated marine bacteria as indicators of Chennai, Tamil Nadu, India. *India J Pharm Res*, 2, 22-26.

Deliyanni, E. A., Lazaridis, N. K., Peleka, E. N., et Matis, K. A. (2004). Metals removal from aqueous solution by iron-based bonding agents. *Environmental Science and Pollution Research*, 11(1), 18-21. <https://doi.org/10.1065/espr2003.08.168>.

Delpla, I., Jung, A.-V., Baures, E., Clement, M., et Thomas, O. (2009). Impacts of climate change on surface water quality in relation to drinking water production. *Environment International*, 35(8), 1225-1233. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2009.07.001>.

Dindaş, G. B., Şahin, Z., Cengiz Yatmaz, H., et İşci, Ü. (2019). Cobalt phthalocyanine-TiO₂ nanocomposites for photocatalytic remediation of textile dyes under visible light irradiation. *Journal of Porphyrins and Phthalocyanines*, 23(04n05), 561-568. <https://doi.org/10.1142/S1088424619500482>.

Du, L., Wu, H., Li, G., Wei, Y., Wang, F., Xu, L., et Dong, X. (2023). Efficient degradation and decolorization of triphenylmethane dyes by *Serratia* sp. WKD under extreme environmental conditions and the mechanism. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 179, 105565. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2023.105565>.

E

Ellatif, S. A., El-Sheekh, M. M., et Senousy, H. H. (2021). Role of microalgal ligninolytic enzymes in industrial dye decolorization. *International Journal of Phytoremediation*. (world). Consulté à l'adresse <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/15226514.2020.1789842>.

Elmelegy, S. A., Khalil, M. S., et Saleh, M. (2024). Efficient biodegradation and detoxification of Congo red via newly isolated *Bacillus* strains. *Egyptian Journal of Chemistry*, 67(1), 67-76. <https://doi.org/10.21608/ejchem.2023.199509.7719>.

El-Sikaily, A., Khaled, A., et El Nemr, A. (2012). Textile Dyes Xenobiotic and Their Harmful Effect. *In Non-Conventional Textile Waste Water Treatment* (p. 31-64).

Escudero, L. B., Smichowski, P. N., et Dotto, G. L. (2017). Macroalgae of *Iridaea cordata* as an efficient biosorbent to remove hazardous cationic dyes from aqueous solutions. *Water Science and Technology*, 76(12), 3379-3391. <https://doi.org/10.2166/wst.2017.505>.

F

Fathallah, Z., Elkharrim, K., Fathallah, R., Hbaiz, E.M., Hamid, C., Ayyach, A., Elkhadmaoui, A., et Belghyti, D. (2014). Étude physico-chimique des eaux usées de l'unité industrielle papetière (cdm) a Sidi Yahia El Gharb (Maroc). *LARHYSS Journal* P-ISSN 1112-3680/E-ISSN 2521-9782, (20).

Franciscon, E., Zille, A., Fantinatti-Garboggini, F., Silva, I. S., Cavaco-Paulo, A., et Durrant, L. R. (2009). Microaerophilic–aerobic sequential decolourization/biodegradation of textile azo dyes by a facultative *Klebsiella* sp. Strain VN-31. *Process Biochemistry*, 44(4), 446-452. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2008.12.009>.

G

Galinha, C. F., Sanches, S., et Crespo, J. G. (2018). Chapter 6—Membrane bioreactors. In P. Luis (Éd.), *Fundamental Modelling of Membrane Systems* (p. 209 249). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813483-2.00006-X>.

Gao, Y., et Cranston, R. (2008). Recent Advances in Antimicrobial Treatments of Textiles. *Textile Research Journal - TEXT RES J*, 78, 60-72. <https://doi.org/10.1177/0040517507082332>.

Garg, N., Garg, A., et Mukherji, S. (2020). Eco-friendly decolorization and degradation of reactive yellow 145 textile dye by *Pseudomonas aeruginosa* and *Thiosphaera pantotropha*. *Journal of Environmental Management*, 263, 110383. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2020.110383>

Ghaly, A., Ananthashankar, R., Alhattab, M., et vasudevan ramakrishnan, V. (2014). Production, characterization and treatment of textile effluents : A critical review. *J. Chem. Eng. Process. Technol.*, 5.

Girija As, S., et Priyadharsini J, V. (2019). CLSI based antibiogram profile and the detection of MDR and XDR strains of *Acinetobacter baumannii* isolated from urine samples. *Medical Journal of the Islamic Republic of Iran*, 33, 3. <https://doi.org/10.34171/mjiri.33.3>.

Giwa, A., Dindi, A., et Kujawa, J. (2019). Membrane bioreactors and electrochemical processes for treatment of wastewaters containing heavy metal ions, organics, micropollutants and dyes : Recent developments. *Journal of Hazardous Materials*, 370, 172 195. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2018.06.025>.

Goud, B. S., Cha, H. L., Koyyada, G., et Kim, J. H. (2020). Augmented Biodegradation of Textile Azo Dye Effluents by Plant Endophytes : A Sustainable, Eco-

Friendly Alternative. *Current Microbiology*, 77(11), 3240-3255.
<https://doi.org/10.1007/s00284-020-02202-0>.

Gul, H., Raza, W., Lee, J., Azam, M., Ashraf, M., et Kim, K.-H. (2021). Progress in microbial fuel cell technology for wastewater treatment and energy harvesting. *Chemosphere*, 281, 130828. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.130828>.

Guo, G., Hao, J., Tian, F., Liu, C., Ding, K., Xu, J., et Guan, Z. (2020). Decolorization and detoxification of azo dye by halo-alkaliphilic bacterial consortium: Systematic investigations of performance, pathway and metagenome. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 204, 111073. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.111073>.

Guo, G., Tian, F., Zhao, Y., Tang, M., Liu, W., Liu, C., et Wang, S. (2019). Aerobic decolorization and detoxification of Acid Scarlet GR by a newly isolated salt-tolerant yeast strain *Galactomyces geotrichum* GG. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 145, 104818. <https://doi.org/10.1016/j.ibio>.

Gurses, A., Açıkyıldız, M., Güneş, K., et Gürses, M. (2016). *Dyes and Pigments*. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-33892-7>.

H

Hansda, A., Kumar, V., et Anshumali. (2016). A comparative review towards potential of microbial cells for heavy metal removal with emphasis on biosorption and bioaccumulation. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 32(10), 170. <https://doi.org/10.1007/s11274-016-2117-1>.

Harsanto, B., Primiana, I., Sarasi, V., et Satyakti, Y. (2023). Sustainability Innovation in the Textile Industry: A Systematic Review. *Sustainability*, 15(2), 1549. <https://doi.org/10.3390/su15021549>.

Hassaan, M., et El Nemr, A. (2017). Health and Environmental Impacts of Dyes : Mini Review. *American Journal of Environmental Science and Engineering*, 1, 64-67. <https://doi.org/10.11648/j.ajese.20170103.11>.

Hernandez, J., Osorio, G., Arias, J., et Camacho, J. (2022). Degradation of dye containing in textile wastewater by sequential process: Photocatalytic and biological treatment. *Turkish Journal of Chemistry*, 46(6), 2046-2056. <https://doi.org/10.55730/1300-0527.3501>.

Ho, Y. S., et McKay, G. (2003). Sorption of dyes and copper ions onto biosorbents. *Process Biochemistry*, 38(7), 1047-1061. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(02\)00239-X](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(02)00239-X).

Holkar, C. R., Jadhav, A. J., Pinjari, D. V., Mahamuni, N. M., et Pandit, A. B. (2016). A critical review on textile wastewater treatments: Possible approaches. *Journal of Environmental Management*, 182, 351-366. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.07.090>.

Huang, Y.-H., Hsueh, C.-L., Cheng, H.-P., Su, L.-C., et Chen, C.-Y. (2007). Thermodynamics and kinetics of adsorption of Cu(II) onto waste iron oxide. *Journal of Hazardous Materials*, 144(1), 406-411. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2006.10.061>.

Hunger, K. (2003). *Industrial Dyes: Chemistry, Properties, Applications*, 1st ed.; Wiley: Weinheim, Germany, 2002; ISBN 978-3-527-30426-4.

I

Ibrahim, M., Zango, U., Shawai, S. A., et Shamsuddin, I. (2019). A review on beta-lactam antibiotic drug resistance. *Drug Design, Development and Therapy*, 3, 52-58.

Ikram, M., Naeem, M., Zahoor, M., Hanafiah, M., Oyekanmi, A., Ullah, R., et Gulfam, N. (2022). Biological Degradation of the Azo Dye Basic Orange 2 by *Escherichia coli*: A Sustainable and Ecofriendly Approach for the Treatment of Textile Wastewater. *Water*, 14(13), 2063. <https://doi.org/10.3390/w14132063>.

Ikram, M., Zahoor, M., et El-Saber Batiha, G. (2021). Biodegradation and decolorization of textile dyes by bacterial strains: A biological approach for wastewater treatment. *Zeitschrift Für Physikalische Chemie*, 235(10), 1381-1393. <https://doi.org/10.1515/zpch-2020-1708>.

Imran, M., Arshad, M., Negm, F., Khalid, A., Shaharoon, B., Hussain, S., et Crowley, D. E. (2016). Yeast extract promotes decolorization of azo dyes by stimulating azoreductase

activity in *Shewanella* sp. Strain IFN4. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 124, 42-49.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2015.09.041>.

J

Jadhav, S. U., Kalme, S. D., et Govindwar, S. P. (2008). Biodegradation of Methyl red by *Galactomyces geotrichum* MTCC 1360. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 62(2), 135-142. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2007.12.010>.

Jafari, N., Soudi, M. R., et Kasra-Kermanshahi, R. (2014). Biodegradation perspectives of azo dyes by yeasts. *Microbiology*, 83(5), 484-497.
<https://doi.org/10.1134/S0026261714050130>.

Jamee, R., et Siddique, R. (2019). Biodegradation of synthetic dyes of textile effluent by microorganisms : An environmentally and economically sustainable approach. *European Journal of Microbiology and Immunology*, 9(4), 114-118.
<https://doi.org/10.1556/1886.2019.00018>.

Jorfi, S., Barzegar, G., Ahmadi, M., Darvishi Cheshmeh Soltani, R., Alah Jafarzadeh Haghighifard, N., Takdastan, A., et Abtahi, M. (2016). Enhanced coagulation-photocatalytic treatment of Acid red 73 dye and real textile wastewater using UVA/synthesized MgO nanoparticles. *Journal of Environmental Management*, 177, 111-118.
<https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.04.005>.

K

Kant, R. (2011). Textile dyeing industry an environmental hazard. *Natural Science*, 4(1), 22-26. <https://doi.org/10.4236/ns.2012.41004>.

Kapoor, R. T., Danish, M., Singh, R. S., Rafatullah, M., et H.p.s., A. K. (2021). Exploiting microbial biomass in treating azo dyes contaminated wastewater : Mechanism of degradation and factors affecting microbial efficiency. *Journal of Water Process Engineering*, 43, 102255. <https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2021.102255>

Kashikar, A., et Tarfe, K. (2022). Isolation of *Serratia marcescens* and evaluation of its Congo red degradation activity. 9(8).

Khan, R., Bhawana, P., et Fulekar, M. H. (2013). Microbial decolorization and degradation of synthetic dyes: A review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 12(1), 75-97. <https://doi.org/10.1007/s11157-012-9287-6>.

Khan, S., et Malik, A. (2018). Toxicity evaluation of textile effluents and role of native soil bacterium in biodegradation of a textile dye. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(5), 4446-4458. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-0783-7>.

Khatri, M., Ahmed, F., Shaikh, I., Phan, D.-N., Khan, Q., Khatri, Z., et Kim, I. S. (2017). Dyeing and characterization of regenerated cellulose nanofibers with vat dyes. *Carbohydrate Polymers*, 174, 443-449. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2017.06.125>.

Kiron, M. I. (2021). Difference between Dyes and Pigments. Consulté 13 mai 2024, à l'adresse Textile Learner website: <https://textilelearner.net/dyes-and-pigments>.

Kishor, R., Purchase, D., Saratale, G. D., Ferreira, L. F. R., Bilal, M., Iqbal, H. M. N., et Bharagava, R. N. (2021). Environment friendly degradation and detoxification of Congo red dye and textile industry wastewater by a newly isolated *Bacillus cohnii* (RKS9). *Environmental Technology & Innovation*, 22, 101425. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2021.101425>.

Kishor, R., Purchase, D., Saratale, G. D., Saratale, R. G., Ferreira, L. F. R., Bilal, M., et Bharagava, R. N. (2021). Ecotoxicological and health concerns of persistent coloring pollutants of textile industry wastewater and treatment approaches for environmental safety. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 9(2), 105012. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2020.105012>.

Kumar, P., Joshiba, J., Carolin, F., Varshini, P., Priyadharshini, S., Karthik, A., et Jothirani, R. (2019). A critical review on recent developments in the low-cost adsorption of dyes from wastewater. *Desalination and water treatment*, 172, 395-416. <https://doi.org/10.5004/dwt.2019.24613>.

Kushvaha, R. P., Parihar, S. S., Singh, T. A., et Prakash, A. (2022). Biodegradation of synthetic dyes by bacteria isolated from textile industry water effluent. *Journal of Advances in Biology & Biotechnology*, 46 56. <https://doi.org/10.9734/jabb/2022/v25i630289>.

L

Lakshmipathy, D. T., et Kannabiran, K. (2009). A morphological, biochemical and biological studies of halophilic *Streptomyces* sp. isolated from saltpan environment. *American Journal of Infectious Diseases*, 5(3), 200-6.

Lazaridis, N. K., Bakoyannakis, D. N., et Deliyanni, E. A. (2005). Chromium (VI) sorptive removal from aqueous solutions by nanocrystalline akaganèite. *Chemosphere*, 58(1), 65 73. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2004.09.007>.

Li, Y., Zhang, C., Yin, Y., Cui, F., Cai, J., Chen, Z., Jin, Y., Robson, M., Li, M., Ren, Y., Huang, X., et Hu, R. (2014). Neurological effects of pesticide use among farmers in China. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 11(4), 3995-4006. <https://doi.org/10.3390/ijerph110403995>.

Li, H., Liu, S., Zhao, J., et Feng, N. (2016). Removal of reactive dyes from wastewater assisted with kaolin clay by magnesium hydroxide coagulation process. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 494, 222 227. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2016.01.048>.

Li, H., Wang, Y., Wang, Y., Wang, H., Sun, K., et Lu, Z. (2019). Bacterial degradation of anthraquinone dyes. *Journal of Zhejiang University. Science. B*, 20(6), 528 540. <https://doi.org/10.1631/jzus.B1900165>.

Lim, S.-L., Chu, W.-L., et Phang, S.-M. (2010). Use of *Chlorella vulgaris* for bioremediation of textile wastewater. *Bioresource Technology*, 101(19), 7314-7322. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.04.092>.

Louati, I., Elloumi-Mseddi, J., Cheikhrouhou, W., Hadrich, B., Nasri, M., Aifa, S., Mechichi, T. (2020). Simultaneous cleanup of Reactive Black 5 and cadmium by a desert soil bacterium. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 190, 110103. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.110103>.

Lu, L., Zeng, G., Fan, C., Ren, X., Wang, C., Zhao, Q., et Jiang, M. (2013). Characterization of a laccase-like multicopper oxidase from newly isolated *Streptomyces sp.* C1 in agricultural waste compost and enzymatic decolorization of azo dyes. *Biochemical Engineering Journal*, 72, 70-76. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2013.01.004>.

M

Maniyam, M. N., Ibrahim, A. L., et Cass, A. E. G. (2020). Decolourization and biodegradation of azo dye methyl red by *Rhodococcus* strain UCC 0016. *Environmental Technology*, 41(1), 71-85. <https://doi.org/10.1080/09593330.2018.1491634>.

Mansour, H. (2013). Textile Dyeing : Environmental friendly osage orange extract on protein fabrics. In *Eco-Friendly Textile Dyeing and Finishing*. *IntechOpen*. <https://doi.org/10.5772/54410>.

Mishra, A., Takkar, S., Joshi, N. C., Shukla, S., Shukla, K., Singh, A., et Varma, A. (2022). An Integrative Approach to Study Bacterial Enzymatic Degradation of Toxic Dyes. *Frontiers in Microbiology*, 12, 802544. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.802544>.

Montañez-Barragán, B., Sanz-Martín, J. L., Gutiérrez-Macías, P., Morato-Cerro, A., Rodríguez-Vázquez, R., et Barragán-Huerta, B. E. (2020). Azo dyes decolorization under high alkalinity and salinity conditions by *Halomonas sp.* In batch and packed bed reactor. *Extremophiles*, 24(2), 239-247. <https://doi.org/10.1007/s00792-019-01149-w>.

Moyo, S., Makhanya, B. P., et Zwane, P. E. (2022). Use of bacterial isolates in the treatment of textile dye wastewater: A review. *Heliyon*, 8(6), e09632. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e09632>.

O

Oladoye, P. O., Ajiboye, T. O., Omotola, E. O., et Oyewola, O. J. (2022). Methylene blue dye: Toxicity and potential elimination technology from wastewater. *Results in Engineering*, 16, 100678. <https://doi.org/10.1016/j.rineng.2022.100678>.

P

Pandey, A., Shukla, P., et Srivastava, P. (2020). Remediation of Dyes in Water using Green Synthesized Nanoparticles (NPs).

Park, M., Lee, K. S., Shim, J., Liu, Y., Lee, C., Cho, H., et Son, D. I. (2016). Environment friendly, transparent nanofiber textiles consolidated with high efficiency PLEDs for wearable electronics. *Organic Electronics*, 36, 89-96. <https://doi.org/10.1016/j.orgel.2016.05.030>.

Patel, H., Yadav, V. K., Yadav, K. K., Choudhary, N., Kalasariya, H., Alam, M. M., et Jeon, B.-H. (2022). A recent and systemic approach towards microbial biodegradation of dyes from textile industries. *Water*, 14 (19), 3163. <https://doi.org/10.3390/w14193163>.

Paz, A., Carballo, J., Pérez, M. J., et Domínguez, J. M. (2017). Biological treatment of model dyes and textile wastewaters. *Chemosphere*, 181, 168-177. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2017.04.046>.

Periyasamy, A. P., Rwahwire, S., et Zhao, Y. (2019). Environmental Friendly Textile Processing. In L. M. T. Martínez, O. V. Kharissova, et B. I. Kharisov (Éds.), *Handbook of Ecomaterials* (p. 1521-1558). Cham: Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-68255-6_176.

Phugare, S. S., Kalyani, D. C., Surwase, S. N., et Jadhav, J. P. (2011). Ecofriendly degradation, decolorization and detoxification of textile effluent by a developed bacterial consortium. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 74(5), 1288-1296. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2011.03.003>.

Pisoni, D. dos S., de Abreu, M. P., Petzhold, C. L., Rodembusch, F. S., et Campo, L. F. (2013). Synthesis, photophysical study and BSA association of water-insoluble squaraine dyes. *Journal of Photochemistry and Photobiology A: Chemistry*, 252, 77-83. <https://doi.org/10.1016/j.jphotochem.2012.11.013>.

Priyaragini, S., Veena, S., Swetha, D., Karthik, L., Kumar, G., et Bhaskara Rao, K. V. (2014). Evaluating the effectiveness of marine actinobacterial extract and its mediated titanium dioxide nanoparticles in the degradation of azo dyes. *Journal of Environmental Sciences*, 26(4), 775-782. [https://doi.org/10.1016/S1001-0742\(13\)60470-2](https://doi.org/10.1016/S1001-0742(13)60470-2).

Puttaswamy, Vinod, K. N., et Gowda, K. N. N. (2008). Oxidation of C.I. Acid Red 27 by Chloramine-T in perchloric acid medium : Spectrophotometric, kinetic and mechanistic approaches. *Dyes and Pigments*, 78(2), 131-138. <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2007.11.002>.

Q

Qi, J., Schlömann, M., et Tischler, D. (2016). Biochemical characterization of an azoreductase from *Rhodococcus opacus* 1CP possessing methyl red degradation ability. *Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic*, 130, 9-17. <https://doi.org/10.1016/j.molcatb.2016.04.012>.

R

Rabia, N., Hussain, S., Maqbool, Z., Imran, M., Mahmood, F., Manzoor, H., Shehzad, T. (2015). Biodecolorization of Reactive Yellow-2 by *Serratia* sp. RN34 Isolated from Textile Wastewater. *Water Environment Research*, 87(12), 2065-2075. <https://doi.org/10.2175/106143015X14362865226031>

Rajasimman, M., Babu, S. V., et Rajamohan, N. (2017). Biodegradation of textile dyeing industry wastewater using modified anaerobic sequential batch reactor – Start-up, parameter optimization and performance analysis. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*, 72, 171-181. <https://doi.org/10.1016/j.jtice.2017.01.027>.

Rajendran, S., Muthukumaragurupandian, G., Ramesh, K., et Rathinam, V. (2024). Preliminary screening, isolation, and identification of methylene blue dye degrading microorganisms from textile effluent contaminated site. *Environment and Ecology Research*, 12(2), 163-171. <https://doi.org/10.13189/eer.2024.120207>.

Ramalatharani, S. (2022). A retrospective study of predictive value of Gram staining in the diagnosis of urinary tract infection. *IP International Journal of Medical Microbiology and Tropical Diseases*, 8(1), 24-28. <https://doi.org/10.18231/j.ijmmttd.2022.006>.

Rane, A., et Joshi, S. J. (2021). Biodecolorization and Biodegradation of Dyes : A Review. *The Open Biotechnology Journal*, 15(1). <https://doi.org/10.2174/1874070702115010097>.

Rápó, E., et Tonk, S. (2021). Factors Affecting Synthetic Dye Adsorption; Desorption Studies : A review of results from the last five years (2017–2021). *Molecules*, 26(17), 5419. <https://doi.org/10.3390/molecules26175419>.

Razi, M. A. M., Hishammudin, M. N. A. M., et Hamdan, R. (2017). Factor affecting textile dye removal using adsorbent from activated carbon : A review. *MATEC Web of Conferences*, 103, 06015. <https://doi.org/10.1051/mateconf/201710306015>.

Rovira, J., et Domingo, J. L. (2019). Human health risks due to exposure to inorganic and organic chemicals from textiles : A review. *Environmental Research*, 168, 62–69. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2018.09.027>.

Roy, M., Sen, P., et Pal, P. (2020). An integrated green management model to improve environmental performance of textile industry towards sustainability. *Journal of Cleaner Production*, 271, 122656. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2020.122656>.

Roy, S., Das, I., Munjal, M., Karthik, L., Kumar, G., Kumar, S., et Rao, K. V. B. (2014). Isolation and characterization of tyrosinase produced by marine actinobacteria and its application in the removal of phenol from aqueous environment. *Frontiers in Biology*, 9(4), 306-316. <https://doi.org/10.1007/s11515-014-1324-0>.

Ruan, W., Hu, J., Qi, J., Hou, Y., Zhou, C., et Wei, X. (2019). Removal of dyes from wastewater by nanomaterials : A review. *Advanced Materials Letters*, 10(1), 9-20. <https://doi.org/10.5185/amlett.2019.2148>.

Ruan, W., Hu, J., Qi, J., Hou, Y., Zhou, C., et Wei, X. (2019). Removal of dyes from wastewater by nanomaterials : A review. *Advanced Materials Letters*, 10(1), 9–20. <https://doi.org/10.5185/amlett.2019.2148>.

S

Sabur, M. A., Khan, A. A., et Safiullah, S. (2012). Treatment of Textile Wastewater by Coagulation Precipitation Method. *Journal of Scientific Research*, 4(3), 623-633. <https://doi.org/10.3329/jsr.v4i3.10777>.

Saini, R. D. (2017). Textile organic dyes : Polluting effects and elimination methods from textile waste water. *International Journal of Chemical Engineering Research*. ISSN 0975-6442 Volume 9, Number 1, pp. 121-136.

Sakib, A. A. M., Masum, S. M., Hoinkis, J., Islam, R., et Molla, M. A. I. (2019). Synthesis of CuO/ZnO nanocomposites and their application in photodegradation of toxic textile dye. *Journal of Composites Science*, 3(3), 91. <https://doi.org/10.3390/jcs3030091>.

Salauddin Sk, M., Mia, R., Haque, M. A., et Shamim, A. M. (2021). Review on Extraction and Application of Natural Dyes. *Textile & Leather Review*, 4(4), 218-233. <https://doi.org/10.31881/TLR.2021.09>.

Santal, A. R., Rani, R., Kumar, A., Sharma, J. K., et Singh, N. P. (2024). Biodegradation and detoxification of textile dyes using a novel bacterium *Bacillus* sp. AS2 for sustainable environmental cleanup. *Biocatalysis and Biotransformation*, 42(1), 41-55. <https://doi.org/10.1080/10242422.2022.2113518>.

Saratale, R. G., Saratale, G. D., Chang, J. S., et Govindwar, S. P. (2011). Bacterial decolorization and degradation of azo dyes : A review. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*, 42(1), 138-157. <https://doi.org/10.1016/j.jtice.2010.06.006>.

Saratale, R. G., Saratale, G. D., Chang, J. S., et Govindwar, S. P. (2009). Ecofriendly degradation of sulfonated diazo dye C.I. Reactive Green 19A using *Micrococcus glutamicus* NCIM-2168. *Bioresource Technology*, 100(17), 3897-3905. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.03.051>.

Sarkar, S., Banerjee, A., Halder, U., Biswas, R., et Bandopadhyay, R. (2017). Degradation of synthetic azo dyes of textile industry : A sustainable approach using microbial enzymes. *Water Conservation Science and Engineering*, 2(4), 121-131. <https://doi.org/10.1007/s41101-017-0031-5>.

Sarkar, S., Echeverría-Vega, A., Banerjee, A., et Bandopadhyay, R. (2021). Decolourisation and biodegradation of textile di-azo dye congo red by *Chryseobacterium geocarposphaerae* DD3. *Sustainability*, 13(19), 10850. <https://doi.org/10.3390/su131910850>.

Sekheri, A. N., (2011). Fréquence et marqueurs épidémiologiques de *Klebsiella pneumoniae* dans les services à haut risque infectieux au niveau du CHU Benbadis de Constantine. Thèse doctorat : Microbiologie. Constantine : Université frères mentouri Constantine, 186 p.

Shah, M., et Banerjee, A. (2020). Combined Application of Physico-chemical & microbiological processes for industrial effluent treatment plant. Singapore: *Springer*. <https://doi.org/10.1007/978-981-15-0497-6>.

Sharma, Y. C., Srivastava, V., Singh, V. K., Kaul, S. N., et Weng, C. H. (2009). Nano-adsorbents for the removal of metallic pollutants from water and wastewater. *Environmental Technology*, 30(6), 583-609. <https://doi.org/10.1080/09593330902838080>.

Shi, Y., Yang, Z., Xing, L., Zhou, J., Ren, J., Ming, L., et Zhang, D. (2021). Ethanol as an efficient cosubstrate for the biodegradation of azo dyes by *Providencia rettgeri*: Mechanistic analysis based on kinetics, pathways and genomics. *Bioresource Technology*, 319, 124117. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2020.124117>.

Silago, V. (2021). Beta-lactam antibiotics and extended spectrum beta-lactamases. *GSC Advanced Research and Reviews*, 9(2), 015-024. <https://doi.org/10.30574/gscarr.2021.9.2.0200>.

Silva, M. C., Corrêa, A. D., Amorim, M. T. S. P., Parpot, P., Torres, J. A., et Chagas, P. M. B. (2012). Decolorization of the phthalocyanine dye reactive blue 21 by turnip peroxidase and assessment of its oxidation products. *Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic*, 77, 9-14. <https://doi.org/10.1016/j.molcatb.2011.12.006>.

Sim, C. S. F., Chen, S. H., et Ting, A. S. Y. (2019). Endophytes : Emerging Tools for the Bioremediation of Pollutants. In R. N. Bharagava et P. Chowdhary, *Emerging and Eco-Friendly Approaches for Waste Management* (p. 189-217). Singapore: *Springer*. https://doi.org/10.1007/978-981-10-8669-4_10.

Singh, S., Singh, P., Saifi, A., Pratap, S., et Singh, P. (2022). Plant-based enzyme-mediated biodegradation of azo dyes : A review. *International Journal of Plant and Environment*, 7, 187-201. <https://doi.org/10.18811/ijpen.v7i03.2>.

Slama, H. B., Chenari Bouket, A., Pourhassan, Z., Alenezi, F. N., Silini, A., Cherif-Silini, H., Belbahri, L. (2021). Diversity of synthetic dyes from textile industries, discharge impacts and treatment methods. *Applied Sciences*, 11(14), 6255. <https://doi.org/10.3390/app11146255>.

Srivatsav, D. P., Devi, D. V. S., Reddy, P. S. V., Venkat, M. S., et Shammari, H. T. A. (2019). Microbial Degradation of Azo Dyes From Textile Industry—Review. *International Journal of Engineering Research*, 8(11).

Sudarshan, S., Harikrishnan, S., RathiBhuvaneshwari, G., Alamelu, V., Aanand, S., Rajasekar, A., et Govarthanan, M. (2023). Impact of textile dyes on human health and bioremediation of textile industry effluent using microorganisms : Current status and future prospects. *Journal of Applied Microbiology*, 134(2), lxac064. <https://doi.org/10.1093/jambio/lxac064>.

T

Thakur, S., et Chauhan, M. S. (2018). Treatment of dye wastewater from textile industry by electrocoagulation and fenton oxidation : A review. In V. P. Singh, S. Yadav, et R. N. Yadava (Éds.), *Water Quality Management* (p. 117-129). Singapore: Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5795-3_11.

Thakur, S., et Chauhan, M. S. (2018). Treatment of Dye Wastewater from Textile Industry by Electrocoagulation and Fenton Oxidation : A Review. In V. P. Singh, S. Yadav, et R. N. Yadava (Éds.), *Water Quality Management* (p. 117-129). Singapore: Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5795-3_11.

Ting, A. S. Y. (2020). Actinobacteria for the effective removal of toxic dyes. In P. Chowdhary, A. Raj, D. Verma, et Y. Akhter, *Microorganisms for Sustainable Environment and Health* (p. 37-52). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819001-2.00003-6>.

Tony, B. D., Goyal, D., et Khanna, S. (2009). Decolorization of textile azo dyes by aerobic bacterial consortium. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 63(4), 462-469. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2009.01.003>.

Tripathi, M., Pathak, N., Chaudhary, V. K., Singh, P., Singh, P. K., Thirumalesh, B. V., et Yadav, B. K. (2023). Microbial decolorization of crystal violet dye by a native multi-metal tolerant *Aeromonas caviae* MT-1 isolate from dye-contaminated soil : Optimization and phytotoxicity study. *Toxicology International*, 83-93. <https://doi.org/10.18311/ti/2023/v30i1/31254>.

Tripathi, M., Singh, S., Pathak, S., Kasaudhan, J., Mishra, A., Bala, S., et Pathak, N. (2023). Recent strategies for the remediation of textile dyes from wastewater : A systematic review. *Toxics*, 11(11), 940. <https://doi.org/10.3390/toxics11110940>.

U

Umukoro, E. H., Peleyeju, M. G., Ngila, J. C., et Arotiba, O. A. (2016). Photocatalytic degradation of acid blue 74 in water using Ag–Ag₂O–Zno nanostructures anchored on graphene oxide. *Solid State Sciences*, 51, 66-73. <https://doi.org/10.1016/j.solidstatesciences.2015.11.015>.

V

Varjani, S. J., et Upasani, V. N. (2017). Critical review on biosurfactant analysis, purification and characterization using rhamnolipid as a model biosurfactant. *Bioresource Technology*, 232, 389-397. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.02.047>.

Varjani, S., et Upasani, V. N. (2019). Influence of abiotic factors, natural attenuation, bioaugmentation and nutrient supplementation on bioremediation of petroleum crude contaminated agricultural soil. *Journal of Environmental Management*, 245, 358-366. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.05.070>.

Varjani, S., Rakholiya, P., Ng, H. Y., You, S., et Teixeira, J. A. (2020). Microbial degradation of dyes: An overview. *Bioresource Technology*, 314, 123728. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2020.123728>.

Vikrant, K., Giri, B. S., Raza, N., Roy, K., Kim, K.-H., Rai, B. N., et Singh, R. S. (2018). Recent advancements in bioremediation of dye: Current status and challenges. *Bioresource Technology*, 253, 355-367. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.01.029>.

Vinayak, V., Khan, M. J., Varjani, S., Saratale, G. D., Saratale, R. G., et Bhatia, S. K. (2021). Microbial fuel cells for remediation of environmental pollutants and value addition: Special focus on coupling diatom microbial fuel cells with photocatalytic and photoelectric fuel cells. *Journal of Biotechnology*, 338, 5-19. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2021.07.003>.

W

Walker, G. M., et Weatherley, L. R. (2000). Biodegradation and biosorption of acid anthraquinone dye. *Environmental Pollution*, 108(2), 219-223. [https://doi.org/10.1016/S0269-7491\(99\)00187-6](https://doi.org/10.1016/S0269-7491(99)00187-6).

Wang, J., Ren, K., Zhu, Y., Huang, J., et Liu, S. (2022). A Review of Recent Advances in Microbial Fuel Cells: Preparation, Operation, and Application. *BioTech*, 11(4), 44. <https://doi.org/10.3390/biotech11040044>.

Wang, X., Jiang, J., et Gao, W. (2022). Reviewing textile wastewater produced by industries: Characteristics, environmental impacts, and treatment strategies. *Water Science and Technology*, 85(7), 2076-2096. <https://doi.org/10.2166/wst.2022.088>.

Wang, Y., Ho, S.-H., Cheng, C.-L., Guo, W.-Q., Nagarajan, D., Ren, N.-Q., Chang, J.-S. (2016). Perspectives on the feasibility of using microalgae for industrial wastewater treatment. *Bioresource Technology*, 222, 485-497. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.09.106>.

Wei, Y., Ding, A., Dong, L., Tang, Y., Yu, F., et Dong, X. (2015). Characterisation and coagulation performance of an inorganic coagulant—Poly-magnesium-silicate-chloride in treatment of simulated dyeing wastewater. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 470, 137-141. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2015.01.066>.

Wong, P. W., Teng, T. T., et Norulaini, N. A. R. N. (2007). Efficiency of the coagulation-flocculation method for the treatment of dye mixtures containing disperse and reactive dye. *Water Quality Research Journal*, 42(1), 54-62. <https://doi.org/10.2166/wqrj.2007.008>.

Y

Yang, H.-Y., Jia, R.-B., Chen, B., et Li, L. (2014). Degradation of recalcitrant aliphatic and aromatic hydrocarbons by a dioxin-degrader *Rhodococcus sp.* Strain p52. *Environmental Science and Pollution Research*, 21(18), 11086-11093. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3027>.

Younis, S. A., Serp, P., et Nassar, H. N. (2021). Photocatalytic and biocidal activities of ZnTiO₂ oxynitride heterojunction with MOF-5 and g-C₃N₄: A case study for textile wastewater treatment under direct sunlight. *Journal of Hazardous Materials*, 410, 124562. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.124562>.

Yue, Q. Y., Gao, B. Y., Wang, Y., Zhang, H., Sun, X., Wang, S. G., et Gu, R. R. (2008). Synthesis of polyamine flocculants and their potential use in treating dye wastewater. *Journal of Hazardous Materials*, 152(1), 221-227. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2007.06.089>.

Z

Zdarta, J., Meyer, A. S., Jesionowski, T., et Pinelo, M. (2019). Multi-faceted strategy based on enzyme immobilization with reactant adsorption and membrane technology for biocatalytic removal of pollutants: A critical review. *Biotechnology Advances*, 37(7), 107401. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2019.05.007>.

Zhang, Q., Hu, J., et Lee, D.-J. (2016). Microbial fuel cells as pollutant treatment units: Research updates. *Bioresource Technology*, 217, 121-128. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.02.006>.

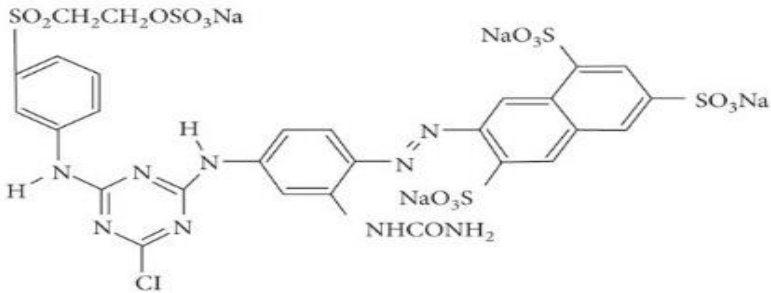
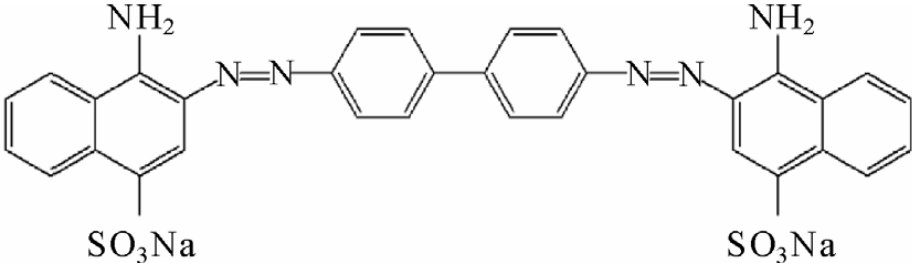
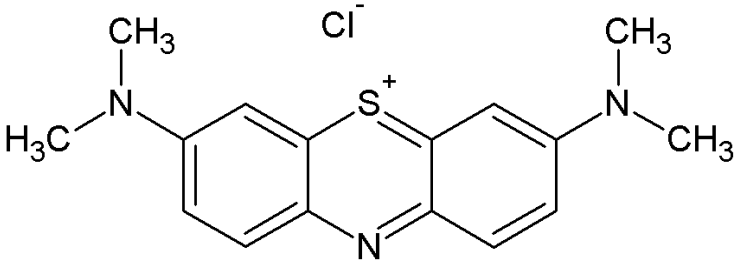
Ziad, R., et Sebboua, R. (2021). Bactériologie de la suppuration au CHU de Constantine (étude sur 16 mois). Mémoire Master Recherche : Microbiologie et Hygiène Hospitalière. Constantine : Université des Frères Mentouri Constantine, 151p.

Zrardi, ME. (2020). Les entérobactéries : épidémiologie et résistance aux antibiotiques. Mémoire Master Recherche : Biologie Moléculaire des microorganismes. Constantine : Université des frères mentouri Constantine, 87 p.

ANNEXES

Annexe n° 1 : Les structures chimiques des colorants

Tableau 10 : Les structures chimiques des colorants.

Les colorants	Les structures chimiques
Le jaune éversol	
Le rouge de Congo	
Le bleu de méthylène	

Annexe n° 2 : Les milieux de culture et solutions**• Milieu minimum (MM)**

Na ₂ HPO ₄	2.7 g
KH ₂ PO ₄	1.40 g
MgSO ₄	0.4 g
(NH ₄) ₂ SO ₄	1 g
Solution d'oligoéléments	10 ml
Eau distillé	1 L
pH	7

• Gélose nutritive

Extrait de levure	1 g
Extrait de viande	2 g
Peptone	5 g
Chlorure de sodium	5 g
Agar	15 g
Eau distillée	1 L
pH	7

• Solution d'oligoéléments

NaOH	2 g
FeSO ₄ .7H ₂ O	2 g
EDTA.2H ₂ O	12 g
NaSO ₄	10 g
CaCl ₂	1 g
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0.4 g

MnSO ₄ .4H ₂ O	0.4g
CuSO ₄ .5H ₂ O	0.1g
NaMOO ₄ .2H ₂ O	0.1g
H ₂ SO ₄ CO ₄	0.5 ml
Eau distillée	1 L

- **Solution de violet de Gentiane**

Violet de Gentiane	1 g
Ethanol	10 ml
Phénol	2 g
Eau distillée	100 ml

- **Solution de lugol**

Iodure de potassium	2 g
Iode métalloïde	1 g
Eau distillée	100 ml

- **Solution de fuchsine**

Fuchsine basique	10 g
Phénol	50 g
Ethanol	100 ml
Eau distillé	1000 ml

Annexe n° 3 : Coloration de Gram**Mode opératoire :**

- Sur le frottis fixé et refroidi.
- Déposer quelques gouttes de solution de violet de gentiane (cristal violet) sur le frottis fixé.
- Laisser agir 1 minute.
- Jeter l'excès de colorant dans un bécher.
- Rincer très brièvement en faisant couler de l'H₂O sur la lame au-dessus du frottis
- Déposer quelques gouttes de lugol sur le frottis.
- Laisser agir 1 minute.
- Jeter la solution de lugol dans un bécher et rincer brièvement à l'H₂O comme précédemment décrit.
- Décolorer en faisant couler la solution de décoloration sur la lame jusqu'à ce que le violet ne s'écoule plus du frottis (5 à 10 secondes).
- Rincer à l'H₂O.
- Contre-colorer en déposant la solution de safranine (rose) pendant 1 minute. Rincer à l'H₂O.
- Laisser sécher à l'air.
- Observer au microscope avec une goutte d'huile à immersion, au grossissement x100.

Annexe n° 4 : Galerie API 20E miniaturisée














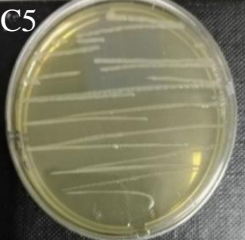
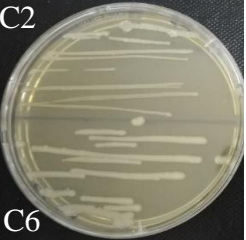
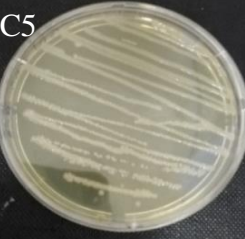
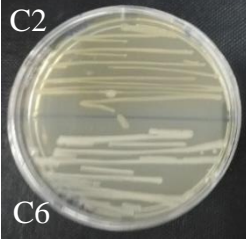
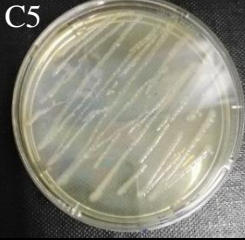
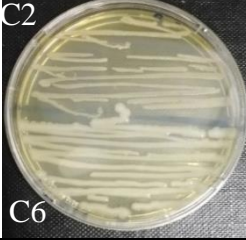

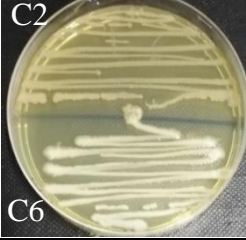

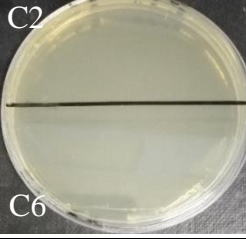
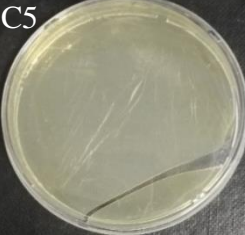
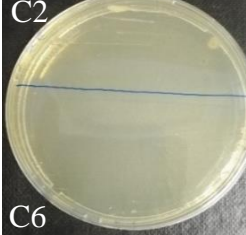
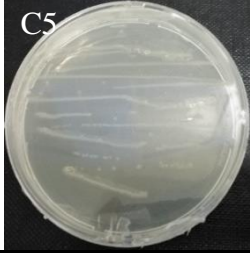
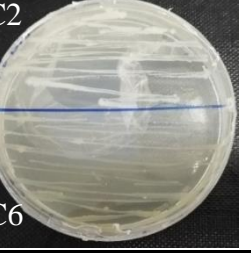
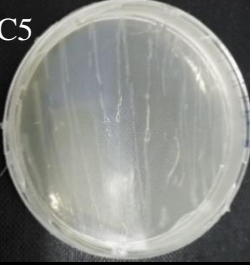
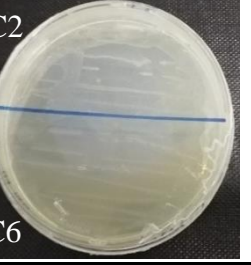
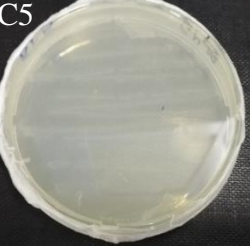
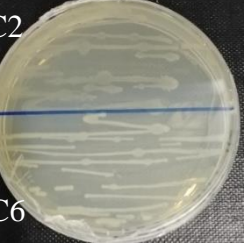
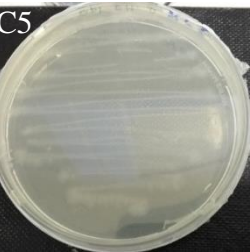
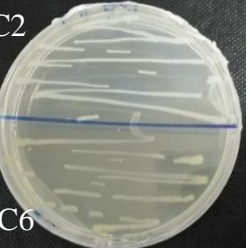
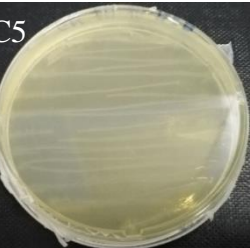
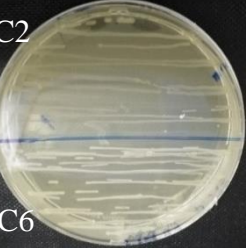
Microtube	Substrat :	Caractère recherché	Révélateur	Lecture directe ou indirecte Test (si nécessaire)	Résultat -	Résultat +
ONPG	ONPG = Ortho-Nitro-Phényl-Galactoside	Béta galactosidase		Lecture directe		
ADH LDC ODC	Arginine Lysine Ornithine	Arginine Dihydrolase Lysine Décarboxylase Ornithine Décarboxylase	Rouge de phénol	Lecture directe		
CIT	Citrate	Utilisation du citrate	BBT	Lecture directe		
H ₂ S	Thiosulfate de sodium	Production d'H ₂ S	Fe III	Lecture directe		
URÉ	Urée	Uréase	Rouge de Phénol	Lecture directe		 
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase		Lecture indirecte		 
IND	Tryptophane	Tryptophanase ou production d'indole		Lecture indirecte	 	 
VP	Pyruvate de sodium	production d'acétoïne (3-hydroxybutanone)		Lecture indirecte		 
GEL	Gélatine	gélatinase	Particules de charbon	Lecture directe		
GLU à ARA = zymogramme	Substrat carboné (glucide)	Utilisation de substrats carbonés (glucides)	BBT	Lecture directe		
NO ₂ / N ₂	Nitrates (NO ₃ ⁻)	Nitrate réductase		Lecture indirecte		


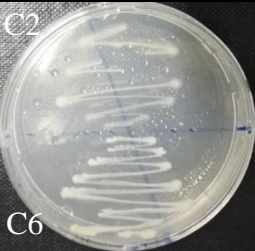
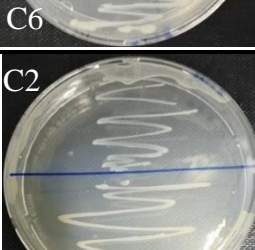
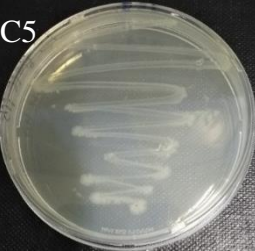
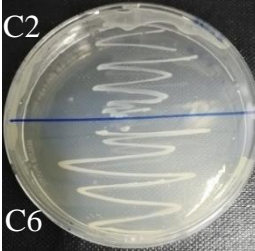
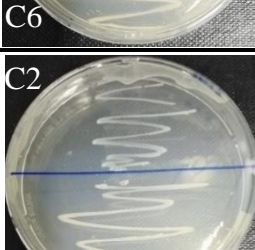

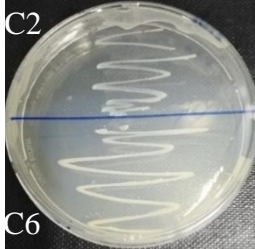
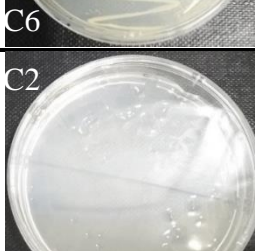
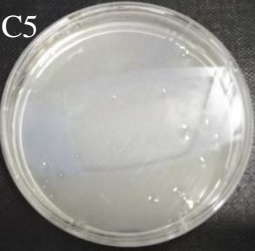
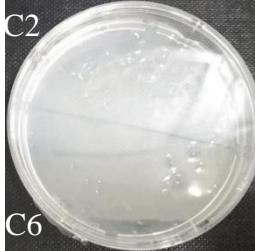
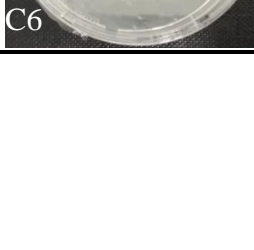
Figure 28 : Lecture de la galerie API 20E miniaturisée.

Annexe n° 5 : Caractéristiques physiologiques des isolats

Tableau 11 : Caractéristiques physiologiques des souches C2, C5 et C6.

Température	Les souches				
4 °C		C5 		C2 	
25 °C		C5 		C2 	
30 °C		C5 		C2 	
37 °C		C5 		C2 	
45 °C		C5 		C2 	
60 °C		C5 		C2 	

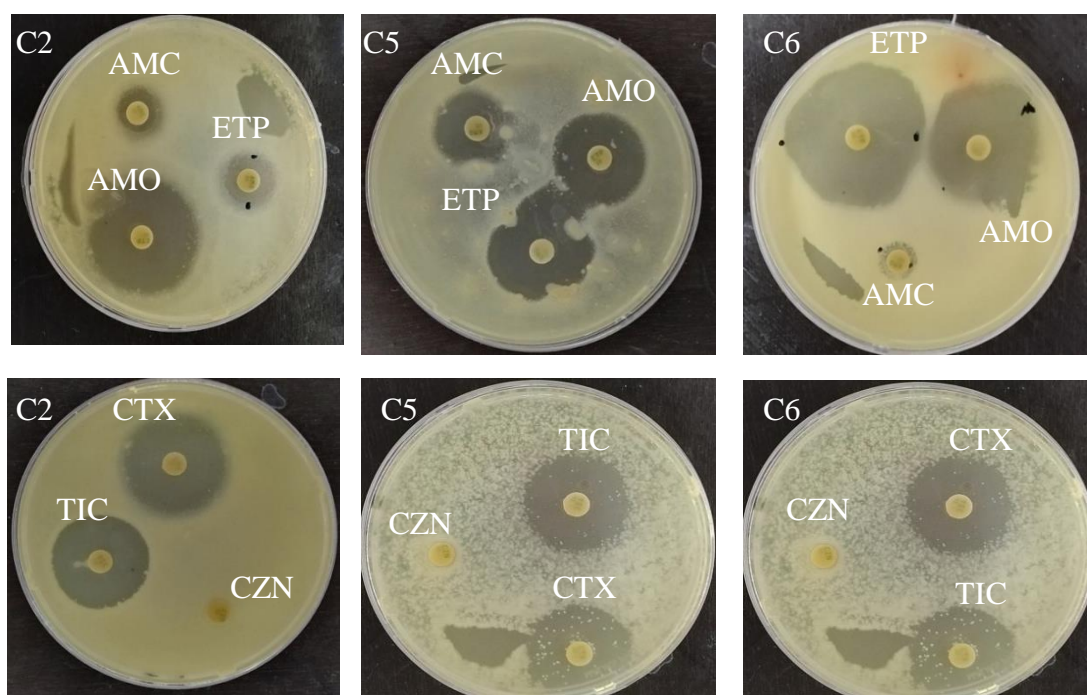
pH	les souches			
5		 C5		 C2 C6
6		 C5		 C2 C6
8		 C5		 C2 C6
9		 C5		 C2 C6
10		 C5		 C2 C6

NaCl	les souches	
0%	 <p>C5</p>	 <p>C2</p>  <p>C6</p>
5%	 <p>C5</p>	 <p>C2</p>  <p>C6</p>
9%	 <p>C5</p>	 <p>C2</p>  <p>C6</p>
15%	 <p>C5</p>	 <p>C2</p>  <p>C6</p>

Annexe n° 6 : Test de l'antibiogramme

Tableau 12 : Les mesures des zones d'inhibition.

Souche ATB	<i>Serratia plymothya</i> (C2)	<i>Serratia plymothya</i> (C5)	<i>Klebsiella pneumoniae</i> (C6)	Diamètres critiques (mm)		
				S ≥	I	R <
AMC ₃₀	12.40 mm	12.84 mm	30.55 mm	19	14-17	19
AMO ₂₀	15 mm	14.48 mm	9.64 mm	19	18-21	19
ETP ₁₀	24.56 mm	23.1 mm	32.93 mm	22	19-21	18
CZN ₃₀	4 mm	4 mm	23.01 mm	23	-	19
TIC ₇₅	24.74 mm	23.34 mm	4 mm	23	18-21	20
CTX ₃₀	25.05 mm	25.08 mm	4 mm	26	23-25	22

Figure 29 : L'antibiogramme des souches *S. plymothya* C2 et C5 et *K. pneumoniae* C6.

Annexe n° 7 : Test de phytotoxicité

Tableau 13 : Les résultats de test de phytotoxicité de rouge Congo et ces produits de dégradation.

Tomate Heinz	Témoin	T0	Tf
% d'inhibition de la germination	10%	40%	20%
% d'inhibition de la croissance des racines	0%	28%	18.5%
% d'inhibition de la croissance des tiges	0%	20.08%	18%
Laitue Madrilene			
% d'inhibition de la germination	5%	20%	5%
% d'inhibition de la croissance des racines	0%	60.15 %	45.8%
% d'inhibition de la croissance des tiges	0%	12.98 %	10.29 %

Année universitaire : 2023-2024

Présentée par : CHAOUI Amina
GAAS Ghofrane Aya

Etude de la biodégradation des colorants synthétiques par des bactéries isolées des effluents textiles

Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Biologie Moléculaire des Microorganismes

Résumé

Dans cette étude, trois bactéries ont été isolées et purifiées à partir d'échantillons d'effluents textiles de l'usine Filature Teinture de Barika (FILBA). Après une analyse de leurs caractéristiques morphologiques, biochimiques et physiologiques, deux isolats, C2 et C5, ont été identifiés comme *Serratia plymuthyca*, tandis que l'isolat C6 a été identifié comme *Klebsiella pneumoniae*. Le criblage primaire de ces souches sur des milieux minimums gélosés, sans source de carbone et supplémentés en glucose, avec l'ajout séparé des colorants jaune éversol (JE), rouge Congo (RC) et bleu de méthylène (BM), a révélé que *S. plymuthyca* peut dégrader le JE à des concentrations allant de 10 mg/l à 100 mg/l, et le RC de 10 mg/l à 200 mg/l. *K. pneumoniae* a montré une capacité à dégrader le BM à des concentrations allant de 10 mg/l à 100 mg/l. Les résultats du criblage secondaire du RC en milieu liquide indiquent que *S. plymuthyca* peut dégrader respectivement 43,75 %, 38,57 %, 30,71 % et 21,33 % des concentrations de 10 mg/l, 50 mg/l, 100 mg/l et 200 mg/l, après 16 jours d'incubation à 30 °C. Cependant, l'ajout du glucose a considérablement amélioré ces taux, atteignant respectivement 78,75 %, 70 %, 50 % et 46,82 % au bout de 16 jours. L'évaluation de la phytotoxicité du RC et de ses produits de dégradation a montré que ces derniers sont moins toxiques que le RC lui-même. De plus, l'étude de l'activité antimicrobienne du RC et de ses produits de dégradation contre six souches de microorganismes a révélé l'absence d'activité inhibitrice pour les deux. Ces souches sont prometteuses pour être utilisées dans la bioremédiation des écosystèmes pollués par ce type de colorants.

Mots-clefs : Biodégradation, colorants, effluents de teintures textiles, rouge Congo, *Serratia plymuthyca*

Laboratoires de recherche : Laboratoire de biologie moléculaire et cellulaire (U Constantine 1 Frères Mentouri).

Président du jury : Mr. BOUDEMAGH Allaouaeddine (Professeur - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrante : Dr. BOUFERCHA Oumeima (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examinatrice : Dr. DERABLI Bisma (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).