

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A.MIRA-BEJAIA



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de microbiologie

Mémoire

Présenté par

TAZAMOUCHT Saloua et SMAHI Besma

Pour l'obtention du diplôme de Magister

Option : Biotechnologie microbienne

Thème

Criblage de souches microbiennes dégradantes les colorants textiles

Soutenu le 26/06/2023

Devant le Jury composé de :

Nom et Prénom	Grade		
M Bensaid Karim	MAA	Univ. De A.MIRA-BEJAIA	Président
M Kecha Mouloud	Professeur	Univ. De A.MIRA-BEJAIA	Promoteur
Mme Titelli Fatiha	MCB	Univ. De A.MIRA-BEJAIA	Examinatrice

Année Universitaire : 2022/2023

Dédicaces

*Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude,
l'amour, le respect, la reconnaissance, pour toutes les
personnes que j'aime*

c'est tout simplement que je dédie ce travail à :

Ma mere

*Aucune dédicace ne saurait exprimer ce que tu mérites
pour tous tes sacrifices, ta présence seule me suffit, et
ton sourire seule me comble à toi chère maman.*

Ma soeur

*Pour son soutien moral et ses conseils précieux tout
au long de mes études.*

A toute ma famille

*A toutes mes amies en témoignage de l'amitié qui nous
unit et des souvenirs de tous les moments que nous
avons passés ensemble.*

Salsoua

Dédicaces

Je viens avec grand plaisir pour dédier ce modeste travail.

*A l'être le plus cher de ma vie, **Ma mère**, A celui qui ma fait de moi ce qui je suis aujourd'hui, **Mon père** ... Merci pour vos efforts, vos sacrifices durant toute ma vie, votre encouragement, votre soutien pour me persévérer jusqu'à l'aboutissement de ce travail.*

*A vous mes frères : **Nacero – Ayoub** et ma sœur **Dounia** qui m'ont toujours soutenu et encouragé tout au long de mes études.*

*Au nom de l'amitié qui nous réunit, **Au** nom de nos souvenirs inoubliables, **A** ceux qui sont chers : **Chaima** et **kenza**.*

A toute ma famille

*Mon cousin ; Mes oncles ; Mes tentes et Mes chères : **Hadil, Yamina, sellouh et Imane** ... source d'espoir et de motivation, que dieu leurs donne une longue et joyeuse vie.*

A mes amis

*tout particulièrement **fouzia, chahra, rima**.*

A Saloua ma chère amie avant d'être binôme ... Merci pour ton soutien moral, ton patience et ton compréhensions tout au long de ce projet.

Merci pour ton amour, ton encouragement, en souvenir de nos éclats de rire et des bons moments, en souvenir de tout ce qui on a vécu ensemble, j'espère de tout mon cœur que notre amitié durera éternellement.

A vous chers lecteurs

Sincèrement Besma ...

Remerciements

A l'occasion de fin d'étude a l'université Abderrahmane mira, le mémoire de fin d'études a été achevée par la volonté de Dieu Tout-Puissant après beaucoup d'efforts, et de ce point de vue nous adressons nos sincères remerciements à tous ceux qui ont contribué dans notre études.

Nous adressons également nos remerciements à Mme Ballit Sara, doctorante au laboratoire microbiologie appliqué qui est hautement qualifiée dans le domaine et qui a également eu le mérite de nous avoir dirigés et aidés de toutes les manières afin d'atteindre notre objectif.

A notre encadreur Mr. KECHA MOULOUD

Nous avons l'honneur d'être parmi vos étudiants de bénéficier de votre riche enseignement et votre disponibilité permanente, veuillez bien monsieur recevoir nos remerciements pour le grand honneur que vous avez fait d'accepter l'encadrement de ce travail.

Aux membres de jury

Nous adressons également, nos sincères remerciements aux membres du jury, pour avoir accepté l'évaluation de notre travail et pour nous avoir enrichis de vos suggestions qui nous seront sans aucun doute utiles dans le futur.

Aux chers parents

Nous adressons nos sincères remerciements à nos parents pour le soutien financier et moral durant notre période d'études, sans oublier nos frères et sœurs qui nous ont encouragés chacun à sa manière.

À la fin : à tous ces intervenant nous présente nos remerciement nos respect et nos gratitude.

Merci à tous ...

Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction	1
Chapitre I : Revue bibliographique	3
1. Généralités sur les microorganismes.....	3
1.1. Actinomycètes	3
1.1.1. Ecologie	3
1.1.2. Taxonomie et critères de classification	4
1.2. Les moisissures	4
1.2.1. Habitat	5
1.2.2. Taxonomie et critères de classification.....	5
2. Production d'enzymes décolorantes par les actinomycètes et moisissures.....	5
2.1. Actinomycètes	5
2.1.1. Processus de dégradation des colorants	6
2.1.1.1. Le processus de biosorption/accumulation intracellulaire.....	6
2.1.1.2. Le processus d'oxydation /réduction ou d'alkylation.....	7
2.1.2. Les enzymes impliquées dans la biodégradation des colorants ..	7
2.1.2.1. Les laccases	7
2.1.2.2. Les azoréductases	8
2.1.2.3. Les peroxydases	9
2.2. Moisissures	9
2.2.1. Mécanismes d'élimination des colorants par les moisissures.....	10
2.2.1.1. La biosorption	10
2.2.1.2. Bioaccumulation de colorant.....	10
2.2.1.3. Biodégradation des colorants.....	10
2.3. Applications industrielles des enzymes produites par les actinomycètes et les moisissures	11
2.3.1. Les laccases	12
2.3.2. Les peroxydases	12
3. Synthèse des nanoparticules par les microorganismes : actinomycètes et moisissures ..	13
4. Généralités sur les colorants	14
4.1. Historique des colorants	14
4.2. Définition	15
4.3. Classification des colorants	15
4.3.1. Classification tinctoriale.....	15
4.3.2. Classification chimique.....	16
4.4. Toxicité des colorants	17
4.5. Traitement des colorants.....	19
4.5.1. Aperçu sur le traitement physique et chimique	19
4.5.2. Traitement biologique des colorants	19
Chapitre 2 : Matériel et méthodes	21
1. Matériel	21

1.1. Matériel utilisé et milieux de cultures	21
1.2. Matériel biologique	21
1.3. Colorants	22
2. Méthodes	22
2.1. Préparation des solutions mère des colorants	22
2.2. Test qualitatif de biodécoloration par les actinobactéries	22
2.3. Essai de biodécoloration des colorants par les actinobactéries sur milieu liquide (décoloration en système batch)	22
2.3.1. Préparation des pré-cultures	22
2.3.2. Préparation des cultures	23
2.3.3. Mesure des absorbances	23
2.3.4. Calcul du pourcentage de décoloration	
2.4. Essai de biodégradation des colorants par les moisissures sur milieu liquide (système en batch)	24
2.5. Essai de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par les moisissures	24
Chapitre 3 : Résultats et discussions	26
1. Test qualitatif de biodécoloration des milieux par les actinobactéries	26
2. Essai de biodécoloration des colorants par les actinobactéries sur milieu liquide (décoloration en système batch)	27
3. Essai de biodégradation des colorants par les moisissures sur milieu liquide (système en batch)	31
4. Essai de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par les moisissures	34
Conclusion	36
Liste des références	37
 Annexes	
 Résumé	

LISTE DES TABLEAUX

Tableau N°	Titre	Page
1	Résultats de biodégradation du jaune réactif par les souches d'actinobactéries sur milieu liquide	28
2	Résultats de biodégradation du rouge de Congo par les souches d'actinobactéries sur milieu liquide	29
3	Résultats de biodégradation du jaune réactif par les souches de moisissures sur milieu liquide.	32
4	Résultats de la biodégradation du rouge de Congo par les souches de moisissures sur milieu liquide	33
5	Les différentes classes, ordres et familles du phylum des actinobactéries	52
6	La classification des champignons	53
7	Quelques souches productrices de laccases ayant une action décolorante sur les colorants synthétiques	54
8	Comparaison entre les différents mécanismes d'élimination des colorants par les champignons	55
9	Différents types de nanoparticules synthétisées par diverses souches d'actinomycètes.	56
10	Quelques types de nanoparticules synthétisées par diverses souches de moisissures .	56
11	Effets mutagènes et/ou carcinogènes de certains colorants azoïques	57

LISTE DES FIGURES

Figure N°	Titre	Page
1	Aspect de six souches de moisissures testées sur la gélose CDC	21
2	Résultats du test qualitatif de biodécoloration par les souches A65 , A5, A27, A98, A18, A30,A53 ,A23 du colorant rouge de Congo et jaune réactif	25
3	Résultats du test qualitatif de biodécoloration par les souches A150 , A64*, A7, A55, A112, A21 du colorant rouge de Congo et jaune réactif .	26
4	Pourcentage de décoloration du rouge de Congo par les souches d'actinobactéries en fonction du temps	30
5	Pourcentage de décoloration du jaune réactif par les souches d'actinobactéries en fonction du temps	30
6	Résultat de centrifugation des souches d'actinobactéries après 14 jours d'incubation	31
7	Pourcentage de décoloration du jaune réactif par cinq souches de moisissures en fonction du temps	32
8	Pourcentage de décoloration du rouge de Congo par cinq souches de moisissures en fonction du temps	33
9	Résultats de l'essai de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par deux souches de moisissures SB1 et SB2	34
10	Mécanismes d'action des actinomycètes sur les substances colorantes.	68
11	Mécanisme proposé pour la réduction des colorants azoïques par les cellules bactériennes par l'enzyme azoréductase .	68
12	Le mécanisme de dégradation du colorant acid orange 10 par <i>Geotrichum candidum</i>	69
13	Mécanisme global de la photocatalyse par photocatalyseur à semi-conducteur .	70
14	Mécanisme de synthèse des nanoparticules d'argent par les bactéries.	70

Liste des abréviations

ISP: International *Streptomyces* Project

LMA: Laboratoire de Microbiologie Appliquée

GYEA : Glucose-Yeast-Extract-Agar (milieu de culture)

SCA : Starch Casein Agar

MSM : solution minérale minimum

CDM : Gzapek Dox Medium

OA Medium : milieu de culture

HV : milieu de culture

V/V : volume par volume

RPM : rotation par minute

PPM : partie par million

g/L : gramme par litre

t : tonne

INTRODUCTION

Les colorants synthétiques sont largement utilisés dans les imprimeries, les produits alimentaires, cosmétiques et cliniques, mais en particulier dans les industries textiles (**Balan et Monteiro, 2001**). Celles-ci font partie des plus grands générateurs d'effluents chargés de colorants en raison des grandes quantités d'eau utilisées dans le processus de teinture (**Pagga, 1986**). La libération de ces molécules dans l'environnement est indésirable, et constitue une vraie menace pour la santé publique (**Sharma et Sobti, 2000**).

En effet plusieurs recherches ont démontré les effets toxiques et mutagènes des colorants et leurs produits de dégradation pour l'homme et l'animal. De plus ces composés sont résistants à la dégradation microbienne et ne sont pas facilement éliminés dans les stations d'épuration (**Shaul et al., 1991**).

La production mondiale des colorants est estimée à plus de 800 000 t/an et environ 10 000 colorants et pigments différents sont utilisés industriellement (**Bhoodevi et al., 2015**). Les méthodes physiques et chimiques utilisées pour l'assainissement des effluents dangereux sont : l'adsorption, l'oxydation photochimique, l'échange d'ions, les processus d'oxydation avancés, l'ozonation, l'extraction, la précipitation et la floculation par des agents chimiques... etc (**Forgacs et al., 2004**), celles-ci ont montré une dépollution plus ou moins efficace. Cependant, elles présentent plusieurs inconvénients. En plus de leur coût élevé, elles nécessitent de grandes quantités de solvants chimiques et génèrent des sous-produits toxiques (**Singh, 2014**). Il est donc indispensable d'établir des stratégies alternatives respectueuses de l'environnement pour le traitement de ces déchets.

Le traitement biologique de ces colorants semble présenter un intérêt scientifique majeur. Celui-ci est basé sur les capacités épuratrices des microorganismes (bactéries, moisissures, algues) et leurs enzymes, considérées comme des principaux effecteurs des voies métaboliques de transformation (**Sarayu et Sandhya, 2012**), c'est la bioremédiation. Parmi les microorganismes présentant un grand potentiel de biodégradation et biorestauration, les actinobactéries. Ceci est grâce à leurs différentes voies métaboliques fonctionnant dans un large éventail de conditions environnementales notamment extrêmes (**Mahajan et Balachandran, 2012**).

Les moisissures ont été également étudiées pour leur capacité de dégrader ces xénobiotiques (**Singh et Pakshirajan, 2010**), notamment la biomasse fongique morte (**Khalaf, 2008**). Ils sont connus pour leur capacité à se propager dans les sols.

grâce à leur mycélium et à produire des enzymes extracellulaires à large spécificité de substrats et de leur tolérance aux polluants (**Singh,2015**).

En outre, ces microorganismes sont également capables de synthétiser les nanoparticules (**Mukherjee et al., 2001 ; Pandian et al., 2010**). Ces derniers présentent un impact potentiel sur de nombreux domaines scientifiques tels que l'énergie, la médecine, les industries pharmaceutiques, et l'électronique . En effet, en raison de leur non-toxicité, de leur stabilité chimique et de leur photosensibilité, les nanoparticules ont été étudiées pour la dégradation de plusieurs polluants environnementaux, notamment les colorants synthétiques (**Chun et al., 2006**).

Ce constat nous a amené à orienter notre recherche sur l'étude de la capacité de quelques souches d'actinobactéries et moisissures de dégrader les colorants : rouge de Congo et le jaune réactif et l'aptitude des moisissures à synthétiser des nanoparticules .

La première partie de ce manuscrit consiste en une synthèse bibliographique, nous présentons en premier lieu des généralités sur les actinobactéries et les moisissures, leur capacité de production d'enzymes décolorantes ainsi que les mécanismes suivies et enfin leurs aptitude à synthétiser des nanoparticules

En seconde partie, nous rapporterons les méthodes suivies ainsi que le matériel utilisé durant notre recherche.

Sur le dernier chapitre, nous présentons les résultats obtenues et leurs discussions, pour terminer avec une conclusion.

CHAPITRE 1 :
REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE

1. Généralités sur les microorganismes

1.1. Actinobactéries

Les actinobactéries sont des Eubactéries à Gram positif avec un pseudo mycélium (**Rosilma et al., 2016**) ,également connus sous le nom d' Actinobactéries (**Perry et al., 2004**) .Ce sont des microorganismes hétérotrophes et/ou chimiotrophes pour certains (Williams et al., 1984) ; saprophytes (**Dgigal, 2003**), caractérisé par un coefficient de Chargaff élevé (**Larpent, 1989**), une croissance lente (**Beckers et al., 1982**) , donnant lieu à des colonies circulaires de morphologie complexe (**Colombié, 2005 ; Eunice et Prosser, 1983**).

Les actinobactéries se distinguent essentiellement sur la base de leur morphologie générale, On trouve des formes cocci(Micrococcus), bâtonnets (Mycobacterium) , polymorphes (Nocardia) ou encore des filaments ramifiés qui se décomposent en cellules sphériques ou qui donnent un mycélium aérien avec de longues chaines de spores (**Anandan et al.,2016**).

Ces microorganismes qui présentent des similitudes à la fois avec les Eubactéries et les moisissures (**Lakshmipathy et Krishnan, 2016; Janaki, 2017**) font partie de la flore microbienne de la plupart des substrats naturels (**Hotam et al ., 2013**) .

Physiologiquement, on distingue des formes aérobies qui sont les plus nombreuses, et des types anaérobies trouvés primitivement chez les animaux et l'homme. Ils préfèrent un pH neutre ou peu alcalin. Généralement mésophiles, d'autres sont thermophiles tolérants des températures avoisinant les 50°C (**Omura, 1992**).

1.1.1. Ecologie

Les actinomycètes sont des microorganismes ubiquitaires que l'on rencontre dans un large éventail d'écosystèmes naturels. Ils constituent 10 à 20% de la microflore tellurique (**Dommergues et Mangenot, 1970**). Le genre Streptomyces est le plus dominant dans les sols et divers autres substrats .Celui-ci représente 80 à 95% du total des actinomycètes, suivi par les genres Nocardia et Micromonospora (**Dommergues et Mangenot, 1970**). Le reste ne constituent qu'une fraction minime et sont parfois peu fréquent ou même assez rares (Boucheffa, 2011).

Ils se retrouvent dans des sols désertiques chauds et secs (**Stackebrandt et Schumann, 2000**), les sols hautement contaminés avec les métaux lourds, les sols polaires gelés, les lacs extrêmement alcalins et les lacs salés (**kitouni,2007**), les milieux aquatiques tels que l'eau de mer (**Subramani et Aalbersberg, 2013**), les sédiments océaniques (**Solano et al., 2009 ; Jensen et al., 2005**), et au niveau de certains végétaux et animaux (**Fiedler et al., 2005**).

1.1.2. Taxonomie et critères de classification

La classification des actinomycètes repose sur plusieurs critères, notamment des critères morphologiques et chimiques qui identifient le genre, Physiologiques et moléculaires qui séparent les espèces (**Badji, 2006**).

Les critères morphologiques reposent sur la présence ou non du pseudomycélium aérien et sa couleur, la production et couleur des pigments solubles (**Badji, 2006**). Les critères chimio-taxonomiques comprennent l'étude de la composition chimique des parois cellulaires. Les Critères physiologiques et biochimiques sont basés sur la dégradation de divers composés glucidiques, lipidiques et protéiques, la résistance à certains agents antimicrobiens et la tolérance à différentes valeurs de température, de pH et de salinité (**Lamari, 2006**). Enfin les critères moléculaires sont les suivants : Séquençage de l'ADN ribosomique 16S (**Stanckebrandt et al., 1997**), détermination du coefficient de Chargaff ou GC% (**Stanckebrandt et al., 1981**) et du taux d'hybridation ADN/ADN (**Wayne et al., 1987**).

Les actinomycètes sont classés dans le domaine Bacteria et le phylum Actinobacteria selon le Bergey's manual, 2012. Le phylum Actinobacteria est subdivisé en 06 classes, 23 ordres, 53 familles et 222 genres (**Ruan, 2013**). (ANNEXE I Tableau 5).

1.2. Les moisissures

Les moisissures peuvent être définies comme des microorganismes eucaryotes hétérotrophes filamenteux et immobiles (**Nicklin et al., 2000**). Ils possèdent un appareil végétatif constitué par un thalle filamenteux, le mycélium, dont les filaments s'appellent des hyphes. La reproduction est soit sexuée ou asexuée, la première est assurée par des gamètes ou des spores formées suite à une méiose (**Tortora et al., 2007**), et la deuxième se fait grâce à des spores asexuées produites dans des sporanges, ou à partir de cellules d'hyphes appelées : cellules conidiogènes (**Raven et al., 2000**).

Certaines moisissures vivent en symbioses (**Moulinier, 2003**), d'autres espèces sont saprophytes jouent un rôle important dans les cycles biologiques par la minéralisation de la matière organique (**Marouf et Reynaud, 2007**). Le Parasitisme est également observé chez certains champignons (certains d'entre eux sont utilisés dans le contrôle biologique contre les insectes nuisibles).

Les facteurs physicochimiques tels que la température, l'humidité et le pH ont une grande influence non seulement sur la croissance et la sporulation du mycélium, mais aussi sur la

germination des spores (**Bourgeois, 1989**). La présence d'ions minéraux et métalliques dans le milieu est également essentielle (**Uchicoba et al., 2001**).

1.2.1. Habitat

Les moisissures se propagent sous toutes les altitudes terrestres et colonisent une variété très large d'écosystèmes. Ils se développent lorsque les conditions environnementales sont favorables (humidité, température et substrats organiques disponibles), Cependant, certaines espèces croient dans les habitats froids, périodiquement arides ou autres habitats inhospitaliers (**Isaac et al. 1993**). La biodiversité des mycètes tend à augmenter dans les régions tropicales, certaines sont spécifiques à des endroits étroitement limités (**Swann et al.,1999**).

1.2.2. Taxonomie et critères de classification

La classification des moisissures basée sur les critères phénotypiques (morphologiques et biochimiques) n'est plus adoptée, En effet, le développement de l'essor des techniques moléculaires, notamment la PCR a permis l'identification des moisissures (**Taylor, 2000**). Ces techniques permettant d'étudier le polymorphisme génétique et de les classer à différents niveaux taxonomiques par l'étude de l'ensemble du génome, d'un ou plusieurs gènes ou d'un fragment d'ADN bien défini (**Bougnoux et Espinasse, 2003**).

Les moisissures font partie du règne des mycètes (fungi), dans lequel se trouvent des champignons inférieurs et des champignons supérieurs. Les Champignons inférieurs sont caractérisés par un mycélium non cloisonné qui peuvent produire des sporophores qui demeurent microscopiques (**Courtecuisse et Duhem, 2000**) ; Tandis que les champignons supérieurs possèdent un mycélium cloisonné. Au moment de la reproduction, le mycélium de ces derniers s'organise en sporophores, on parle de Macromycètes. Ce sont les Ascomycota et les Basidiomycota.

La classification des moisissures est présentée dans **l'annexe I Tableau 6**

2. Production d'enzymes décolorantes par les actinobactéries et moisissures

2.1. Actinobactéries

Les actinobactéries sont les microorganismes les plus adaptés au traitement biologique des colorants textiles, grâce à leurs stabilités dans différentes conditions et à leurs tolérances à divers colorants contenant des métaux toxiques (**Bhoodevi et al ., 2015; Abraham et al., 2016**). Dans cette optique, El-Sersy et al. (2011) ont étudié le potentiel de plusieurs souches d'actinobactéries (*Streptomyces globosus*, *Streptomyces alanosinicus*, *Streptomyces ruber*, *Streptomyces gancidicus* et *Nocardioopsis aegyptia*) pour la dégradation du colorant.

Selon une étude réalisée par Sahasrabudhe et Pathade (2013), il a été démontré que la souche *Georgenia* sp. CCNMPTT3 pourrait dégrader un mélange de différents colorants dans des conditions anoxiques statiques ; Cela suggère son potentiel à être utilisée comme inoculum dans des bioréacteurs pour le traitement des eaux usées textiles contenant une variété de colorants synthétiques. Sous agitation, la souche *Streptomyces krainskii* SUK -5 a complètement dégradé le colorant textile Reactive blue-59 pendant 24 h (Mane *et al.*, 2008). La biodégradation des colorants triphénylméthanes par deux actinobactéries, tels que *Nocardia corallina* et *Nocardia globerulea*, a été signalée par Yatome *et al.*, (1991).

2.1.1. Processus de dégradation des colorants

Il existe deux types de mécanismes d'action des actinomycètes sur les substances colorantes (Annexe V Figure 10).

2.1.1.1. Le processus de biosorption/accumulation intracellulaire

La biosorption est un processus physico-chimique qui consiste à l'élimination de substances d'une solution par du matériel biologique. C'est une propriété présente chez des organismes vivants et morts (et de leurs composants). elle est considéré comme une biotechnologie prometteuse pour l'élimination des polluants, en raison de son efficacité, de sa simplicité, de son fonctionnement analogue à la technologie conventionnelle d'échange d'ions et à la disponibilité de la biomasse (Gadd, 2009).

Il existe différents mécanismes, on peut citer : l'échange d'ions, la complexation, la coordination et la microprécipitation qui sont responsables de l'élimination des couleurs (Bhole *et al.*, 2004).

L'interaction entre les ligands de la paroi cellulaire et les adsorbats se fait selon deux différents modes, un mode passif qui implique une liaison ionique au niveau de la surface de la membrane cellulaire et des molécules extracellulaire (Rome et Gadd, 1987) et un mode actif qui consiste à l'élimination du polluant par accumulation intracellulaire (Volesky, 1990).

L'adsorption passive est susceptible d'être le mécanisme dominant, car la rareté des nutriments est l'état fondamental de nombreux environnements naturels dans les sols, et l'absorption active nécessite de l'énergie. De plus, les microorganismes manquent probablement de systèmes d'absorption hautement spécifiques pour la plupart des polluants (Gadd, 2009).

Dans cette optique, Zhou et Zimmerman ont utilisé les actinobactéries (*Streptomyces ruber* , *Nocardia aegyptia* , *Streptomyces hygroscopicus* , *Streptomyces albus* J1074) comme adsorbant pour la décoloration des effluents contenant des colorants de type anthraquinones,

phalocyanines et azoïques.(**Paszczynski et al., 1991 ; Zhou et Zimmerman, 1993 ; Crawford, 1998**).

2.1.1.2. Le processus d'oxydation /réduction ou d'alkylation

La nature polyvalente du système enzymatique des actinomycètes leur confère la capacité de dégradation d'un large éventail de colorants chimiques (**Sahasrabudhe et Pathade, 2013**). Ces mécanismes enzymatiques impliquent essentiellement des réactions d'oxydation et de réduction (**Sahasrabudhe et Pathade, 2013**). L'avantage de ces transformations réside dans la modification de la toxicité du polluant d'origine.

Habituellement, les enzymes impliquées comprennent, la laccase et les peroxydases extracellulaires ; soit une seule enzyme impliquée dans le processus ou un groupe d'enzymes qui agit en synergie (**Radwan et al., 1998; Barabas et al., 2001; Jayanthi et al., 2016**).

2.1.2. Les enzymes impliquées dans la biodégradation des colorants

Les enzymes sécrétés par les actinobactéries, sont, à l'origine de la décomposition des substances organiques , notamment les colorants textiles .On distingue des enzymes extracellulaires qui provoquent la destruction des structures moléculaires trop complexes pour pénétrer au sein de la cellule et des enzymes intracellulaires qui assurent l'assimilation et sont par conséquent, à l'origine de la prolifération des cellules (**Pierre, 2000**).

Les colorants azoïques sont généralement décomposés par les actinobactéries dans un processus en deux étapes (**Dawkar et al ., 2010 ; Liu et al., 2011**).La première étape consiste à la rupture de la liaison azo (-N=N) des colorants azoïques à l'aide de l'enzyme azoréductase (processus de décoloration),entraînant la formation d'amines aromatiques incolores, qui sont minéralisées en seconde étape par un processus d'oxydation. Les enzymes impliquées dans le processus de dégradation oxydative comprennent habituellement des laccases et des peroxydases extracellulaires, soit une seule enzyme impliquée dans le processus ou un groupe d'enzymes qui agit en synergie (**Radwan et al., 1998;Barabas et al., 2001;Jayanthi et al., 2016**).

Selon les travaux réalisés par Lu *et al.*(2013) ;Priyaragini *et al.*(2013) le processus d'oxydation est le mécanisme le plus dominant pour la dégradation des colorants azoïques chez les actinobactéries.

2.1.2.1. Les laccases

Les laccases (p-diphénol : oxygen oxydoréductase, EC 1.10.3.2) sont des phénol-oxydases glycosylées à cuivre (**Arfi et al., 2012**) qui catalysent la réaction suivante :

4 benzènediol + O₂ ↔ 4 benzosemiquinone + 2 H₂O

Ces enzymes qui font partie de la famille des enzymes multi-cuivre oxydase catalysent la réduction à quatre électrons de l'oxygène en eau par l'absorption séquentielle d'un électron à partir d'un substrat réducteur approprié (Solomon *et al.*, 1996; Stoj et Kosman, 2005). Leur diversité fait que les laccases sont des sources enzymatiques importantes et potentiellement intéressantes (Levavasseur, 2007),

Selon des études réalisés par Schliephake *et al.*, 2000 ; Baldrian, 2004 et, Levasseur, 2007, les effluents industriels contenant des composés toxiques (hydrocarbures aromatiques, phénols, chlorophénols, etc) peuvent être décontaminés par l'action des laccases avec des systèmes médiateurs. Gottlieb *et al.*, (2003) ont démontré également l'utilité d'une enzyme laccase, produite par streptomyces cyaneus CECT3335 pour la décoloration des colorants azoïques. Les laccases sont également utilisées dans l'industrie textile pour le blanchiment des jeans et la dépollution de certains pesticides et dérivés chlorés.

Quelques souches productrices de laccases ayant une action décolorante sur les colorants synthétiques sont présentées dans l'annexe I Tableau 7.

2.1.2.2. Les azoréductases

Les azoréductases sont un nom générique donné aux enzymes impliquées dans la réduction des liaisons azoïques (-N=N-). Ce sont des oxydoréductases qui sont classées en deux groupes : les azoréductases contenant de la flavine et sans flavine. Et chaque groupe est en outre divisé en sous-groupes sur la base de sa préférence pour le NADH et/ou le NADPH utilisé comme donneur d'électrons pour produire des amines aromatiques incolores dans des conditions anaérobies ou aérobies (Jingxian *et al.*, 2016).

Nom commun accepté: FMN-dependent NADH-azoreductase

- Nom systématique : 2-(4-diméthylaminophényl) diazenylbenzoate

Ils sont supposés participer aux systèmes de détoxification enzymatique de l'organisme, et sont largement étudiés dans le but du traitement biologique des eaux polluées par certains colorants (notamment les colorants de l'industrie du textile) (Mueller et Miller, 1949).

L'activité de l'azoréductase a été identifiée dans plusieurs organismes, y compris les algues, les levures, les bactéries et spécifiquement les actinobactéries (Saratale *et al.* 2011 ; Solís *et al.*, 2012 ; Chengalroyen et Dabbs, 2013). Les espèces d'actinobactéries suivantes *Arthrobacteraurescens* TC1, *S. albus* J1074, *Rhodococcus erythropolis* PR4, *Amycolatopsis orientalis*, *Streptomyces scabiei* 87.22 et *Streptomyces hygroscopicus* ont été identifiées pour la production d'une enzyme azoréductase de haute activité. Dans le cas de *Dietzia* sp. (DTS26),

une décoloration de 94,5% (100 mg L⁻¹) a été observée dans des conditions statiques dans les 30 heures à pH 8,0 et température 32 ° C ± 2 ° C (**Babu et al ., 2015**). Une autre réductase prometteuse, isolée de *Georgenia* sp. CC-NMPT-T3, montre également une activité de dégradation élevée.

Mécanisme proposé pour la réduction des colorants azoïques par les cellules bactériennes par l'enzyme azoréductase est présentée dans l'Annexe V **Figure 11**.

2.1.2.3. Les peroxydases

Ce sont des enzymes qui catalysent l'oxydation dépendante de H₂O₂ d'une variété de substrats, le plus souvent de petits substrats organiques, jouant de multiples rôles physiologiques dans un large éventail d'organismes vivants (Kaushik et Malik, 2015). Ils sont subdivisées en peroxydases de lignine (**LiP**, EC 1.11.1.14), peroxydases à manganèse (**MnP**, EC 1.11.1.13), peroxydases versatiles (**PV**, EC 1.11.1.16) et les peroxydases décolorantes de pigments (**DyPs**, EC 1.11.1.X) (Colpa *et al.*, 2014 ; **Gassara et al.**, 2011).

Ces enzymes conviennent aux applications environnementales, notamment le traitement des effluents toxiques, contenant des colorants synthétiques, générés dans divers procédés industriels (**Wesenberg et al.**, 2003 ; **Kandelbauer et Guebitz**, 2005 ; Husain, 2006 ; **Couto, 2009b** ; **Chacko et Subramaniam**, 2011 ; **Khan et al.**, 2013).

Il a été démontré qu'une nouvelle famille de peroxydases microbiennes, appelées peroxydases décolorantes des colorants (DyP), dégrade avec succès non seulement les colorants à base d'anthraquinone à potentiel redox élevé, mais également les colorants azoïques, le β-carotène (**Scheibner et al.** 2008), les sulfures aromatiques (Van Bloois *et al.*, 2010), des unités de composés de lignine phénoliques ou non phénoliques (**Liers et al.**, 2010 ; van Bloois *et al.*, 2010 ; Brown *et al.*, 2012) et du manganèse (**Roberts et al.**, 2011 ; **Brown et al.**, 2012).

2.2. Moisissures

De nombreuses études ont démontrés la capacité de plusieurs moisissures d'oxyder les différents types de colorants synthétiques (**Glenn et Gold**, 1983 ; **Rodriguez et al.**, 1999). Ces organismes sont considérés comme les espèces les plus appropriés à des fins d'assainissement car ils ont un grand contact avec l'environnement , de plus, la nature extracellulaire des leurs enzymes leur permettent de croître dans des concentrations élevées de substances toxiques (**Singh**, 2015) .

De nombreuses recherches se sont concentrées sur la mycoremédiation, notamment, Singh et Siingh, 2010 ; Singh et Siingh, 2012. Ces chercheurs ont démontrés la capacité de *Aspergillus*

flavus et *Trichoderma harzianum* à dégrader les colorants suivants : le rouge Congo, le bleu de bromophénol, le rouge acide et le vert direct. Wilkolazka *et al.*(2002) ont étudié le potentiel de 115 souches fongiques pour la dégradation des colorants azoïques et anthraquinoniques structurellement différents. Ils ont démontrés que les espèces suivantes : *Abortiporus biennis*, *Bjerkandera fumosa*, *Cerrena unicolor*, *Clitocybula dusenii*, *Dichomitus albidofuscus*, *Diplomitiporus crustulinus*, *Flammulina*, *Gonoderma lucidum*, *Gonoderma applanatum*, *Heterobasidion annosum*, sont positives pour la décoloration les colorants testés.

2.2.1. Mécanismes d'élimination des colorants par les moisissures

Trois mécanismes principaux sont impliqués On distingue : la biosorption, la bioaccumulation et la biodégradation (Kaushik et Malik ,2009).

2.2.1.1. La biosorption

C'est est un processus passif, qui implique la liaison des molécules à la biomasse fongique grâce à divers groupements fonctionnels présents sur la paroi cellulaire des champignons ; à savoir les groupes amino, carboxyle, thiol et phosphate (Tan *et al.*, 2011 ; Fan *et al.*, 2012).

C'est un processus rapide et qui peut se produire dans la biomasse vivante ou morte (Srinivasan et Viraraghavan, 2010). La biomasse fongique usée restante, qui est un sous-produit des fermentations industrielles, est une très bonne source à utiliser pour la biosorption des colorants (Fomina et Gadd 2014).

2.2.1.2. Bioaccumulation de colorant

C'est une étape qui s'effectue après la biosorption des solutés sur la paroi fongique. Processus dépendant de l'énergie et du métabolisme qui consiste en l'accumulation dans le cytoplasme des substances chimiques (Wang et Hu , 2008).

Plusieurs travaux ont rapportés le mécanisme d'élimination des colorants par bioaccumulation soit par des champignons unicellulaires (Dias *et al.*, 2010; Das *et al.*, 2011) soit par des champignons mycéliens, comme *Aspergillus niger* (Taskin et Erdal ,2010) et *Penicillium oxalicum* (Xin *et al.*, 2010).

2.2.1.3. Biodégradation des colorants

La biodégradation passe par trois étapes : d'abord un changement mineur dans la molécule a lieu sans changer sa structure principale, ensuite la fragmentation en structure moins complexe, et enfin la minéralisation complète (Singh, 2017). Le mécanisme de dégradation du colorant acid orange 10 par *Geotrichum candidum* est présenté dans l'Annexe V figure 12.

Il a été démontré que la dégradation de la plupart des organo-polluants par les champignons est étroitement liée au métabolisme ligninolytique. En effet les enzymes dont la fonction normale est la dégradation de la lignine, catalysent également l'oxydation des xénobiotiques (**Freitage et Morrell ,1992**). Ces métabolites comprennent une famille de peroxydases de lignine (la manganèse peroxydase (MnP), la manganèse peroxydase indépendante (MIP), la lignine peroxydase (LiP)) , et des laccases (**Hammel *et al.*, 1992 ; Call et Mucke,1997**)

Bavendamm,1928 a démontré que la sécrétion des phénoloxydases est directement corrélée aux capacités des champignons à décomposer la lignine. Freitage et Morrell ,1992 ont examiné 170 souches de champignons des pourritures blanche, brune et molle et des champignons xylophiles ou lignolityques) pour l'action de la phénoloxydase sur le colorant polymère Poly-478, afin de relier la décoloration du colorant à l'activité ligninolytique et à la présence de la phénoloxydase et les peroxydases.

Spadaro et Gold , 1992 ont rapporté que le champignon *Phanerochaete chrysosporium* est capable de minéraliser une variété de colorants toxiques et d'autres composés à noyaux aromatiques dangereux, en raison des activités ligniolytiques. Kim et Shoda (1999) ont purifié une nouvelle peroxydase dégradant les colorants (Dyp) du champignon *Geotrichum candidum* qui s'est avéré être responsable de la décoloration de 21 types de colorants ; notamment les colorants anthroquinoniques. Swamy et Ramsay (1999) ont rapporté la présence de laccase et de peroxydase de manganèse (MnP), lors de la décoloration du colorant azoïque (Amarante), par le champignon *Trametes versicolor*.

Il a été également démontré que les azoréductases sont particulièrement efficaces dans la dégradation des colorants azoïques par réduction du groupe chromophore des colorants azoïques (**Rodríguez ,2009**). Ces trois processus d'élimination des colorants par les champignons peuvent agir simultanément ou séquentiellement et chaque mécanisme a ses propres avantages et limites.

La comparaison entre les différents mécanismes d'élimination des colorants par les champignons est illustrée dans **l'annexe I tableau 8**.

2.3. Applications industrielles des enzymes produits par les actinomycètes et les moisissures

Outre l'application des enzymes cités précédemment dans le traitement biologique des eaux polluées , notamment la dégradation des colorants, ces métabolites ont une large gamme d'applications en biotechnologie, dans l'environnement et dans les processus industriels.

2.3.1. Les laccases

Les laccases sont beaucoup utilisées dans l'industrie textile, car en plus de décolorer les effluents textiles, les laccases sont utilisées pour blanchir les textiles et même pour synthétiser les colorants (**Setti et al., 1999**). La première laccase industrielle a été lancée par l'entreprise de biotechnologie spécialisée dans les enzymes Novozyme en 1996, il s'agit de la première enzyme de blanchiment agissant à l'aide d'une molécule médiatrice qu'ils ont nommée : DeniLite (**Couto et Herrera, 2006**).

Ces enzymes sont également utilisées dans les Industries alimentaires : la bioremédiation, la transformation des boissons, la gélification de la pectine de betterave à sucre et la détermination de l'acide ascorbique qui est une méthode basée sur l'inhibition exercée par l'acide l-ascorbique sur l'oxydation catalysée par la laccase de la 2,3-diaminophénazine (**Minussi et al., 2002**) ;

En effet, lorsqu'une laccase est ajoutée aux pâtes utilisées pour la fabrication de produits de boulangerie, elle peut exercer un effet oxydant sur ses constituants et ainsi servir à améliorer la résistance des structures de gluten dans la pâte et/ou les produits de boulangerie. En particulier, elle entraîne un volume accru, une structure de mie améliorée, une douceur du produit cuit et une stabilité de la pâte.

Dans les industries cosmétiques : préparations cosmétiques et dermatologiques contenant des protéines pour l'éclaircissement de la peau (**Golz-Berner et al., 2004**), teintures capillaires à base de laccase (moins irritantes et plus faciles à manipuler que les teintures capillaires actuelles car les laccases remplacent l'H₂O₂ comme agent oxydant dans la formulation de la teinture (**Roure et al., 1992 ; Aaslyng et al., 1996 ; Lang et Cotteret, 1999**)).

2.3.2. Les peroxydases

La propriété que possède les peroxydases à oxyder plusieurs substrats en utilisant le H₂O₂ par des réactions d'oxydoréductases, leur confère un vaste champ d'applications dans différents domaines. Dans les industries agroalimentaires elles sont utilisées pour la décoloration de plusieurs produits alimentaires (jus et thé) et permettent également la détermination de la dose limite des additifs alimentaires (**Thompson, 1987**).

Dans l'industrie de papier, elles sont utilisées dans le blanchiment des papiers (**Antonopoulouse et al., 2001**). Dans le domaine médical, elles jouent le rôle de marqueurs tels que les marqueurs de croissance, stress biotique et abiotique, marqueur de sonde (**Grigorenk et al., 2001**). Et enfin, la détoxification des eaux usées par l'élimination du phénol et décontamination du sol (**Berry et Boyd, 1985**).

3-Synthèse des nanoparticules par les microorganismes : actinobactéries et moisissures

Les nanoparticules (NP) également appelées particules ultrafines (PUF) ont une dimension dans au moins une direction spatiale inférieure à 100 nm (**Lanone *et al.*, 2010**). Ces particules existent dans la nature, mais sont également fabriquées et utilisées dans de nombreux domaines (**Sedira , 2014**). On trouve les nanoparticules d'origine naturelle : essentiellement produites par des phénomènes naturels tels que la nucléation et la condensation des gaz ou vapeurs dans l'atmosphère (incendies, éruptions, volcans) ; les nanoparticules d'origine anthropique non intentionnelle : produites par des procédés à bases de températures élevées, comme le soudage ou la combustion du moteur (pollution, émissions Diesel, diverses combustions, etc.) ; et enfin les nanoparticules d'origine anthropique : fabriquées par l'industrie ou des laboratoires de recherche (**Andujar, 2009**).

Ils sont proposés pour posséder des effets antifongiques, anti-inflammatoires, anti-angiogéniques et anticancéreux ainsi qu'une activité anti-perméabilité contre les gaz essentiels à la croissance microbienne tels que l'oxygène (**Kalishwaralal *et al.*, 2009 ; Sheikpranbabu *et al.*, 2009**).

Elles contribuent dans la dégradation de plusieurs polluants environnementaux, notamment les colorants textiles (**Chun *et al.*, 2006**). L'une des technologies utilisées à cette fin est la décoloration photocatalytique (**Zhao et Zhang, 2008**). La photocatalyse est un processus d'oxydation de la matière organique par des radicaux libres générés par l'action de la lumière sur un matériau semi-conducteur, celui-ci génère des électrons qui produisent ces radicaux dans le système d'oxydation du substrat **Annexe I Figure 4**. La décoloration photocatalytique de nombreux colorants a été largement explorée dans de nombreuses études utilisant différentes nanoparticules (**Loannis et Triantafyllos, 2004**). Selon Sushil *et al.*, 2009, la photocatalyse est considérée comme une alternative rentable pour la purification de différents types d'effluents contenant des colorants .

En raison du taux élevé de produits chimiques toxiques et de l'environnement extrême utilisés dans la production physique et chimique des nanoparticules, des méthodes vertes utilisant des plantes, des champignons, des bactéries et des algues ont été adoptées (**Agarwal *et al.*, 2017**).

Plusieurs travaux ont démontrés l'aptitude des actinomycètes à produire ces nanoparticules (**Fenical *et al.*, 1999 ; Gesheva *et al.*, 2005 ; Karthik *et al.*, 2012**). Ceci se fait par deux voies : la synthèse intracellulaire et la synthèse extracellulaire .La synthèse intracellulaire se produit

à la surface du mycélium par la complexation des ions Ag^+ aux groupes carboxylates chargés négativement des enzymes de la paroi cellulaire, Ces ions sont ensuite réduits pour former de l'Argent , qui par accumulation conduit à la formation de nanoparticules d'Argent (**Sunitha et al., 2013**).La synthèse extracellulaire peut être attribuée à des enzymes impliquées dans le cycle de l'azote qui sont responsables de la réduction enzymatique des métaux par navette électronique (**Karthik et al., 2014**).

Quelques types de nanoparticules synthétisées par diverses souches d'actinomycètes sont présentés dans l'**annexe I Tableau 9**.

Les moisissures, pour leur part, présentent de nombreux avantages par rapport aux autres micro-organismes pour la biosynthèse des nanoparticules , qui sont les suivants : forte sécrétion de protéines, d'enzymes et de métabolites, des taux de croissance élevés, une manipulation facile dans la production à grande échelle et des exigences à faible coût pour les procédures de production (**Kashyap et al., 2013 ; Musarrat et al., 2010**) , de plus ils possèdent une capacité de bioaccumulation et une forte tolérance aux métaux (**Muhammad et al., 2016**).

En effet, les nanoparticules synthétisées à l'aide des fungi présentent une grande stabilité comparativement aux autres micro-organismes (**Sanghi et Verma , 2009a**). C'est pourquoi, différentes espèces fongiques ont été utilisées dans la synthèse de nanoparticules d'Argent, dont certaines incluent *Verticillium sp.* (**Mukherjee et al.,2001**), *Trichoderma asperellum* (**Mukherjee et al., 2008**) et certaines espèces d'*Aspergillus* (**Saravanan et Nanda, 2010; Vigneshwaran et al., 2007**), *Penicillium* (**Nayak et al., 2011**) et *Fusarium oxysporum* (**Ahmad et al., 2003 ; Mohammadian et al., 2007 ; Khosravi et Shojaosadati ,2009**).

Quelques types de nanoparticules synthétisées par diverses souches de moisissures sont présentées dans l'**annexe I Tableau 10**.

4-Généralités sur les colorants

4.1.Historique des colorants

Jusqu'à la moitié du 19^{ème} siècle, les colorants appliqués étaient d'origine naturelle : peintures rupestres d'Altamira et de Lascaux, céramiques mésopotamiennes, vêtements des tombes égyptiennes, décors corporels des populations primitives, etc (**Ben Mansour et al .,2011**) . En 1856 ,le chimiste anglais W.H.Perkin a obtenu le premier colorant synthétique lors d'une tentative de synthèse de la quinine artificielle pour soigner la malaria,qu'il appela «mauve» . Perkin a ensuite installé une chaîne de production qui était bientôt suivie par d'autres. De nouveaux colorants synthétiques commencent à paraître sur le marché .Finalement, les

colorants synthétiques ont presque complètement supplantés les colorants naturels dès le début du 20^{ème} siècle (Welham, 2000).

4.2. Définition

Ce sont des composés aromatiques absorbant les rayonnements lumineux dans le spectre visible (de 380 à 750 nm). Les colorants consistent en un assemblage de groupes chromophores (groupes aromatiques conjugués (liaison π), comportant des liaisons non liantes (électron n) ou des complexes de métaux de transition), autochromes et de structures aromatiques conjuguées (cycles benzéniques, anthracène, perylène, etc.).

À l'échelle moléculaire, l'absorption d'énergie lumineuse se traduit par des transitions électroniques. L'électron excité passe à un niveau d'énergie supérieur à celui de l'état fondamental, et la transition électronique est suivie de l'émission de lumière transmise, celle-ci apparaissant colorée. (Capon *et al.*, 1999).

Un colorant textile doit posséder, outre sa couleur, la propriété de teindre. Ceci résulte d'une affinité particulière entre le colorant et la fibre suite à des interactions physiques ou chimiques (Singh, 2015). Ils doivent répondre à un certain nombre de critères afin de prolonger la durée de vie du textile sur lequel ils sont appliqués : résistance à l'abrasion, stabilité photolytique des couleurs, résistance à l'oxydation chimique (notamment les détergents) et aux attaques microbiennes (Ben Mansour *et al.*, 2011).

4.3. Classification des colorants

4.3.1. Classification tinctoriale

Elle est utile pour les coloristes dont le rôle est de teindre un textile particulier avec la plus grande efficacité. Au sein de chaque classe, les molécules de colorants démontrent une affinité accrue pour un type de fibres spécifique. On distingue :

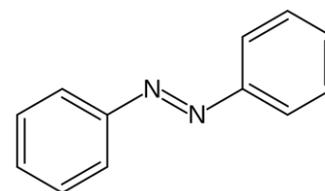
- Les colorants acides ou anioniques : caractérisés par des groupes sulfonate ou carboxylate. Ils permettent de teindre les fibres animales (laine et soie) et quelques fibres acryliques modifiées (nylon, polyamide) en bain légèrement acide. L'affinité colorant – fibre résulte d'une liaison ionique entre le groupement acide sulfonique du colorant et les groupes amino des fibres textiles. (Tragneg et suiclan, 1989).
- Les colorants basiques ou cationiques : ce sont des sels solubles dans l'eau caractérisés par la présence des ions positifs. Ils ont une affinité directe pour la laine et la soie et peuvent être utilisés sur le coton. Ces colorants ont bénéficié d'un regain d'intérêt avec l'apparition des fibres acryliques (Tragneg et suiclan, 1989).

- Les colorants réactifs : Font partie des colorants azoïques, anthraquinoniques et phtalocyanines. Caractérisés par une fonction chimique réactive, de type triazinique ou vinylsulfone, assurant la formation d'une forte liaison covalente avec les fibres. Ils sont fréquemment utilisés dans la teinture du coton de la laine et des polyamides (**Lemonnier et Viguier ,1978**).
- Les colorants développés ou azoïques insolubles (colorants au naphthol) : Ils sont utilisés sur les fibres cellulosiques. Le support textile est d'abord imprégné dans une solution de naphthol ou copulant puis traités avec une solution de sel de diazonium qui, par réaction de copulation, entraîne le développement immédiat du colorant (**Tragneg et suiclan, 1989**).
- Les colorants dispersés ou plastosolubles : Ils sont utilisés dans la teinture de la plupart des fibres manufacturées, surtout le polyester. Ils sont très peu solubles dans l'eau et sont appliqués sous forme d'une fine poudre dispersée dans le bain de teinture (**Tragneg et suiclan,1989**).
- Les colorants au soufre : Appliqués sous forme d'un dérivé soluble après réduction par le sulfure de sodium. Ils sont ensuite réoxydés à leur état insoluble dans la fibre. ils sont appliqués sur le coton (**Ben Mansour et al.,2011**).
- Les colorants de cuve : insolubles dans l'eau, appliqués sur le coton, le lin, la rayonne et autres fibres cellulosiques après transformation par réduction alcaline en leucodérivés. Le colorant le plus connu est l'indigo employés pour la teinture des articles jean ou denim (**Nozet ,1976**).
- Les colorants directs : possède une affinité pour les fibres cellulosiques et sont capables de former des charges positives ou négatives électrostatiquement attirées par les charges des fibres (**Lemonnier et Viguier ,1978**).
- Les colorants à mordants : contiennent un ligand fonctionnel capable de réagir fortement avec un sel d'aluminium, de chrome, de cobalt, de cuivre, de nickel ou de fer pour donner différents complexes colorés avec le textile (**Ben Mansour et al.,2011**).

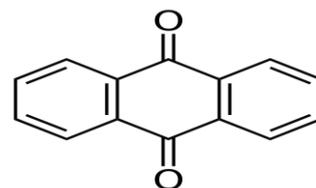
4.3.2. Classification chimique

Reposant sur la nature du groupe chromophore, on distingue :

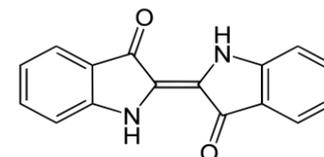
- Les colorants azoïques : composés aromatiques ou pseudo-aromatiques liés par un groupe chromophore azo (-N = N-). Leurs structures reposent généralement sur le squelette de l'azobenzène. Ils représentent 60 à 70% des colorants synthétiques (Robert *et al.*, 2000).



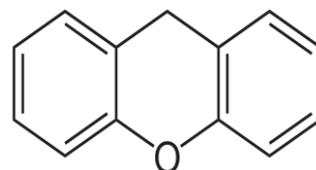
- Les colorants anthraquinoniques : le groupe le plus abondant après les colorants azoïques. Dérivé de l'antracène, possédant un noyau anthraquinone sur le quel peuvent s'attacher des groupes hydroxyles ou amino. Ils sont utilisés pour la coloration des fibres polyester, acétate et tri-acétate de cellulose (**Weber *et al.*,1998**).



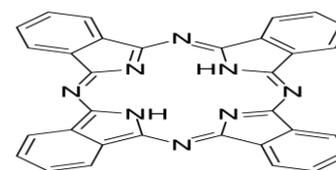
- Les colorants indigoïdes : homologues sélénié, soufré et oxygéné du Bleu Indigo. Ils sont utilisés comme colorants textiles, additifs en produits pharmaceutiques ainsi que dans les diagnostics médicales (**Amarlic *et al.*,1996**).



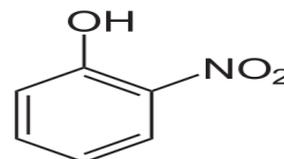
- Les colorants xanthènes : Ce sont des dérivés de la fluorescéine halogénée. Composés de deux molécules de phénol liées à un cycle pyrane. Ils sont dotés d'une intense fluorescence d'où leurs utilisation comme marqueurs lors d'accidents maritimes ou de traceurs d'écoulement pour des rivières souterraines (**Ben Mansour *et al.*,2011**).



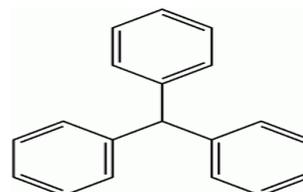
- Les phtalocyanines : composés aromatiques macrocycliques de formule chimique $(C_8H_4N_2)_4H_2$, constitués de quatre unités isoindoles liées par des atomes d'azote. Ils sont obtenus par réaction du dicyanobenzène en présence d'un halogénure métallique (Cu, Ni, Co, Pt, Ets.) (**Weber *et al.*,1998**).



- Les colorants nitrés et nitrosés : Il s'agit de phénols ou de naphthols nitrosés, caractérisés par la présence d'un groupe nitro (-NO₂) en position ortho d'un groupement électrodonneur (hydroxyle ou groupes aminés). Ils sont relativement anciens mais toujours utilisés, du fait de leur prix très modéré et de la simplicité de leur structure moléculaire (**Weber *et al.*, 1998**).



- Les colorants triphénylméthanes : Hydrocarbures possédant trois cycles phényle liés à un carbone central. C'est la plus ancienne classe des colorants synthétiques, actuellement moins importante que les colorants azoïques et anthraquinoniques. Ils permettent de couvrir la totalité de la gamme de nuances et sont utilisés comme marqueurs biologiques et agents antifongiques chez les poissons et la volaille (**Robert *et al.*, 2000**).



4.4. Toxicité des colorants

La toxicité des colorants est due à l'ignorance des utilisateurs de leurs structures chimiques et de leur mode d'emploi (**Oubagha, 2011**). Des études faites sur divers colorants commerciaux ont démontré leurs effets toxiques et cancérigènes. Les effluents contenant donc ces derniers doivent être traités avant d'être rejetés en milieu naturel. Les groupements aromatiques,

phtalogènes, cyanurés, sel de barium et de plomb présents dans leur structure attaquent les bases pyrimidiques de l'ADN et de l'ARN et causent par conséquent, une altération du code génétique avec mutation et risque de cancer (**Zollinger, 1987**).

La plupart des colorants azoïques ne sont pas initialement toxiques, à l'exception de ceux à groupement amine libre (**Brown et DeVito, 1993**). Miller, (1998) a démontré que les aminés primaires générés par la rupture des liaisons azoïques causent la méthémoglobinémie, ce qui signifie l'empêchement du transport d'oxygène dans le sang.

Plusieurs travaux ont démontrés les effets cancérigènes de cette classe de colorant pour l'homme et l'animal (**Brown et Devito,1993 ; Chen,2006 ; Combes et Haveland-Smith,1982 ; DEPA,2000 ; IARC,1982 ; Medvedev et al.,1988 ; Perc y et al.,1989 ; Tsuda et al., 2000**) (**ANNEXE 1 tableau 7**). D'après Rehn, (1895) l'augmentation du nombre de cancers de la vessie observés chez des ouvriers de l'industrie textile est du à leur exposition prolongée aux colorants azoïques.

Des réactions allergiques et dermatologiques ont été également observées (**Specht et Platzek, 1995**). L'allergie respiratoire aux colorants réactifs a été rapportée pour la première fois en 1978 par Alanko ; des ouvriers employés depuis deux ans dans la pesée et le mélange des colorants, présentaient un asthme et rhinite d'origine professionnelle.

➤ **Dangers potentiels sur l'environnement :**

- **Eutrophisation** : sous l'action des microorganismes, les colorants libèrent des ions minéraux dans le milieu naturel (Kaushi *et al.*, 2010). Ceux-ci deviennent toxiques pour la vie piscicole et altèrent la production d'eau potable. Leur consommation par les plantes aquatiques accélère leur prolifération anarchique et entraîne un appauvrissement en oxygène dans le milieu par inhibition de la photosynthèse (**Ben Mansour et al. ,2011**).
- **La persistance** : les colorants organiques synthétiques, en particulier azoïques, sont des composés très résistants à la dégradation biologique naturelle (**Pagga et Brown ,1986**).
- **Bio-accumulation** : « Si un organisme ne dispose pas de mécanismes spécifiques, soit pour empêcher la résorption d'une substance telle qu'un colorant, soit pour l'éliminer une fois qu'elle est absorbée, alors cette substance s'accumule. Les espèces qui se trouvent à l'extrémité supérieure de la chaîne alimentaire, y compris l'homme, se retrouvent exposées à des teneurs en substances toxiques pouvant être jusqu'à mille fois plus élevées que les concentrations initiales dans l'eau » (**Ben Mansour et al.,2011**).

4.5. Traitement des colorants

4.5.1. Aperçu sur le traitement physique et chimique

Il existe plusieurs méthodes physiques et chimiques pour le traitement des colorants, on distingue : la filtration sur membrane, l'adsorption sur charbon actif, Méthode de coagulation – floculation et procédés d'oxydation avancée. Bien que ces méthodes soient très rapides, mais pas efficaces contre certains types de colorants, en d'autre part, elles chargent le milieu naturel avec des polluants organiques parfois plus toxiques que les molécules d'origines (**DOS Santos et al., 2007; Robinson et al., 2001**) et se sont des méthodes très coûteuses qui nécessitent des équipements bien sophistiqués (**Hao et al., 2000; Robinson et al., 2001**). Ce constat a permis aux chercheurs et aux industriels de s'orienter vers la recherche d'autres méthodes qui soient plus efficaces et moins coûteuses : ce sont les procédés biologiques.

4.5.2. Traitement biologique des colorants

Beaucoup de recherches ont rapportés la biodégradation partielle ou complète des colorants par les microorganismes, on peut citer, les champignons (**Fujian et al., 2001**), les actinomycètes (**Ball et al., 1989**), les algues (**Jinqi et Houtian, 1992**), les levures (**Ramalho et al., 2002**) ainsi que les bactéries (**Chen et al., 2003; Ren et al., 2006**).

L'oxydation des colorants synthétiques (notamment azoïques) par les champignons de putréfaction blanche (White-rot fungi) a été rapportée pour la première fois par Glenn et Gold en 1983. Selon une étude réalisée par Eichlerova *et al.* (2005), *Phanerochaete chrysosporium* est le champignon le plus étudié pour la dégradation des dioxines, les hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) et autres composés organiques chlorés (**Fujian et al., 2001**). Les souches *Dichomitus squalens*, *Ischnoderma resinosa* et *Pleurotus calyptratus* ont été également identifiées très actives vis-à-vis de l'orange G et du bleu de rémazole brillant (RBBR) (**Eichlerova et al., 2005**).

Harazono et Nakamura (2005) ont montré que la souche *Phanerochaete sordida* est capable de décolorer un mélange de quatre colorants réactifs : bleu 5, orange 14, rouge 120 et vert 5 avec un pourcentage de décoloration de 90 % après 48 h d'incubation. De nombreuses études ont été également effectuées sur l'action décolorante des actinomycètes. Zhou et Zimmermann (1993) ont démontré que 83 souches parmi 159 testées, ont l'aptitude de minéraliser les colorants synthétiques, Ce travail a été réalisé, dans des conditions aérobies sur des effluents textiles similaires contenant séparément des colorants réactifs de structures différentes (le rouge réactif 147 et le bleu réactif 116). Selon Ball *et al.* (1989), les souches (*Streptomyces badius*

252, *Streptomyces* sp. souche EC22 et *Thermomonospora fusca* MT800) se sont avérées positives pour la dégradation du poly R.

Dans la littérature, les recherches menées sur l'action décolorante des algues et les levures sont très limitées. Jinqi et Houtian (1992) ont montrés que les espèces d'algues *Chlorella*, *Oscillatoria* et *Spirogyra* produisent une azoréductase responsable de la rupture des liaisons azote-azote des colorants azoïques aboutissant à la production des amines aromatiques correspondantes qui sont par la suite complètement oxydées. Ramalh *et al.* (2002),(2004) ,(2005) ont testé respectivement ,les souches de levure *Candida zeylanoides* , *Issatchenkia occidentalis*, *Saccharomyces cerevisiae* pour leurs activité décolorante vis-vis les colorants azoïques. Ces auteurs ont démontrés que la cinétique de décoloration des levures est lente et peut prendre Plusieurs dizaines de jours car elles nécessitent de s'adapter, avant d'entamer la décoloration proprement dite.

Enfin , les bacteries du genre *Bacillus* ont été largement étudiées , à savoir : *Bacillus cereus* (**Wuhrmann *et al.*, 1980**), *Bacillus subtilis* (**Yatome *et al.*, 1991**), *Bacillus* sp. OY 1-2 (**Suzuki *et al.*, 2001**), *Bacillus* sp.souche SF (**Maier *et al.*, 2004**). Horitsu *et al.* (1977) ont isolé de la boue activée, *Bacillus subtilis*, la première bactérie non intestinale capable de dégrader les colorants azoïques .Les études ont aussi concerné d'autres bactéries : Idaka et Ogawa (1978) ont montré que la souche *Aeromonas hydrophila* var 24B était capable de dégrader les colorants azoïques. D'autres souches d'*Aeromonas hydrophila* ont été par la suite testées sur une gamme plus étendue de colorants (**Chen *et al.*, 2003**; **Ren *et al.*, 2006**).

CHAPITRE 2 :
MATÉRIEL ET
MÉTODES

Dans ce chapitre nous allons citer les différentes méthodes suivies pour la mise en évidence de la capacité de quelques souches d'actinobactéries et moisissures à dégrader les deux colorants réactifs : le rouge de Congo et le jaune réactif .Nous allons présenter également les tests effectués sur deux souches de moisissures afin d'évaluer leurs capacité de synthétiser des nanoparticules.

Ce travail a été réalisé au sein du laboratoire de recherche de microbiologie appliquée de l'université Abderrahmane MIRA de Bejaia durant la période du 8 mars au 15 juin 2023.

1 .Matériel

1.1. Matériel utilisé et milieux de culture

Le matériel utilisé ainsi que les milieux de cultures choisi sont rapportés dans l'ANNEXE II.

1.2. Matériel biologique

Les différentes souches d'actinobactéries et moisissures utilisées durant notre travail ont été isolées et purifiées par M^{lle} Sarah BALIT, doctorante en biotechnologie microbienne .Ces souches ont été isolées à partir du sol et d'effluents textiles sur les milieux suivants : GYEA, SCA, ISP₂ ,HV .La purification a été effectuée sur les même milieux pour les actinobactéries et sur milieu Czapek dox pour les moisissures.

- 15 souches d'actinobactéries : A54 , A53, A112, A9, A98, A64*, A64, A5, A7, A23, A18, A30, A150, A27, A65
- 6 souches de moisissures : SB1,SB2, SB3, SB4, SB6, SB7

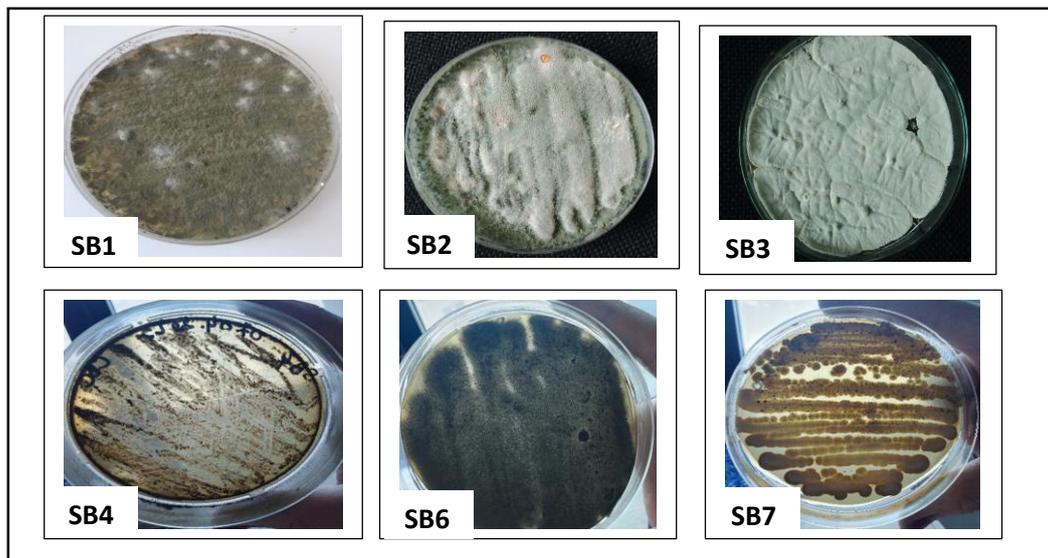


Figure 1 : Aspect de six souches de moisissures testées sur la gélose CDC

1.3. Colorants

Pour la réalisation de notre travail, nous avons testés deux colorants largement utilisés dans l'industrie textile : le rouge de Congo (C.I : 22120) et le jaune réactif (C.I : 13245). Ce choix revient au fait qu'ils ont une forte solubilité dans l'eau et sont très toxiques (Ouari,2017).

La structure des colorants ainsi que leurs propriétés chimiques et physiques sont présentées dans l'Annexe III (balayage UV-VIS en Annexe IV).

2. Méthodes

2.1. Préparation des solutions mère des colorants

Des solutions stocks des colorants utilisés ont été préparées en utilisant la solution minérale de criblage additionnée du colorants à 10g/l, stérilisés par filtration et conservé à 4°C jusqu'à utilisation.

2.2. Test qualitatif de biodécoloration par les actinobactéries (Adenan,*et al.*,2020)

Afin de cribler les souches présentant un pouvoir de décoloration, un test qualitatif a été effectué. Pour cela les souches suivantes : A54, A53, A112 , A9 , A98, A64*, A64, A50A, A7, A5, A23, A18, A30, A150, A27,A65 ont été ensemencées par la technique de stries sur des boites de Pétri contenant le milieu minimum additionnée du colorant à 50 ppm pour le rouge de Congo et 100 ppm pour le jaune réactif. Les colorants ont été ajoutés stérilement au milieu en surfusion puis coulé dans les boites de pétri. L'incubation a été effectuée à 28°C ±2 pendant 14 jours.

Des lectures ont été effectués au bout du 3^{ème} , 7^{ème} et 14^{ème} jour afin de vérifier la croissance ou non des souches en présence du colorant ainsi que sa dégradation qui se traduit par l'apparition d'un halo claire autour des colonies.

2.3. Essai de biodégradation des colorants par les actinobacteries sur milieu liquide (décoloration en système batch) (Adenan *et al.*,2020)

2.3.1. Préparation des pré-cultures

- Des tubes à essai contenant 4 ml du bouillon ISP₂ broth stérile ont été inoculés chacun avec les souches suivantes : A54, A53, A112 , A9 , A98, A64*, A64, A50A, A7, A5, A23, A18, A30, A150, A27,A65 . Ces pré-cultures sont, par la suite, mises à incuber à 30°C pendant 5 jours ,sous agitation permanente à 150 RPM.

2.3.2. Préparation des cultures

- Le Bouillon MSM stérile a été additionnée de colorant (50 ppm pour le rouge Congo et 100 ppm pour le jaune réactif), prélevé à partir des solutions stocks préalablement préparés .
- Après homogénéisation, la solution a été répartie dans des flacons stériles de 50ml.
- Les milieux préparés ont été inoculés avec les pré-cultures précédentes, à raison de 4% (v/v)
- Incubation dans un shaker à 30°C pendant 14 jours sous agitation à 150RPM.

NB : Afin de tester la dégradation des deux colorants cités précédemment, deux tests ont été réalisés sur chaque souche d'actinobactéries suivant ce protocole.

2.3.3. Mesure des absorbances

Le pourcentage de décoloration est estimé par spectroscopie à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis (UV-mini 1240) :

- Des aliquotes de milieu de culture (3 ml) ont été prélevés à intervalles de 24h pour chaque test, puis centrifugés pendant 20min a 10000 rpm
- Apres filtration à l'aide d'un filtre de 0,2 µm, l'absorbance du surnagent a été mesurée.

2.3.4. Calcul du pourcentage de décoloration

En mesurant les absorbances ,la concentration du colorant est déterminé en utilisant la courbe d'étalonnage correspondante (**ANNEXE IV**).

Le pourcentage de décoloration est ensuite calculé suivant la formule ci-dessous :

$$\% \text{ décoloration} = \frac{[ci] - [c]}{[ci]} * 100 \quad (\text{Adenan et al.,2020})$$

[ci] : concentration initiale (Rouge congo : 50ppm / Jaune or reactif : 100 ppm)

[c] : concentration mesurée

Remarques

- Pour tous les essais que nous allons citer, l'absorbance des colorants : jaune réactif et rouge Congo ont été mesurés a une longueur d'onde de 410 nm et 497 nm respectivement.
- Le milieu MSM sans colorant a été utilisé comme blanc.
- Pour les échantillons ayant une absorbance > a 1,2 : réaliser des dilutions de la manière suivante : Prélever à l'aide d'une micropipette 500 µl de l'échantillon, ajouter 2000ul d'eau distillée, puis mesurer l'absorbance.

- Les λ_{\max} des colorants testés dans la présente étude ont été déterminés par un simple balayage par spectrophotomètre de 400 nm à 800nm .L'allure des courbes résultantes dans le scanning sont présentées en **Annexe IV**.

2.4. Essais de biodégradation des colorants par les moisissures sur milieu liquide (système en batch) (Sinha et Osborne,2016)

- Le bouillon MSM stérile est additionnée de colorants stérile prélevés des solutions stocks (50ppm pour le rouge Congo et 200ppm pour le jaune or reactif) .
- Après homogénéisation, la solution a été répartie dans des flacons stériles de 50ml.
- Inoculation avec 5 disques de géloses de 8 mm de diamètre prélevés à la périphérie d'une gélose de la souche préalablement purifié. Les souchesensemencés sont : SB1,SB2, SB3, SB4, SB6, SB7
- Incubation dans un shaker à 28°C pendant 8 jours sous agitation à 150RPM.

La Mesure des absorbances et calcul du pourcentage de décoloration a été fait de la même manière que l'essai de biodégradation des colorants par les actinobactéries sur milieu liquide.

NB : la concentration initiale est égale à 50ppm pour le rouge Congo et 200PPM pour le jaune or réactif .

2.5. Essais de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par les moisissures : (Fouda *et al.*,2022)

- Nous avonsensemencé deux flacons contenant 50ml du milieu CDC stérile avec des disques de géloses des deux souches SB1 et SB2 chacun. Ces disques ont été prélevés à la périphérie des boites de Pétri contenant la souche à tester, préalablement cultivée pendant 8 jours et incubés à 28°C sur gélose CDC. Ces flacons ont été incubés à 30°C pendant 5 jours sous agitation à 150 RPM.
- Les culots ont été récupérés après une centrifugation à 5000 RPM pendant 10 minutes suivis d'un ajout de 10 ml d'eau distillée stérile puis incubation à 30°C pendant 48h.
- 1,69 mg d'AgNO₃ a été ajouté aux échantillons qui ont été par la suite incubés à 30°C pendant 3 jours à l'abri de la lumière.
- La formation des nanoparticules d'argent se traduit par un changement progressif de la couleur des cultures (apparition d'une couleur noir brunâtre) .

CHAPITRE 3 :
RESULTATS ET
DISCUSSION

1. Test qualitatif de biodécoloration des milieux par les actinobactéries

Les résultats du test qualitatif de décoloration par les souches d'actinobactéries testées sont illustrés dans les figures 7 et 8.

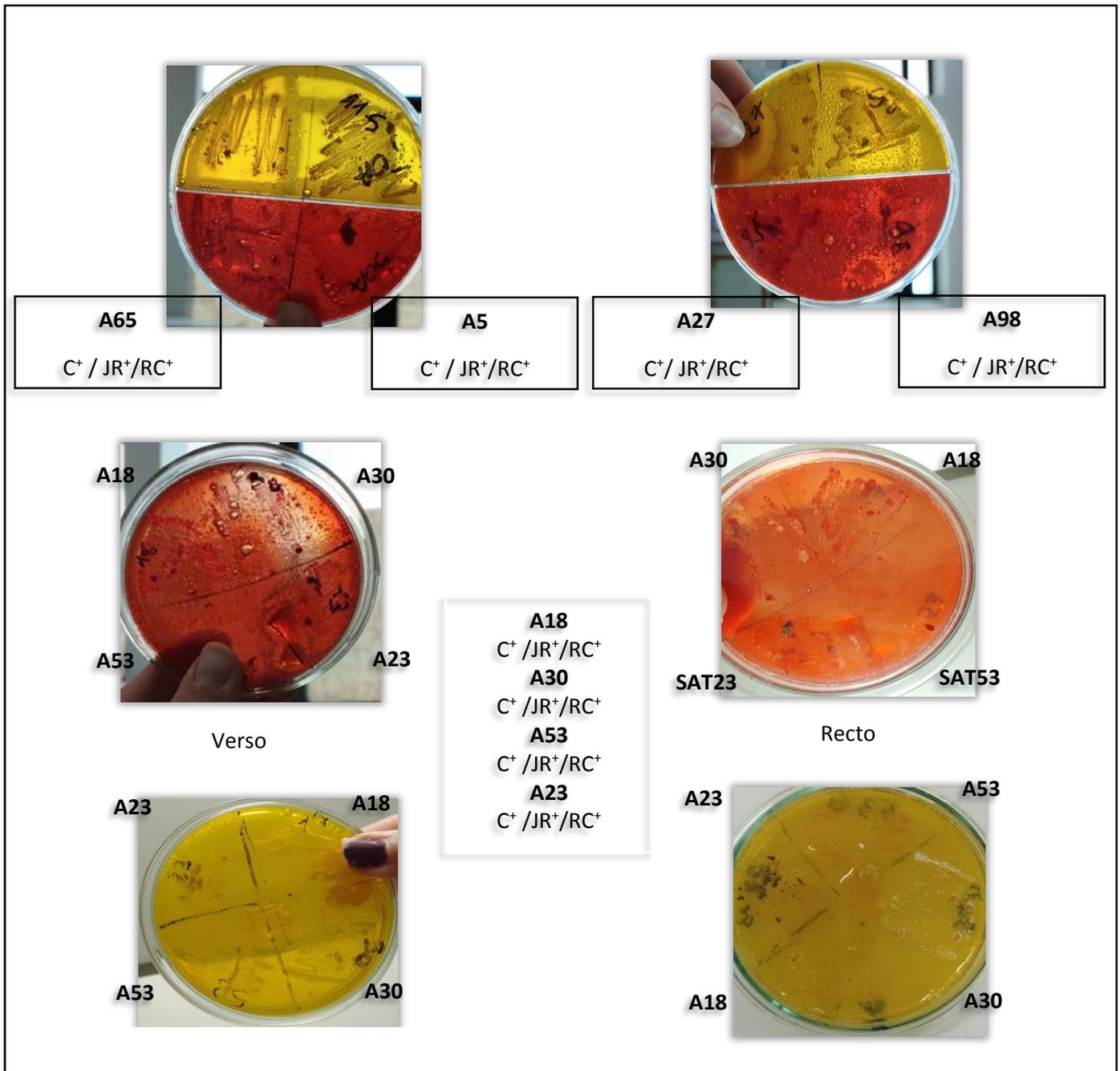


Figure 2: Résultats du test qualitatif de biodécoloration par les souches A65 , A5, A27, A98, A18, A30,A53 ,A23 du colorant rouge de Congo et jaune réactif .

Notes :

C + : Croissance bactérienne

JR⁺/JR⁻ : Présence /Absence d'un halo clair autour des colonies sur milieu additionné du jaune réactif

RC⁺/RC⁻ : Présence /Absence d'un halo clair autour des colonies sur milieu additionné du rouge Congo

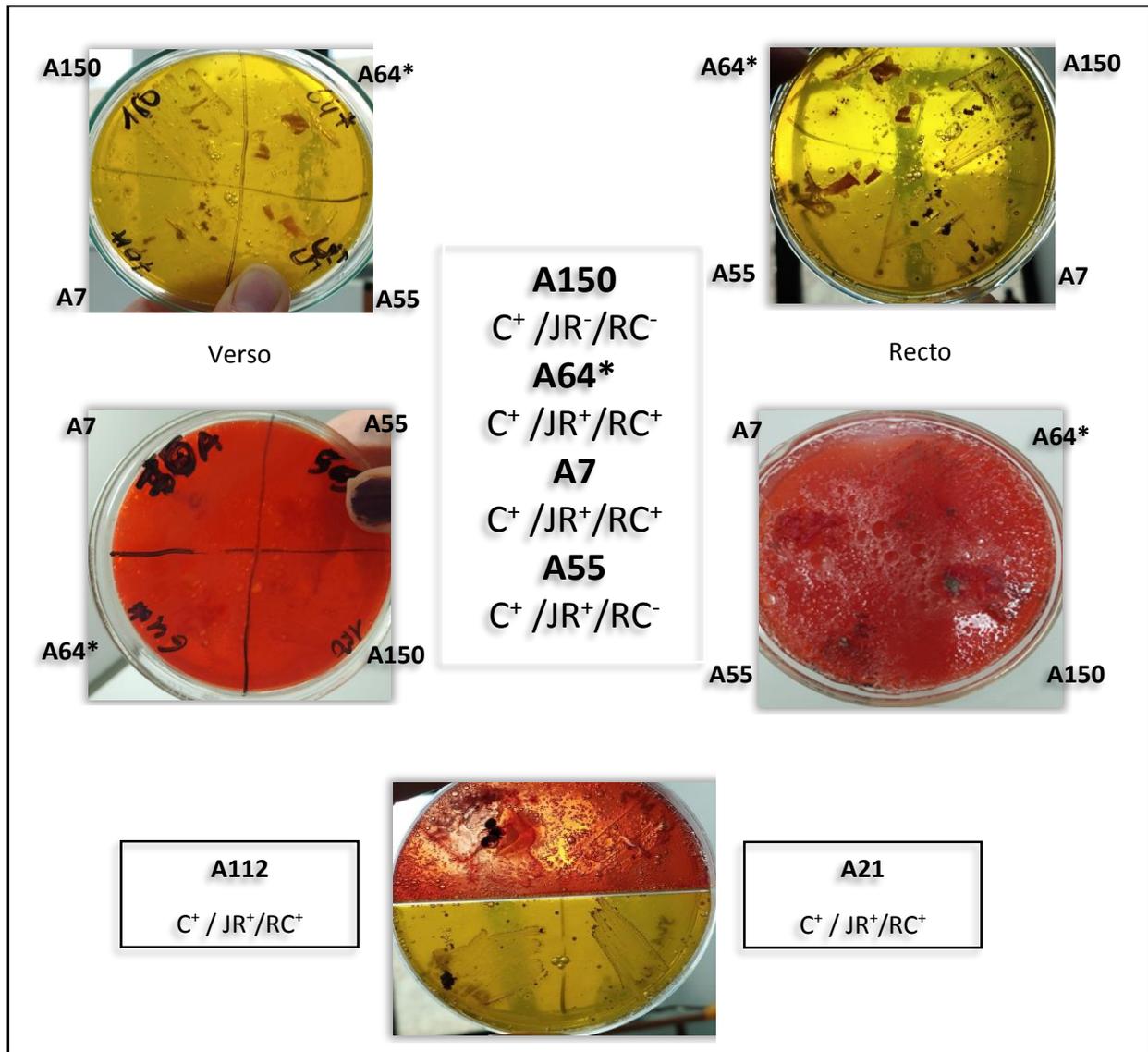


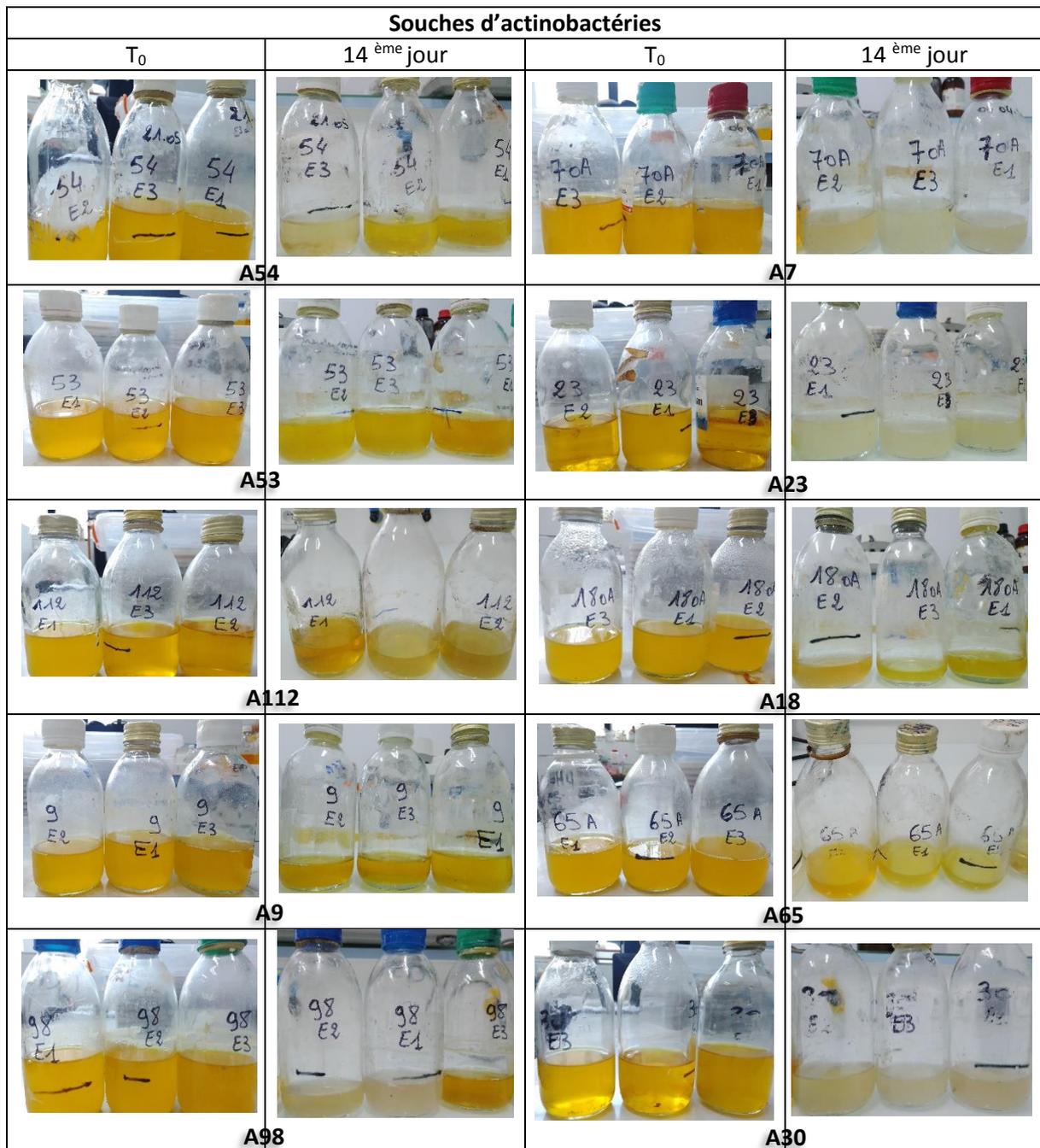
Figure 3 : Résultats du test qualitatif de biodécoloration par les souches A150 , A64* , A7, A55, A112, A21 du colorant rouge de Congo et jaune réactif .

Après 14 jours d'incubation à 28°C des souches étudiées, une croissance plus au moins importante a été observée, témoignant ainsi de la résistance de ces dernières aux colorants additionnés. En effet, les colorants rejetés dans l'environnement peuvent nuire à divers micro-organismes. Leur très faible biodégradabilité, due à leur poids moléculaire élevé et à leurs structures complexes, confère à ces composés un caractère toxique pouvant être élevé (**Bousnoubra, 2010**). Cependant toutes nos souches ont pu croître en présence de ces molécules.

La présence d'un halo clair autour des colonies pour la plupart des souches, indique que celles-ci ont pu dégrader le colorant additionné .Ces résultats correspondent aux travaux menés sur ce sujet par d'autres auteurs (**Dawkar et al ., 2010 ; Liu et al., 2011**) . En effet, les

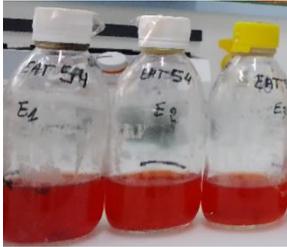
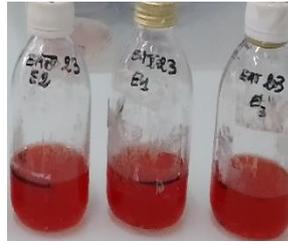
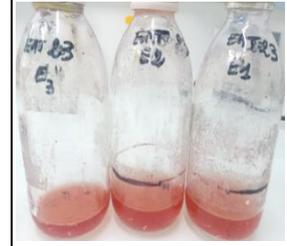
actinobactéries fournissent un avantage concurrentiel par rapport aux autres micro-organismes pour le traitement biologique des colorants textiles toxiques (Bhoodevi *et al.*, 2015; Abraham *et al.*, 2016). Dans cette optique, différents genres d'actinobactéries peuvent être utilisés (Gadd 2009 ; Wang et Chen 2009).

2. Essai de biodégradation des colorants par les actinobactéries sur milieu liquide (décoloration en système batch)



Souches d'actinobacteries			
T ₀	14 ^{ème} jour	T ₀	14 ^{ème} jour
			
A64*		A150	
			
A64		A27	
			
A50		témoin abiotique	

Tableau 1 : Résultats de biodégradation du jaune réactif par les souches d'actinobactéries sur milieu liquide :

Souches d'actinobacteries			
T ₀	14 ^{ème} jour	T ₀	14 ^{ème} jour
			
A54		A7	
			
A53		A53	

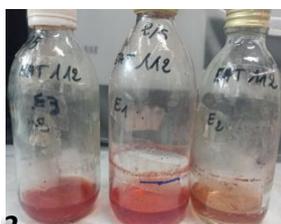
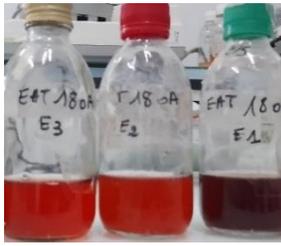
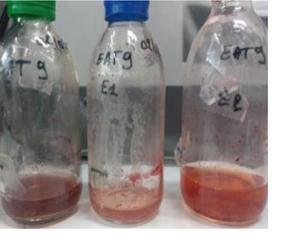
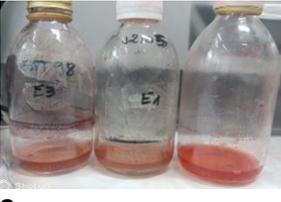
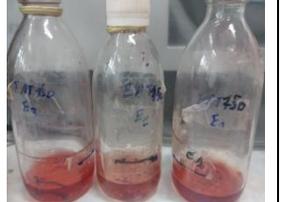
Souches d'actinobacteries			
T ₀	14 ème jour	T ₀	14 ème jour
			
A112		A18	
			
A9		A65	
			
A98		A30	
			
A64*		A150	
			
A64		A27	
			
A50		témoïn abiotique	

Tableau 2 : Résultats de biodégradation du rouge Congo par les souches d'Actinobactéries sur milieu liquide

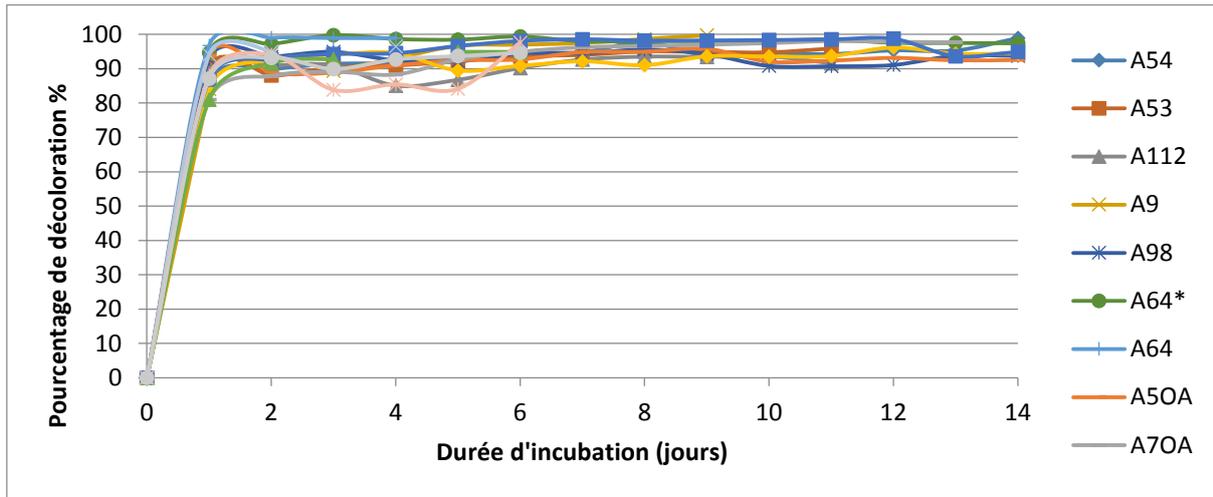


Figure 4 : Pourcentage de décoloration du rouge Congo par les souches d’actinobactéries en fonction du temps

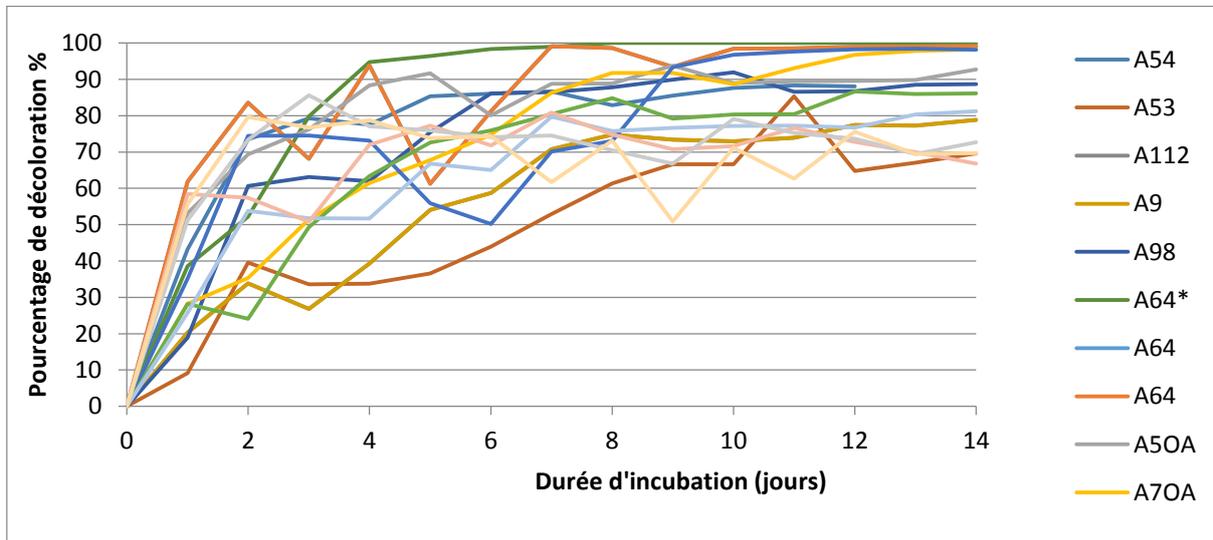


Figure 5 : Pourcentage de décoloration du jaune réactif par les souches d’actinobactéries en fonction du temps

Toutes nos souches ont pu dégrader les deux colorants testés , ce qui peut s’observer à l’œil nu et qui se traduit par une atténuation de la couleur du milieu ou la disparition totale de celle-ci . Environ 80 % du rouge de Congo a été dégradé au bout de 24 h et jusqu’à 50% du jaune réactif a été dégradé par certaines souches . Plus de 90% de décoloration a été obtenu après 14 jours d’incubation pour le rouge Congo (décoloration totale pour certaines :A54 ,A53 ,A9,A64* ,A64,A18,A30) ,tandis que pour le jaune réactif , de 60% jusqu’à décoloration totale (A54,A64* ,A64,A23) a été noté.

Après centrifugation des cultures obtenues à la fin de l’incubation, on a observé que la coloration est au niveau du culot pour le rouge Congo tandis que pour le jaune réactif il y a eu

absence de coloration dans le culot .On suppose donc que le processus de dégradation était la biosorption ou bioaccumulation pour le premier et par dégradation enzymatique pour le second.

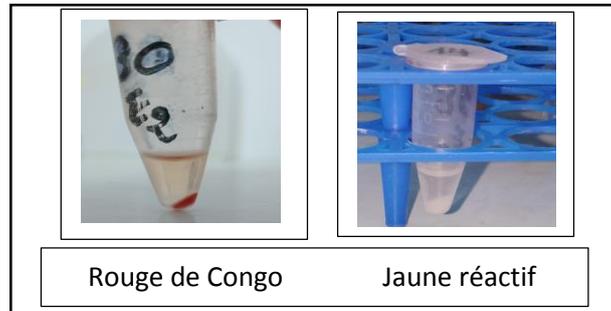


Figure 6 : Résultat de centrifugation des souches d’actinobactéries après 14 jours d’incubation sur milieu liquide

Ces résultats concordent avec les travaux de plusieurs auteurs.(**Paszczynski *et al.*, 1991 ; Zhou et Zimmerman, 1993 ; Crawford, 1998) (Dawkar *et al.* , 2010)** . Il a été rapporté d’ailleurs qu’ils sont les microorganismes les plus adaptés au traitement biologique des colorants textiles, grâce à leurs stabilités dans différentes conditions et à leurs tolérances à divers colorants contenant des métaux toxiques (Bhoodevi *et al.* , 2015; Abraham *et al.*, 2016).

3. Essais de biodégradation des colorants par les moisissures sur milieu liquide (système en batch)

Les résultats de biodégradation des deux colorants par les moisissures sur milieu liquide sont présentées dans les tableaux et figures suivantes :

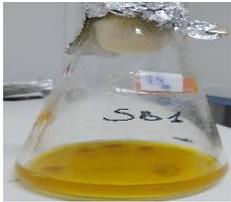
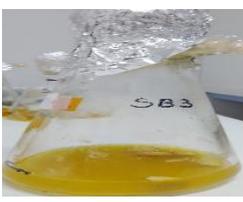
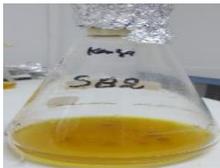
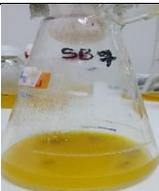
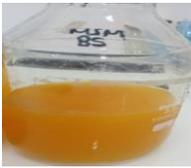
Souches de moisissures			
T ₀	8 ^{ème} jour	T ₀	8 ^{ème} jour
			
SB1		SB3	
			
SB2		SB4	
			
SB7		Témoign abiotique	

Tableau 3: Résultats de biodégradation du jaune réactif par les souches de moisissures sur milieu liquide .

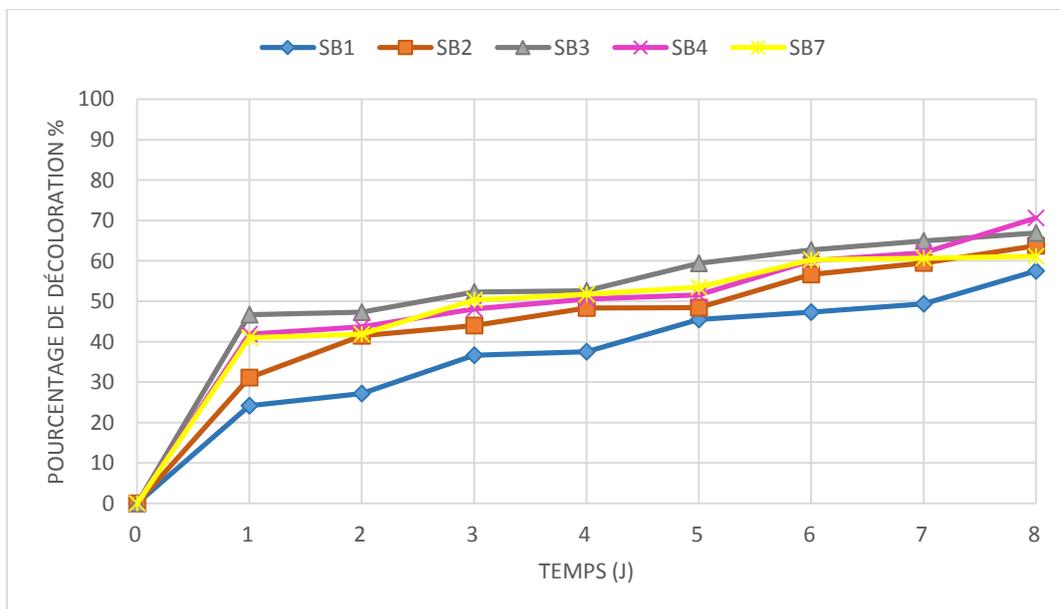


Figure 7 : Pourcentage de décoloration du jaune réactif par cinq souches de moisissures en fonction du temps

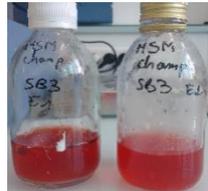
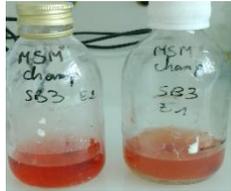
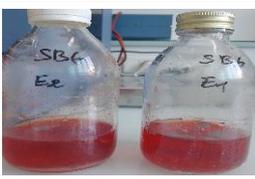
Souches de moisissures			
T ₀	8 ^{ème} jour	T ₀	8 ^{ème} jour
			
SB1		SB3	
			
SB2		SB4	
			
SB7		Témoïn abiotique	

Tableau 4 : Résultats de la biodégradation du rouge Congo par les souches de moisissures sur milieu liquide :

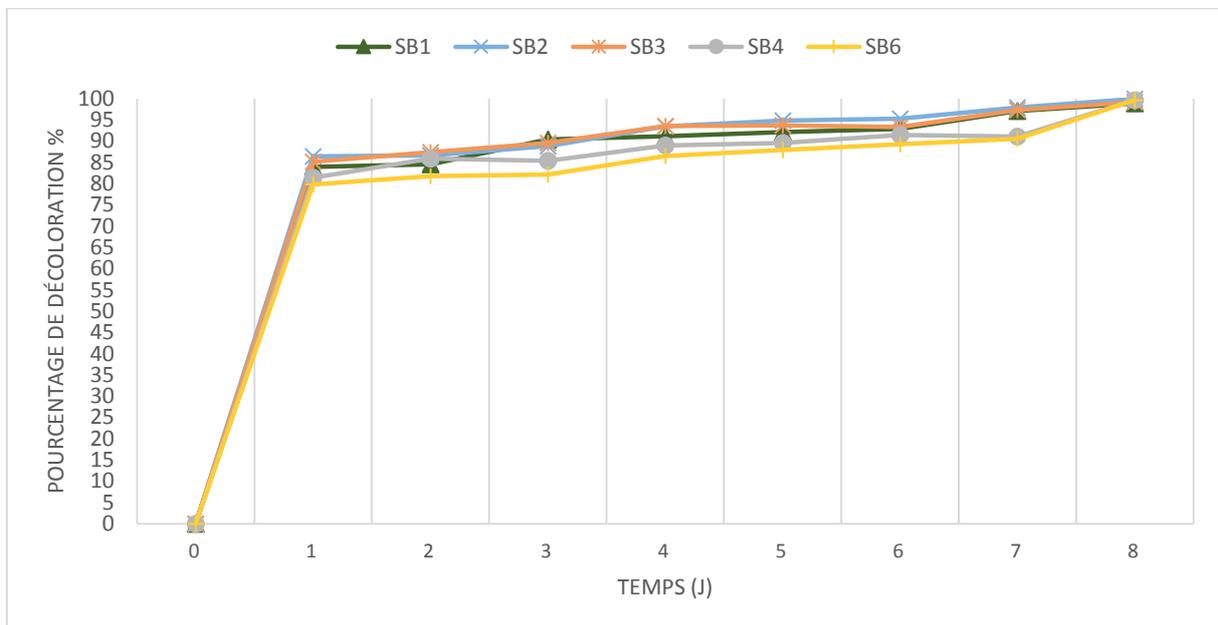


Figure 8 : Pourcentage de décoloration du rouge de Congo par cinq souches de moisissures en fonction du temps

Toutes nos souches de moisissures ont présenté un résultat positif pour la dégradation des deux colorants. Un pourcentage important de décoloration a été observé dès les premières 24

h d'incubation, celui-ci varie de 24 à 46% pour le test de décoloration du jaune réactif et de 79 à 86% pour le test de décoloration du rouge Congo. A la fin d'incubation, il est passé à (57 à 70%) et environs 99% respectivement pour le jaune reactif pour le rouge Congo. On remarque que nos souches ont mieux décoloré ce dernier malgré qu'il soit plus toxique que le premier, mais ceci est peut-être dû à la différence de leurs concentrations initiales.

La meilleure souche qui a dégradé le jaune réactif était la SB3 (66,88% de décoloration), tandis-que la SB2 était celle qui a dégradé le mieux le rouge de Congo (99,26 %).

Il a été rapporté que les moisissures sont largement étudiés dans le traitement des eaux usées des industries textiles .Lors du processus de minéralisation du colorant, ceux-ci ne produisent pas de produits finaux nocifs pour l'environnement (Mathew et Madamwar, 2004 ; Papadopoulou et al., 2013). En effet, plusieurs types de colorants, notamment les colorants azoïques, pourraient être dégradés efficacement par ces microorganismes (Singh et Pakshirajan 2010 ; Kalpana et al., 2012 ; Chen et Ting, 2015).

4. Essais de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par les moisissures

Les résultats de l'essai de la mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par les deux souches de moisissures SB1 et SB2 avant et après ajout de l'AgNO₃ sont présentés dans la figure suivante :

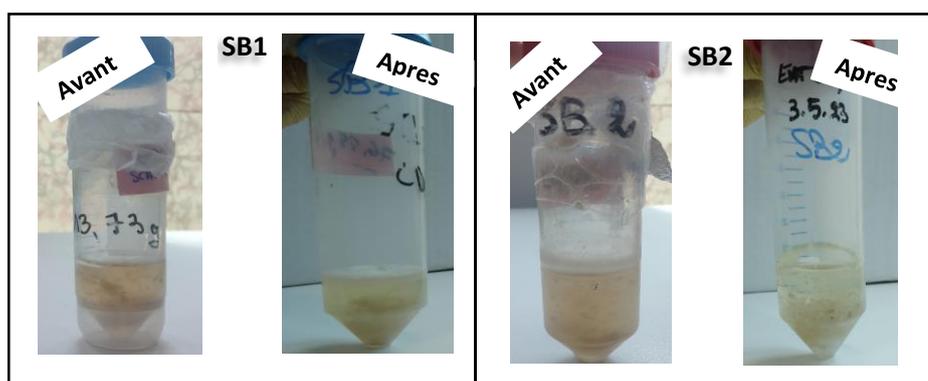


Figure 9: Résultats de l'essai de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par deux souches de moisissures SB1 et SB2.

La formation des nanoparticules d'argent se traduit par une apparition d'une couleur noir brunâtre .Nos résultats se sont révélés négatifs car il n'y a pas eu un changement de couleur et nos souches n'ont donc pas synthétisé ces molécules. Cependant , plusieurs travaux ont démontré la capacité de plusieurs espèces de moisissures à synthétiser des nanoparticules

d'argent ,d'or , de platine ,et d'oxyde de zinc , notamment *Aspergillus niger* , *Neurospora crassa* , *Pycnopus sanguineus* , *Fusarium acuminatum* , *Fusarium oxysporum* , *Fusarium proliferatum* et d'autres . (Bansal, *et al.*, 2006 ; Jaidev et Narasimha ,2010 ;Castro-Longoria *et al.*, 2011 ; Chan and Mat Don , 2013 ; Mohamed *et al.*,2019).

CONCLUSION

Conclusion

L'objectif de notre étude était d'évaluer la capacité de dégradation des colorants synthétiques par des souches d'actinobactéries et de moisissures afin d'étudier leurs contribution dans les procédés de dépollution des effluents industriels.

Les résultats obtenus du test qualitatif de biodécoloration des milieux par les actinobactéries montrent une croissance plus au moins importante, témoignant ainsi de la résistance de ces dernières aux colorants additionnés et les résultats des essais de biodégradation en système batch par ces microorganismes ainsi que les moisissures montrent que les colorants utilisés à savoir le rouge Congo et jaune réactif étaient facilement biodégradables. A la fin d'incubation plus de 60% des colorants ont été dégradé, à savoir une décoloration complète.

Par ailleurs, les tests de mise en évidence de la synthèse des nanoparticules par les deux souches de moisissures SB1 et SB2 sélectionnées se sont révélés négatifs . Plusieurs travaux ont rapporté la capacité des moisissures et même des actinobactéries à produire ces particules.

Ceci nous mène à conclure de la possibilité d'utilisation de ces dernières dans un grand éventail de domaines, notamment l'industrie textile, imprimerie, industrie pharmaceutique, cosmétique et agro-alimentaire. Cependant, une étude plus poussée serait une étape complémentaire obligatoire afin de mieux valoriser et exploiter les résultats obtenus. La caractérisation et le dosage des enzymes produites ainsi que l'optimisation des paramètres de production serait donc la prochaine démarche à suivre. Il serait également nécessaire de cribler de nouvelles souches synthétisant les nanoparticules et d'optimiser les paramètres de production.

Au terme de ce travail, les résultats obtenus ouvrent d'autres perspectives et méritent d'être complétés par :

- Une caractérisation et un dosage des enzymes produites.
- Criblage de nouvelles souches productrices de nanoparticules
- Une optimisation des milieux et conditions de culture afin d'obtenir un meilleur rendement de production .

LISTE DES REFERENCES

- Aaslyng, D., Rorbaek, K., & Sorensen, N. H. (1996). An enzyme for dyeing keratinous fibres. *Int Pat Appl WO9719998*.
- Abraham J., Sekhar A, Nidhi Singh et Nanda S.,(2016), Évaluation de la dégradation du colorant en utilisant la souche JAAS1 de *Streptomyces pactum*, *Res. J. Pharma Biol. Chem. Sci.* 7c(5) 2691-2700.
- Amarlic,C.Guillard,E.Blanc-Brude,P.Pichat,*Water Res.*30 (1996) 1137-1142
- Anandan, R., Dharumadurai, D. M. G. P., & Manogaran, G. P. (2016). Actinobacteria-basics and biotechnological applications. *Intech, India*.
- Adenan, N. H., Lim, Y. Y., & Ting, A. S. Y. (2020). Discovering decolorization potential of triphenylmethane dyes by actinobacteria from soil. *Water, Air, & Soil Pollution*,231(12), 560
- Mallevialle, J., des eaux-Dumez, L., Odendaal, P. E., Wiesner, M. R., & South Africa Water Research Commission. (1996). *Water treatment membrane processes*. McGraw-Hill Professional.
- Araujo-Melo, R. D. O., Souza, I. F., Vicalvi-Costa, M. C., Araújo, J. M. D., de Sena, K. X., & Coelho, L. C. (2016). Actinobacteria: Versatile microorganisms with medical and pharmaceutical application. *British Biotechnology Journal*,15(4), 1-13.
- Arfi, Y., Buée, M., Marchand, C., Levasseur, A., & Record, E. (2012). Multiple markers pyrosequencing reveals highly diverse and host-specific fungal communities on the mangrove trees *Avicennia marina* and *Rhizophora stylosa*.*FEMS microbiology ecology*, 79(2), 433-444.
- Babu SS, Mohandass C., Vijayaraj AS et Dhale MA .,(2015), Désintoxication et élimination des couleurs du rouge Congo par une nouvelle approche du microcosme *Dietzia sp.* (DTS26) -a, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 11452–60.
- Badji, B. (2006). *Etude de la taxonomie et des antibiotiques antifongiques de trois souches d'actinomycètes d'origine saharienne appartenant aux genres actinomadura et nonomuraea* (Doctoral dissertation, Tizi-ouzou).
- Balan, D. S., & Monteiro, R. T. (2001). Decolorization of textile indigo dye by ligninolytic fungi. *Journal of Biotechnology*, 89(2-3), 141-145.
- Baldrian, P. (2004). Purification and characterization of laccase from the white-rot fungus *Daedalea quercina* and decolorization of synthetic dyes by the enzyme. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 63, 560-563.
- Ball, A. S., Betts, W. B., & McCarthy, A. J. (1989). Degradation of lignin-related compounds by actinomycetes.*Applied and Environmental Microbiology*, 55(6), 1642-1644.
- Barabás, G., Vargha, G., Szabó, I. M., Penyige, A., Damjanovich, S., Szöllösi, J., ... & Szabó, I. (2001). n-Alkane uptake and utilisation by *Streptomyces* strains. *Antonie Van Leeuwenhoek*, 79, 269-276.

- Bavendamm, W. (1928). Über das Vorkommen und den Nachweis von Oxydasen bei holzzerstörenden Pilzen. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz*, 38(9/10), 257-276.
- Beckers, H. J., & Van der Hoeven, J. S. (1982). Growth rates of *Actinomyces viscosus* and *Streptococcus mutans* during early colonization of tooth surfaces in gnotobiotic rats. *Infection and Immunity*, 35(2), 583-587.
- Benitez, F. J., Acero, J. L., Real, F. J., Rubio, F. J., & Leal, A. I. (2001). The role of hydroxyl radicals for the decomposition of p-hydroxy phenylacetic acid in aqueous solutions. *Water Research*, 35(5), 1338-1343.
- Bessekhouad, Y., Robert, D., & Weber, J. V. (2003). Synthesis of photocatalytic TiO₂ nanoparticles: optimization of the preparation conditions. *Journal of Photochemistry and Photobiology A: Chemistry*, 157(1), 47-53.
- Bhole BD, Ganguly B, Madhuram A. *Curr. Sci.* 86: 12-25.
- Chakravarthy, B., Vijayasree, J., Swathi, V., Sudhira, D., & Uma Maheswari Devi, P. (2015). Screening and exploration of azo dye decolorizing actinomycetes from marine sediments. *Int J Sci Eng Res*, 6(2), 27-30.
- Bougnoux, M. E., & Espinasse, F. (2003). Nouvelles applications des techniques de biologie moléculaire en mycologie médicale. *Revue française des laboratoires*, 2003(351), 67-71.
- Bourgeois C.M., Mescle J.F., Zucca J. (1989). Microbiologie alimentaire. Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Lavoisier. Paris. P : 216-244.
- Brown, M. A., & De Vito, S. C. (1993). Predicting azo dye toxicity. *Critical reviews in environmental science and technology*, 23(3), 249-324.
- Brown, M. E., Barros, T., & Chang, M. C. (2012). Identification and characterization of a multifunctional dye peroxidase from a lignin-reactive bacterium. *ACS chemical biology*, 7(12), 2074-2081.
- Call, H. P., & Mücke, I. (1997). History, overview and applications of mediated lignolytic systems, especially laccase-mediator-systems (Lignozym®-process). *Journal of biotechnology*, 53(2-3), 163-202.
- CAPoN, M., CoURILLEU, V., & Valtte, C. (1999). Chimie des couleurs et des odeurs, culture et technique. *Nantes ISBN*, 2-9502444.
- Chacko J, Subramaniam K (2011) Enzymatic degradation of azo dyes: a review. *Int J Environ Sci* 1:1250–1260
- Chakravarthy, B., Vijayasree, J., Swathi, V., Sudhira, D., & Uma Maheswari Devi, P. (2015). Screening and exploration of azo dye decolorizing actinomycetes from marine sediments. *Int J Sci Eng Res*, 6(2), 27-30.
- Chen, B. Y. (2006). Toxicity assessment of aromatic amines to *Pseudomonas luteola*: chemostat pulse technique and dose–response analysis. *Process Biochemistry*, 41(7), 1529-1538.
- Chen, K. C., Wu, J. Y., Liou, D. J., & Hwang, S. C. J. (2003). Decolorization of the textile dyes by newly isolated bacterial strains. *Journal of Biotechnology*, 101(1), 57-68.

- Chen, S. H., & Ting, A. S. Y. (2015). Biosorption and biodegradation potential of triphenylmethane dyes by newly discovered *Penicillium simplicissimum* isolated from indoor wastewater sample. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 103, 1-7.
- Taleb Zahra, D. I. (2020). *Activité enzymatique et performances épuratoires des actinobactéries en traitement des eaux usées textiles* (Doctoral dissertation).
- Chengalroyen, M. D., & Dabbs, E. R. (2013). The biodegradation of latex rubber: a minireview. *Journal of Polymers and the Environment*, 21, 874-880.
- Colombié, V. (2005). *Description de la production de spiramycine par Streptomyces ambofaciens. Modélisation métabolique, simulation et capteur logiciel* (Doctoral dissertation, Institut National des Sciences Appliquées de Toulouse).
- Colpa, D. I., Fraaije, M. W., & van Bloois, E. (2014). DyP-type peroxidases: a promising and versatile class of enzymes. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 41(1), 1-7.
- Combes, R. D., & Haveland-Smith, R. B. (1982). A review of the genotoxicity of food, drug and cosmetic colours and other azo, triphenylmethane and xanthene dyes. *Mutation Research/Reviews in genetic toxicology*, 98(2), 101-243.
- Courtecuisse, R., & Duhem, B. (2013). *Champignons de France et d'Europe*. Delachaux et Niestlé.
- Couto, S. R. (2009). Dye removal by immobilised fungi. *Biotechnology advances*, 27(3), 227-235..
- Burke, N. S., & Crawford, D. L. (1998). Use of azo dye ligand chromatography for the partial purification of a novel extracellular peroxidase from *Streptomyces viridosporus* T7A. *Applied microbiology and biotechnology*, 49, 523-530.
- D.Robert,S.Parra,C.Pulgarin,A.Krzton,J.V.weber,Appl.Surf.Sci.167(2000)51-58. (Robert et al.,2000)
- Daigneault-Sylvestre, N., & Kluepfel, D. (1979). Method for the rapid screening of cellulolytic streptomycetes and their mutants. *Canadian Journal of Microbiology*, 25(7), 858-860.
- Das, D., Charumathi, D., & Das, N. (2011). Bioaccumulation of the synthetic dye Basic Violet 3 and heavy metals in single and binary systems by *Candida tropicalis* grown in a sugarcane bagasse extract medium: Modelling optimal conditions using response surface methodology (RSM) and inhibition kinetics. *Journal of hazardous materials*, 186(2-3), 1541-1552.
- Dawkar VV, Jadhav UU, Tamboli DP et al., (2010). Efficace de colorant industriel décoloration par *Bacillus* sp. VUS avec son système enzymatique. *Ecotoxicol 73 Safe Environ*: 1696 – 1703.
- De Heredia, J. B., Torregrosa, J., Dominguez, J. R., & Peres, J. A. (2001). Kinetic model for phenolic compound oxidation by Fenton's reagent. *Chemosphere*, 45(1), 85-90.

- de Rome, L., & Gadd, G. M. (1987). Copper adsorption by *Rhizopus arrhizus*, *Cladosporium resinae* and *Penicillium italicum*. *Applied microbiology and biotechnology*, 26, 84-90.
- Deobald, L. A., & Crawford, D. L. (1987). Activities of cellulase and other extracellular enzymes during lignin solubilization by *Streptomyces viridosporus*. *Applied microbiology and biotechnology*, 26, 158-163.
- Anouar, H., Elhourch, A., Elkacemi, K., & Zouahri, A. (2014). Dégradation du colorant réactif azoïque violet 5R par adsorption sur charbon actif en poudre/[Removal of violet 5R azo dye by adsorption on powdered activated carbon]. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 9(3), 1368.
- Djigal, D. (2003). Interactions entre la communauté microbienne du sol (bactéries et champignons mycorhiziens) et les nématodes bactéricivores: Effets sur la nutrition minérale et la croissance de différentes plantes. *Dakar (SEN)*.
- Dias, A. A., Lucas, M. S., Sampaio, A., Peres, J. A., & Bezerra, R. M. (2010). Decolorization of azo dyes by yeasts. *Biodegradation of Azo Dyes*, 183-193.
- Dommergues, Y., & Manganot, F. (1970). *Ecologie microbienne du sol* (No. 631.461 DOM). Paris: Masson.
- Dos Santos, A. B., Cervantes, F. J., & Van Lier, J. B. (2007). Review paper on current technologies for decolourisation of textile wastewaters: perspectives for anaerobic biotechnology. *Bioresource technology*, 98(12), 2369-2385.
- Dube E., Shareck F., Hurtubise Y., Daneault C. et Beauregard M., (2008). Clonage homologue, expression et caractérisation d'une laccase de *Streptomyces coelicolor* et décoloration enzymatique d'un colorant indigo, *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 79 (4), 597–603.
- Eichlerová, I., Homolka, L., Lisá, L., & Nerud, F. (2005). Orange G and Remazol Brilliant Blue R decolorization by white rot fungi *Dichomitus squalens*, *Ischnoderma resinatum* and *Pleurotus calyptrotus*. *Chemosphere*, 60(3), 398-404.
- El-Sersy, N. A., Abou-Elela, G. M., Hassan, S. W., & Abd-Elnaby, H. (2011). Bioremediation of acid fast red dye by *Streptomyces globosus* under static and shake conditions. *African Journal of Biotechnology*, 10(17), 3467-3474.
- Endo, K., Hayashi, Y., Hibi, T., Hosono, K., Beppu, T., & Ueda, K. (2003). Enzymological characterization of EpoA, a laccase-like phenol oxidase produced by *Streptomyces griseus*. *Journal of Biochemistry*, 133(5), 671-677.
- Allan, E. J., & Prosser, J. I. (1983). Mycelial growth and branching of *Streptomyces coelicolor* A3 (2) on solid medium. *Microbiology*, 129(7), 2029-2036.
- Fan, H., Yang, J., Gao, T., & Yuan, H. (2012). Removal of a low-molecular basic dye (Azure Blue) from aqueous solutions by a native biomass of a newly isolated *Cladosporium* sp.: kinetics, equilibrium and biosorption simulation. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*, 43(3), 386-392.

- Fernández, C., Larrechi, M. S., & Callao, M. P. (2010). An analytical overview of processes for removing organic dyes from wastewater effluents. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 29(10), 1202-1211.
- Fiedler, H. P., Bruntner, C., Bull, A. T., Ward, A. C., Goodfellow, M., Potterat, O., ... & Mihm, G. (2005). Marine actinomycetes as a source of novel secondary metabolites. *Antonie Van Leeuwenhoek*, 87, 37-42.
- Fomina, M., & Gadd, G. M. (2014). Biosorption: current perspectives on concept, definition and application. *Bioresource technology*, 160, 3-14.
- Forgacs, E., Cserhádi, T., & Oros, G. (2004). Removal of synthetic dyes from wastewaters: a review. *Environment international*, 30(7), 953-971.
- Fouda, A., Awad, M. A., Al-Faifi, Z. E., Gad, M. E., Al-Khalaf, A. A., Yahya, R., & Hamza, M. F. (2022). *Aspergillus flavus*-mediated green synthesis of silver nanoparticles and evaluation of their antibacterial, anti-candida, acaricides, and photocatalytic activities. *Catalysts*, 12(5), 462.
- Freitag, M., & Morrell, J. J. (1992). Decolorization of the polymeric dye Poly R-478 by wood-inhabiting fungi. *Canadian Journal of Microbiology*, 38(8), 811-822.
- Fujian, X., Hongzhang, C., & Zuohu, L. (2001). Solid-state production of lignin peroxidase (LiP) and manganese peroxidase (MnP) by *Phanerochaete chrysosporium* using steam-exploded straw as substrate. *Bioresource Technology*, 80(2), 149-151.
- Gadd, G. M. (2009). Biosorption: critical review of scientific rationale, environmental importance and significance for pollution treatment. *Journal of Chemical Technology & Biotechnology: International Research in Process, Environmental & Clean Technology*, 84(1), 13-28.
- Gassara, F., Brar, S. K., Verma, M., & Tyagi, R. D. (2013). Bisphenol A degradation in water by ligninolytic enzymes. *Chemosphere*, 92(10), 1356-1360.
- Ge, Y., Yan, L., & Qinge, K. (2004). Effect of environment factors on dye decolorization by *P. sordida* ATCC90872 in a aerated reactor. *Process Biochemistry*, 39(11), 1401-1405.
- Glenn, J. K., & Gold, M. H. (1983). Decolorization of several polymeric dyes by the lignin-degrading basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 45(6), 1741-1747.
- Golz-Berner K. Walzel B. Zastrow L. Doucet O. (2004). Cosmetic and dermatological preparation containing copperbinding proteins for skin lightening. International Patent Application W02004017931.
- Gunne, M., & Urlacher, V. B. (2012). Characterization of the alkaline laccase Ssl1 from *Streptomyces sviveus* with unusual properties discovered by genome mining. *PLoS One*, 7(12), e52360.
- Gusakov A V., Sinitsyn A P., Markov Skomarovvsky A A., Sinitsyna O A., Berlin A G., Ankudimova N V. (2000). Indigo-binding domain in cellulase molecule. *Biocatalysis fundamentals and applications*

- Hammel, K. E., Gai, W. Z., Green, B., & Moen, M. A. (1992). Oxidative degradation of phenanthrene by the ligninolytic fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 58(6), 1832-1838.
- Hao, O. J., Kim, H., & Chiang, P. C. (2000). Decolorization of wastewater. *Critical reviews in environmental science and technology*, 30(4), 449-505.
- Harazono, K., & Nakamura, K. (2005). Decolorization of mixtures of different reactive textile dyes by the white-rot basidiomycete *Phanerochaete sordida* and inhibitory effect of polyvinyl alcohol. *Chemosphere*, 59(1), 63-68.
- Hilden, L., & Johansson, G. (2004). Recent developments on cellulases and carbohydrate-binding modules with cellulose affinity. *Biotechnology letters*, 26, 1683-1693.
- Horitsu, H., Takada, M., Idaka, E., Tomoyeda, M., & Ogawa, T. (1977). Degradation of p-aminoazobenzene by *Bacillus subtilis*. *European journal of applied microbiology and biotechnology*, 4, 217-224.
- Hotam, Y. (2013). *Modern gnosis and Zionism: The crisis of culture, life philosophy and Jewish national thought*. Routledge.
- Husain, Q. (2006). Potential applications of the oxidoreductive enzymes in the decolorization and detoxification of textile and other synthetic dyes from polluted water: a review. *Critical reviews in biotechnology*, 26(4), 201-221.
- Husain, Q., & Husain, M. (2012). Peroxidases as a potential tool for the decolorization and removal of synthetic dyes from polluted water. *Environmental protection strategies for sustainable development*, 453-498.
- IARC (1982). World Health Organization, International Agency for research on Cancer. Dans : Monographs on the evaluation of the carcinogenic risk of chemicals to human. "Some industrial chemicals and dyestuffs", Lyon, France, 29 p.
- Idaka, E., Ogawa, T., Horitsu, H., & Tomoyeda, M. (1978). Degradation of azo compounds by *Aeromonas hydrophila* var. 24B. *Journal of the Society of Dyers and Colourists*, 94(3), 91-94.
- Issac S., Frankland J.C., Watling R., Whalley A.J.S.(1993). *Airworth and Bishys Dictionary of the Fungi* (8 th Ed.). CAB International, Wallingford, United Kingdom. p:616.
- Jarosz-Wilkolażka, A., Kochmańska-Rdest, J., Malarczyk, E., Wardas, W., & Leonowicz, A. (2002). Fungi and their ability to decolourize azo and anthraquinonic dyes. *Enzyme and Microbial Technology*, 30(4), 566-572.
- jayanthi, G., Vijayakumar, R., & Dhanasekaran, D. (2016). Actinobacteria—a biofactory of novel enzymes. *Actinobacteria-basics and biotechnological applications. InTechOpen, London*, 329-352.
- Jensen, P. A., Lambert, L. A., Iademarco, M. F., & Ridzon, R. (2005). Guidelines for preventing the transmission of *Mycobacterium tuberculosis* in health-care settings, 2005.
- Jinqi, L., & Houtian, L. (1992). Degradation of azo dyes by algae. *Environmental pollution*, 75(3), 273-278.

- Kalishwaralal, K., Banumathi, E., Pandian, S. R. K., Deepak, V., Muniyandi, J., Eom, S. H., & Gurunathan, S. (2009). Silver nanoparticles inhibit VEGF induced cell proliferation and migration in bovine retinal endothelial cells. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 73(1), 51-57.
- Kalpana, D., Velmurugan, N., Shim, J. H., Oh, B. T., Senthil, K., & Lee, Y. S. (2012). Biodecolorization and biodegradation of reactive Levafix Blue E-RA granulate dye by the white rot fungus *Irpex lacteus*. *Journal of Environmental Management*, 111, 142-149.
- Kandelbauer, A., & Guebitz, G. M. (2005). Bioremediation for the decolorization of textile dyes—a review. *Environmental chemistry: green chemistry and pollutants in ecosystems*, 269-288.
- Kaushik, G., Gopal, M., & Thakur, I. S. (2010). Evaluation of performance and community dynamics of microorganisms during treatment of distillery spent wash in a three stage bioreactor. *Bioresource technology*, 101(12), 4296-4305.
- Kaushik, P., & Malik, A. (2009). Fungal dye decolourization: recent advances and future potential. *Environment international*, 35(1), 127-141.
- Kaushik, P., & Malik, A. (2010). Effect of nutritional conditions on dye removal from textile effluent by *Aspergillus lentulus*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 26, 1957-1964. Kaushik, P., & Malik, A. (2013). Comparative performance evaluation of *Aspergillus lentulus* for dye removal through bioaccumulation and biosorption. *Environmental Science and Pollution Research*, 20, 2882-2892.
- Keck, A., Klein, J., Kudlich, M., Stolz, A., Knackmuss, H. J., & Mattes, R. (1997). Reduction of azo dyes by redox mediators originating in the naphthalenesulfonic acid degradation pathway of *Sphingomonas* sp. strain BN6. *Applied and Environmental Microbiology*, 63(9), 3684-3690.
- Khalaf, M. A. (2008). Biosorption of reactive dye from textile wastewater by non-viable biomass of *Aspergillus niger* and *Spirogyra* sp. *Bioresource Technology*, 99(14), 6631-6634.
- Khan, R., Bhawana, P., & Fulekar, M. H. (2013). Microbial decolorization and degradation of synthetic dyes: a review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 12, 75-97.
- Kim, S. J., & Shoda, M. (1999). Purification and characterization of a novel peroxidase from *Geotrichum candidum* Dec 1 involved in decolorization of dyes. *Applied and Environmental Microbiology*, 65(3), 1029-1035.
- Kitouni, M. (2007). Isolation of bacteria producing actinomycetes antibiotics from extreme ecosystems. Molecular identification of active strains and preliminary characterization of the developed substances. *Applied Microbiology Thesis, Mentouri Constantine University, Algeria*.
- Kondo, M. M., Arcos, M. A., & Grassi, M. T. (2002). Dissolved organic carbon determination using FIA and photo-fenton reaction. *Brazilian Archives of Biology and technology*, 45, 81-87.

- Lamari.N.L. (2006). Production de nouveaux antibiotiques du groupe des pyrrothines par une nouvelle espèce d'actinomycète, *Saccharothrix algeriensis*. Thèse de doctorat en biologie, option microbiologie, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, p.156.
- Lambert, S. D., Graham, N. J. D., Sollars, C. J., & Fowler, G. D. (1997). Evaluation of inorganic adsorbents for the removal of problematic textile dyes and pesticides. *Water science and technology*, 36(2-3), 173-180.
- Lang G, Cotteret J. (1999). Hair dye composition containing a laccase.
- Larpent J.P., Sanglier J.J. (1989). Biotechnologies des antibiotiques. Masson. Paris, 481
- Lemonnier et Viguier (1978). Les textiles et leurs entretiens. Edition Jaques Lanore.
- Levavasseur, L. (2007). *Suivi simultané de la consommation d'oxygène et de la consistance des pâtes de farine de blé à l'aide d'un pétrin instrumenté (le sitoxygraphe): tentative d'explication biochimique et rhéologique. Application à l'ajout de laccases* (Doctoral dissertation, AgroParisTech).
- Liers, C., Bobeth, C., Pecyna, M., Ullrich, R., & Hofrichter, M. (2010). DyP-like peroxidases of the jelly fungus *Auricularia auricula-judae* oxidize nonphenolic lignin model compounds and high-redox potential dyes. *Applied microbiology and biotechnology*, 85(6), 1869-1879.
- Liu X, Zhang J, Jiang J, Lib R, Xie Z, Li S., (2011). Isolement d'une souche *Candida* Capable de dégrader le bleu réactif 13 et la bioaugmentation des réacteurs discontinus.
- Lu L, Zeng G, Fana C, Rena W, Wang C, Zhao Q, Zhang J, Chen M, Chen A, Jiang M.,(2013). Caractérisation d'une oxydase multicopère de type laccase de *Streptomyces* sp. C1 dans l'agriculture déchets compost et enzymatique décoloration Des colorants Azoïques. *Biochem Ingénieur J* 72:70 – 76.
- Machczynski MC, Vijgenboom E., Samyn B. et Canters GW., 3 (9), (2004). Caractérisation de SLAC: une petite laccase de *Streptomyces coelicolor* avec une activité sans précédent, *Protein Sci.* 2388-2397.
- Mahajan, G. B., & Balachandran, L. (2012). Antibacterial agents from actinomycetes-a review. *Frontiers in Bioscience-Elite*, 4(1), 240-253.
- Maier, J., Kandelbauer, A., Erlacher, A., Cavaco-Paulo, A., & Gübitz, G. M. (2004). A new alkali-thermostable azoreductase from *Bacillus* sp. strain SF. *Applied and environmental microbiology*, 70(2), 837-844.
- Mane, U. V., Gurav, P. N., Deshmukh, A. M., & Govindwar, S. P. (2008). Degradation of textile dye reactive navy-blue Rx (Reactive blue-59) by an isolated Actinomycete *Streptomyces krainskii* SUK-5. *Malaysian Journal of Microbiology*, 4(2), 1-5.
- Marouf A., Reynaud J. 2007- La botanique de A à Z, Edition : Paris. 352p.
- Mathew, S., & Madamwar, D. (2004). Decolorization of reactive fast blue dye by bacterial consortium SV5. *Applied biochemistry and biotechnology*, 118, 371-381.
- McKay, G., Ramprasad, G., & Mowli, P. (1987). Desorption and regeneration of dye colours from low-cost materials. *Water Research*, 21(3), 375-377.

- Medvedev, Z. A., Crowne, H. M., & Medvedeva, M. N. (1988). Age related variations of hepatocarcinogenic effect of azo dye (3'-MDAB) as linked to the level of hepatocyte polyploidization. *Mechanisms of ageing and development*, 46(1-3), 159-174.
- Minussi, R. C., Pastore, G. M., & Durán, N. (2002). Potential applications of laccase in the food industry. *Trends in Food Science & Technology*, 13(6-7), 205-216.
- Molina-Guijarro, JM, Pérez Torres, J., Muñoz-Dorado, J., GuillénCarretero, F., Moya Lobo, R., Hernández Cutuli, M., et al., (2009). Détoxification des colorants azoïques par un nouveau pH -laccase polyvalente et résistante au sel de *Streptomyces ipomoea*. Sociedad Española de Microbiología.
- Moulinier, C. (2003). *Parasitologie et mycologie médicales: éléments de morphologie et de biologie*. Editions Médicales Internationales.
- Mueller, G. C., & Miller, J. A. (1949). The reductive cleavage of 4-dimethylaminoazobenzene by rat liver: The intracellular distribution of the enzyme system and its requirement for triphosphopyridine nucleotide. *Journal of Biological Chemistry*, 180(3), 1125-1136.
- Mukherjee, P., Ahmad, A., Mandal, D., Senapati, S., Sainkar, S. R., Khan, M. I., ... & Kumar, R. (2001). Bioreduction of AuCl₄⁻ ions by the fungus, *Verticillium* sp. and surface trapping of the gold nanoparticles formed. *Angewandte Chemie International Edition*, 40(19), 3585-3588.
- Nicklin, J., Graeme-Cook, K., & Killington, R. (2000). *L'essentiel en microbiologie*. Berti Editions.
- Nozet, H., & Majault, J. (1976). *Textiles chimiques: fibres modernes*. Eyrolles.
- Omura, S. (1992). Trends in the search for bioactive microbial metabolites. *Journal of industrial microbiology and biotechnology*, 10(3-4), 135-156.
- Pagga, U., & Brown, D. (1986). The degradation of dyestuffs: Part II Behaviour of dyestuffs in aerobic biodegradation tests. *Chemosphere*, 15(4), 479-491.
- Pandian, S. R. K., Deepak, V., Kalishwaralal, K., Viswanathan, P., & Gurunathan, S. (2010). Mechanism of bactericidal activity of Silver Nitrate-a concentration dependent bi-functional molecule. *Brazilian Journal of Microbiology*, 41, 805-809.
- Papadopoulou, K., Kalagona, I. M., Philippoussis, A., & Rigas, F. (2013). Optimization of fungal decolorization of azo and anthraquinone dyes via Box-Behnken design. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 77, 31-38.
- Paszczynski, A. (1991). New Approach to Improve Degradation of Recalcitrant Azo Dyes by *Streptomyces* spp. and *Phenochate chrysosporium*, *Enzyme Micro b*.
- Percy, A. J., Moore, N., & Chipman, J. K. (1989). Formation of nuclear anomalies in rat intestine by benzidine and its biliary metabolites. *Toxicology*, 57(2), 217-223.
- Perry J.J., Staley J.T., et Lory S. (2004). *Microbiologie*. Paris, Dunod. Pp. 497-498.
- Pierre, F. (2000). Le grain de blé: Composition et utilisation. *Edition Quae. INRA. Paris*.
- Priyaragini Veena S, Swetha D, Karthik L, Kumar G, Rao KVB., (2013). Évaluation de l'efficacité de l'extrait d'actinobactéries marin et de sa nano particule de dioxyde de titane

- médiée dans la dégradation des colorants azoïques. *J Environ Sci*.doi: 10.1016/S1001-0742 (13) 60470-2
- Radwan, S. S., Barabás, G., Sorkhoh, N. A., Damjanovich, S., Szabó, I., Szöllösi, J., ... & Szabó, I. M. (1998). Hydrocarbon uptake by *Streptomyces*. *FEMS Microbiology Letters*, 169(1), 87-94.
 - Rajhans, G., Barik, A., Sen, S. K., Masanta, A., Sahoo, N. K., & Raut, S. (2021). Mycoremediation and toxicity assessment of textile effluent pertaining to its possible correlation with COD. *Scientific Reports*, 11(1), 15978.
 - Ramalho, P. A., Cardoso, M. H., Cavaco-Paulo, A., & Ramalho, M. T. (2004). Characterization of azo reduction activity in a novel ascomycete yeast strain. *Applied and environmental microbiology*, 70(4), 2279-2288.
 - Ramalho, P. A., Scholze, H., Cardoso, M. H., Ramalho, M. T., & Oliveira-Campos, A. M. (2002). Improved conditions for the aerobic reductive decolourisation of azo dyes by *Candida zeylanoides*. *Enzyme and Microbial Technology*, 31(6), 848-854.
 - Ramalho, P. A. (2005). Degradation of dyes with microorganisms: studies with ascomycete yeasts.
 - Raven P.H., Evert F. et Eichhorn Susan E. 2000. Biologievégétale, Edition : Paris. 968p.
 - Rehn, L. (1895). Blasengeschwulste bei Fuchsin-Arbeitern. *Arch Klin Chir*, 50, 588-600.
 - Ren, S., Guo, J., Zeng, G., & Sun, G. (2006). Decolorization of triphenylmethane, azo, and anthraquinone dyes by a newly isolated *Aeromonas hydrophila* strain. *Applied microbiology and biotechnology*, 72, 1316-1321.
 - Roberts, J. N., Singh, R., Grigg, J. C., Murphy, M. E., Bugg, T. D., & Eltis, L. D. (2011). Characterization of dye-decolorizing peroxidases from *Rhodococcus jostii* RHA1. *Biochemistry*, 50(23), 5108-5119.
 - Robinson, T., McMullan, G., Marchant, R., & Nigam, P. (2001). Remediation of dyes in textile effluent: a critical review on current treatment technologies with a proposed alternative. *Bioresource technology*, 77(3), 247-255.
 - Rodriguez Couto S (2009a) Enzymatic biotransformation of synthetic dyes. *Curr Drug Metab* 10:1048–1054
 - Couto, S. R., & Herrera, J. L. T. (2006). Industrial and biotechnological applications of laccases: a review. *Biotechnology advances*, 24(5), 500-513.
 - Rodriguez, E., Pickard, M. A., & Vazquez-Duhalt, R. (1999). Industrial dye decolorization by laccases from ligninolytic fungi. *Current microbiology*, 38(1), 27-32.
 - Rollog, M., Cook, N. J., Guagliardo, P., Ehrig, K., Gilbert, S. E., & Kilburn, M. (2019). Intermobility of barium, strontium, and lead in chloride and sulfate leach solutions. *Geochemical Transactions*, 20(1), 1-23.
 - Roure, M., Delattre, P., & Froger, H. (1992). Composition for an enzymic coloration of keratin fibres, especially for hair and its use in a dyeing process. *Eur Pat Appl EP0504005*, 3.

- Ruan, J. (2013). Bergey's Manual of Systematic Bacteriology Volume 5 and the study of Actinomycetes systematic in China. *Wei sheng wu xue bao= Acta microbiologica Sinica*, 53(6), 521-530.
- Ryu, D. D., & Mandels, M. (1980). Cellulases: biosynthesis and applications. *Enzyme and Microbial Technology*, 2(2), 91-102.
- Sahasrabudhe, M., & Pathade, G. (2013). *Biodegradation of azo dye CI Reactive Orange 16 by an actinobacterium Georgenia sp.* CC-NMPT-T3. *Intl J Adv Res* 1: 91–99.
- Saratale, R. G., Saratale, G. D., Chang, J. S., & 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.
- Sarayu, K., & Sandhya, S. (2012). Current technologies for biological treatment of textile wastewater—a review. *Applied biochemistry and biotechnology*, 167, 645-661.
- Scheibner, M., Hülsdau, B., Zelena, K., Nimitz, M., De Boer, L., Berger, R. G., & Zorn, H. (2008). Novel peroxidases of *Marasmius scorodoni* degrade β -carotene. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 77, 1241-1250.
- Schliephake, K., Mainwaring, D. E., Lonergan, G. T., Jones, I. K., & Baker, W. L. (2000). Transformation and degradation of the disazo dye Chicago Sky Blue by a purified laccase from *Pycnoporus cinnabarinus*. *Enzyme and Microbial Technology*, 27(1-2), 100-107.
- ScribanR. (1993). *Biotechnologie. Technique de documentation-Lavoisier* (éd) 4:32-690.
- Shahzadi, M., Bokhari, T. H., Nazish, N., Usman, M., Ezzine, S., Alwadai, N., ... & Abbas, M. (2022). Degradation of Reactive Yellow 18 Using Ionizing Radiation Based Advanced Oxidation Processes: Cytotoxicity, Mutagenicity and By-Product Distribution. *Water*, 14(11), 1688.
- Sharma, M. K., & Sobti, R. C. (2000). Rec effect of certain textile dyes in *Bacillus subtilis*. *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*, 465(1-2), 27-38.
- Shaul, G. M., Holdsworth, T. J., Dempsey, C. R., & Dostal, K. A. (1991). Fate of water soluble azo dyes in the activated sludge process. *Chemosphere*, 22(1-2), 107-119.
- Sheikpranbabu, S., Kalishwaralal, K., Venkataraman, D., Eom, S. H., Park, J., & Gurunathan, S. (2009). Silver nanoparticles inhibit VEGF-and IL-1 β -induced vascular permeability via Src dependent pathway in porcine retinal endothelial cells. *Journal of nanobiotechnology*, 7, 1-12.
- Shweta, A. (2012). Cellulases of bacterial origin and their applications: A review. *International Journal of Science and Research*, 3(10), 1652.
- Singh, L., & Singh, V. P. (2014). Textile dyes degradation: a microbial approach for biodegradation of pollutants. In *Microbial degradation of synthetic dyes in wastewaters* (pp. 187-204). Cham: Springer International Publishing.
- Singh, L. (2017). Biodegradation of synthetic dyes: a mycoremediation approach for degradation/decolourization of textile dyes and effluents. *J Appl Biotechnol Bioeng*, 3(5), 430-435..

- Singh, L., & Singh, V. P. (2014). Textile dyes degradation: a microbial approach for biodegradation of pollutants. In *Microbial degradation of synthetic dyes in wastewaters* (pp. 187-204). Cham: Springer International Publishing.
- Singh, S., & Pakshirajan, K. (2010). Enzyme activities and decolourization of single and mixed azo dyes by the white-rot fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 64(2), 146-150.
- Skálová, T., Dohnálek, J., Østergaard, L. H., Østergaard, P. R., Kolenko, P., Dušková, J., ... & Hašek, J. (2009). The structure of the small laccase from *Streptomyces coelicolor* reveals a link between laccases and nitrite reductases. *Journal of molecular biology*, 385(4), 1165-1178.
- Solano, G., Rojas-Jiménez, K., Jaspars, M., & Tamayo-Castillo, G. (2009). Study of the diversity of culturable actinomycetes in the North Pacific and Caribbean coasts of Costa Rica. *Antonie Van Leeuwenhoek*, 96, 71-78.
- Solís, M., Solís, A., Pérez, H. I., Manjarrez, N., & Flores, M. (2012). Microbial decolouration of azo dyes: a review. *Process Biochemistry*, 47(12), 1723-1748.
- EI, S., UM, S., & TE, M. (1996). Multicopper oxidases and oxygenases. *Chem Rev*, 96, 2563-2605 Stams.
- Solomon, E. I., Sundaram, U. M., Machonkin, T. E., & Oxidases, M. (1996). Oxygenases Chem.
- Solozhenko, E. G., Soboleva, N. M., & Goncharuk, V. V. (1995). Decolourization of azodye solutions by Fenton's oxidation. *Water Research*, 29(9), 2206-2210.
- Spadaro, J. T., Gold, M. H., & Renganathan, V. (1992). Degradation of azo dyes by the lignin-degrading fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and environmental microbiology*, 58(8), 2397-2401.
- Spadaro, J. T., Gold, M. H., & Renganathan, V. (1992). Degradation of azo dyes by the lignin-degrading fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and environmental microbiology*, 58(8), 2397-2401.
- Specht K., Platzek T., Textile dyes and finishes - Remarks to toxicological and analytical aspects, Deut. Lebensm.-Rundsch. 91 (1995) 352-359. (Specht et Platzek, 1995)
- Srinivasan, A., & Viraraghavan, T. (2010). Decolorization of dye wastewaters by biosorbents: a review. *Journal of environmental management*, 91(10), 1915-1929.
- Stackebrandt, E., Rainey, F. A., & Ward-Rainey, N. L. (1997). Proposal for a new hierarchic classification system, Actinobacteria classis nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 47(2), 479-491.
- Woese, C. R., Stackebrandt, E., Weisburg, W. G., Paster, B. J., Madigan, M. T., Fowler, V. J., ... & Fox, G. E. (1984). The phylogeny of purple bacteria: the alpha subdivision. *Systematic and Applied Microbiology*, 5(3), 315-326.
- Stackebrandt, E., & Schumann, P. (2000). Description of *Bogoriellaceae* fam. nov., *Dermacoccaceae* fam. nov., *Rarobacteraceae* fam. nov. and *Sanguibacteraceae* fam. nov. and emendation of some families of the suborder Micrococccineae. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*, 50(3), 1279-1285.

- Stoj, C. S., & Kosman, D. J. (2005). Copper proteins: oxidases, ed. RB King, Encyclopedia of Inorganic Chemistry Vol II.
- Stutzenberger, F. J. (1972). Cellulolytic activity of *Thermomonospora curvata*: optimal assay conditions, partial purification, and product of the cellulase. *Applied Microbiology*, 24(1), 83-90.
- Subramani, R., & Aalbersberg, W. (2013). Culturable rare Actinomycetes: diversity, isolation and marine natural product discovery. *Applied microbiology and biotechnology*, 97, 9291-9321.
- Suzuki, T., Endo, K., Ito, M., Tsujibo, H., Miyamoto, K., & Inamori, Y. (2003). A thermostable laccase from *Streptomyces lavendulae* REN-7: purification, characterization, nucleotide sequence, and expression. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry*, 67(10), 2167-2175.
- Suzuki, Y., Yoda, T., Ruhul, A., & Sugiura, W. (2001). Molecular cloning and characterization of the gene coding for azoreductase from *Bacillus* sp. OY1-2 isolated from soil. *Journal of biological chemistry*, 276(12), 9059-9065.
- Swamy, J., & Ramsay, J. A. (1999). Effects of glucose and NH₄⁺ concentrations on sequential dye decoloration by *Trametes versicolor*. *Enzyme and Microbial Technology*, 25(3-5), 278-284.
- Swann, E. C., Frieders, E. M., & McLaughlin, D. J. (1999). Microbotryum, Kriegeria and the changing paradigm in basidiomycete classification. *Mycologia*, 91(1), 51-66.
- Tan, C. Y., Li, M., Lin, Y. M., Lu, X. Q., & Chen, Z. L. (2011). Biosorption of Basic Orange from aqueous solution onto dried *A. filiculoides* biomass: Equilibrium, kinetic and FTIR studies. *Desalination*, 266(1-3), 56-62.
- Taskin, M., & Erdal, S. (2010). Reactive dye bioaccumulation by fungus *Aspergillus niger* isolated from the effluent of sugar fabric-contaminated soil. *Toxicology and industrial health*, 26(4), 239-247.
- Mallevalle, J., des eaux-Dumez, L., Odendaal, P. E., Wiesner, M. R., & South Africa Water Research Commission. (1996). *Water treatment membrane processes*. McGraw-Hill Professional.
- Thompson, A. H., Katz, A. J., & Krohn, C. E. (1987). The microgeometry and transport properties of sedimentary rock. *Advances in physics*, 36(5), 625-694.
- Tiunova, N.A , Kobzeva, N.Ya. (1982) Endo-1, 3-glucanase from *Actinomyces cellulosa*. *Biokhimiya*. 46:1175-1182.
- Tortora G. J., Funk B. R. et Case C. L. 2007. Microbiology air Introduction. Edition du Renouveau Pedagogique Inc. Saint-Laurent. 945 p.
- Tragneg, M.T. suiclan, *Water RES.* 23 (1989) 267-273
- Tsuda, S., Matsusaka, N., Madarame, H., Ueno, S., Susa, N., Ishida, K., ... & Sasaki, Y. F. (2000). The comet assay in eight mouse organs: results with 24 azo compounds. *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*, 465(1-2), 11-26.

- Uchikoba, T., Mase, T., Arima, K., Yonezawa, H., & Kaneda, M. (2001). Isolation and characterization of a trypsin-like protease from *Trichoderma viride*.
- van Bloois, E., Torres Pazmiño, D. E., Winter, R. T., & Fraaije, M. W. (2010). A robust and extracellular heme-containing peroxidase from *Thermobifida fusca* as prototype of a bacterial peroxidase superfamily. *Applied microbiology and biotechnology*, 86, 1419-1430.
- Van der Bruggen, B., Lejon, L., & Vandecasteele, C. (2003). Reuse, treatment, and discharge of the concentrate of pressure-driven membrane processes. *Environmental science & technology*, 37(17), 3733-3738.
- Vandevivere, P. C., Bianchi, R., & Verstraete, W. (1998). Treatment and reuse of wastewater from the textile wet-processing industry: Review of emerging technologies. *Journal of Chemical Technology & Biotechnology: International Research in Process, Environmental AND Clean Technology*, 72(4), 289-302.
- Volesky, B., & Holan, Z. R. (1995). Biosorption of heavy metals. *Biotechnology progress*, 11(3), 235-250.
- Waldron, C. R., Becker-Vallone, C. A., & Eveleigh, D. E. (1986). Isolation and characterization of a cellulolytic actinomycete *Microbispora bispora*. *Applied microbiology and biotechnology*, 24, 477-486.
- Wang, B. E., & Hu, Y. Y. (2008). Bioaccumulation versus adsorption of reactive dye by immobilized growing *Aspergillus fumigatus* beads. *Journal of Hazardous Materials*, 157(1), 1-7.
- Wang, J., Guo, B., Zhang, X., Zhang, Z., Han, J., & Wu, J. (2005). Sonocatalytic degradation of methyl orange in the presence of TiO₂ catalysts and catalytic activity comparison of rutile and anatase. *Ultrasonics sonochemistry*, 12(5), 331-337.
- Wang XS, Chen JP., (2009). Élimination du colorant rouge congo des solutions aqueuses par l'algue marine *Porphyra yezoensis* Ueda. *Nettoyer* 37: 793 – 798
- Wayne, L. G., Brenner, D. J., Colwell, R. R., Grimont, P. A. D., Kandler, O., Krichevsky, M. I., ... & Truper, H. G. (1987). Report of the ad hoc committee on reconciliation of approaches to bacterial systematics. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 37(4), 463-464.
- Weber, B.M. Vanvillet, In : Activated carbon adsorption of organic from the aqueous phase ,Ed.I.H.Suffet ,M.J.Mc Guirel.1998 (Weber et al.,1998)
- Welham, A. (2000). The theory of dyeing (and the secret of life). *Journal of the Society of Dyers and Colourists*, 116(5), 140-3.
- Vanhulle, S., Trovaslet, M., Enaud, E., Lucas, M., Taghavi, S., Van der Lelie, D., ... & Corbisier, A. M. (2008). Decolorization, cytotoxicity, and genotoxicity reduction during a combined ozonation/fungal treatment of dye-contaminated wastewater. *Environmental Science & Technology*, 42(2), 584-589.
- Wuhrmann, K., Mechsner, K. L., & Kappeler, T. H. (1980). Investigation on rate—determining factors in the microbial reduction of azo dyes. *European journal of applied microbiology and biotechnology*, 9, 325-338.

- Xin, B., Chen, G., & Zheng, W. (2010). Bioaccumulation of Cu-complex reactive dye by growing pellets of *Penicillium oxalicum* and its mechanism. *Water Research*, 44(12), 3565-3572.
- Yatome, C., Ogawa, T., Hayashi, H., & Ogawa, T. (1991). Microbial reduction of azo dyes by several strains. *Journal of Environmental Science & Health Part A*, 26(4), 471-485
- Yatome C, Ogawa T, Matsui M., (1991). Dégradation du cristal violet par *Bacillus*
- Yatome C, Ogawa T, Matsui M., (1991). Dégradation du cristal violet par *Bacillus*
- Zhou, W., & Zimmermann, W. (1993). Decolorization of industrial effluents containing reactive dyes by actinomycetes. *FEMS Microbiology letters*, 107(2-3), 157-161.
- Zhang, F., Yediler, A., Liang, X., & Kettrup, A. (2004). Effects of dye additives on the ozonation process and oxidation by-products: a comparative study using hydrolyzed CI Reactive Red 120. *Dyes and pigments*, 60(1), 1-7.
- Zhou, W., & Zimmermann, W. (1993). Decolorization of industrial effluents containing reactive dyes by actinomycetes. *FEMS Microbiology letters*, 107(2-3), 157-161.
- Zollinger, H. (1987). Azo dyes and pigments. *Colour Chemistry-Synthesis, Properties and Applications of Organic Dyes and Pigments*, 92-100.
- Zulkifili, A. N. B. (2018). Alkali Metal Bismuthate and Bismuth Vanadate Microstructure for Visible Light Driven Photocatalytic Activity. *PHỤ LỤC Phụ lục*, 2.

ANNEXES

ANNEXE I

Tableau 5 : Les différentes classes, ordres et familles du phylum des actinobactéries (Goodfellow *et al.*, 2012).

Classes	Ordres	Familles
<i>Actinobacteria</i>	<i>Actinomycetales</i>	<i>Actinomycetaceae</i>
	<i>Actinopolysporales</i>	<i>Actinopolysporaceae</i>
	<i>Bifidobacteriales</i>	<i>Bifidobacteriaceae</i>
	<i>Catenulisporales</i>	<i>Catenulisporaceae, Actinospicaceae</i>
	<i>Corynebacteriales</i>	<i>Corynebacteriaceae, Dietziaceae, Mycobacteriaceae, Nocardiaceae, Segniliparaceae, Tsukamerullaceae</i>
	<i>Frankiales</i>	<i>Frankiaceae, Acidothermaceae, Cryptosporangiaceae, Geodermatophilaceae, Nokamurellaceae</i>
	<i>Glycomycetales</i>	<i>Glycomycetaceae</i>
	<i>Jiangellales</i>	<i>Jiangellaceae</i>
	<i>Kineosporales</i>	<i>Kineosporaceae</i>
	<i>Micrococcales</i>	<i>Micrococcaceae, Beutenbergiaceae, Bogoriellaceae, Brevibacteriaceae, Cellulomonadaceae, Dermabacteriaceae, Dermacoccaceae, Dermatophilaceae, Intrasporangiaceae, Jonesiaceae, Micobacteriaceae, Promicomonosporaceae, Rarobacteriaceae, Ruaniaceae, Sanguibacteraceae</i>
	<i>Micromonosporales</i>	<i>Micromonosporaceae</i>
	<i>Propionibacteriales</i>	<i>Propionibacteriaceae, Nocardidoidaceae</i>
	<i>Pseudonocardiales</i>	<i>Pseudonocardiaceae</i>
	<i>Streptomycetales</i>	<i>Streptomycetaceae</i>
<i>Streptosporangiales</i>	<i>Streptosporangiaceae, Nocardiopeceae, Thermomonosporaceae</i>	
<i>Acidimicrobiia</i>	<i>Acidimicrobiales</i>	<i>Actinomicrobiaceae, Lamiaceae</i>
<i>Coriobacteriia</i>	<i>Coriobacteriales</i>	<i>Coriobacteriaceae</i>
<i>Nitriliruptoria</i>	<i>Nitriliruptorales</i>	<i>Nitriliruptoraceae</i>
	<i>Euzebyales</i>	<i>Euzebyaceae</i>
<i>Rubrobacteria</i>	<i>Rubrobacterales</i>	<i>Rubrobacteraceae</i>
<i>Thermoleophilia</i>	<i>Thermoleophilales</i>	<i>Thermophilaceae</i>
	<i>Solirubrobacterales</i>	<i>Solirubrobacteraceae, Conexibacteraceae, Patulibacteraceae</i>

Tableau 6 : La classification des champignons (Archambault,2019) :

Sous-Règne	Embranchement	Ss-embranchement	Classe	Ordre		
Basal Fungi	Microsporidia; pas de rang taxonomique précis; groupe proche des Cryptomycota					
	Cryptomycota					
	Chytridiomycota	Chytridiomycetes		Chytridiales Rhizophydiales Spizellomycetales		
		Monoblepharidomycetes		Monoblepharidales		
		Neocallimastigomycetes		Neocallimastigales		
	Blastocladiomyco	Blastocladiomycetes		Blastocladiiales		
	Zoopagomycota	Zoopagomycotina		Zoopagales		
		Kickxellomycotina		Kickxellales Dimargaritales Harpellales Asellariales		
		Entomophthoromycotina		Entomophthorales Basidiobolales		
	Mucoromycota	Glomeromycotina		Glomeromycetes		
Mortierellomycotina		Mortierellales				
Mucoromycotina		Endogonales Umbelopsidales				
Dikarya	Ascomycota	Taphrinomycotina	Taphrinomycetes	Taphrinales		
			Neoelectomycetes	Neoelectales		
			Pneumocystidomycetes	Pneumocystidales		
			Schizosaccharomycetes	Schizosaccharomycetales		
			Archaeorhizomycetes	Archaeorhizomycetales		
		Saccharomycotina	Saccharomycetes	Saccharomycetales		
		Pezizomycotina	Arthoniomycetes	Arthoniales		
			Dothideomycetes	Capnodiales Dothideales Myriangiales Pleosporales Botryosphaeriales Hysteriales Patellariales Jahnulales		
			Eurotiomycetes	Chaetothyriales Pyrenulales Verrucariales Coryneliales Eurotiales Onygenales Mycocaliciales		
			Laboulbeniomycetes	Laboulbeniales Pyxidiophorales		
			Lecanoromycetes	Acarosporales Lecanorales Peltigerales Teloschistales Agyriales Baeomycetales Ostropales Pertusariales Candelariales Umbilicariales		
			Coniocybomycetes			
			Xylonomycetes			
			Leotiomycetes	Cyttariales Erysiphales Helotiales Rhytismatales Thelebolales		
			Lichinomycetes	Lichinales		
			Orbiliomycetes	Orbiliales		
			Pezizomycetes	Pezizales		
			Sordariomycetes	Coronophorales Hypocreales Melanosporales Microascales Boliniales Calosphaeriales Chaetosphaeriales Coniochaetales Diaporthales Ophiostomatales Sordariales Xylariales Calosphaeriales Lulworthiales Meliolales Phyllachorales Trichosphaeriales Lahmiales Medeolariales Triblidiales		
			Basidiomycota	Pucciniomycotina	Pucciniomycetes	Septobasidiales Pachnocybales Helicobasidiales Platygloaeales Pucciniales
					Cystobasidiomycetes	Cystobasidiales Erythrobasidiales Naohideales
					Agaricostilbomycetes	Agaricostilbales
		Microbotryomycetes			Heterogastridiales Kriegeriales Microbotryales Leucosporidiales Microbotryales Sporidiobolales	
		Atractiellomycetes			Atractiellales	
Classiculomycetes	Classiculales					
Mixiomycetes	Mixiales					
Spiculogloeomycetes	Spiculogloeales					

		Tritirachiomycet	Tritirachiales
	Ustilaginomycotina	Ustilaginomycetes	Urocystales Ustilaginales
		Exobasidiomycetes	Doassansiales Entylomatales Exobasidiales Georgefischeriales Microstromatales Tilletiales Georgefischeriales Golubeviales Robbaueriales
		Malasseziomycetes	Malasseziales
		Moniliellomycetes	Moniliellales
	Agaricomycotina	Tremellomycetes	Cystofilobasidiales Filobasidiales Tremellales Holtermanniales Trichosporonales
		Dacrymycetes	Dacrymycetales Unilacrymales
		Agaricomycetes	Agaricales Atheliales Boletales Amylocorticiales Gomphales Lepidostromatales Geastrales Hysterangiales Phallales Auriculariales Cantharellales Corticiales Gloeophyllales Hymenochaetales Polyporales Russulales Sebaciniales Thelephorales Trechisporales Jaapiales Stereopsidales
	Wallemiomycotina	Wallemiomycetes	Wallemiales

Tableau 7 : Quelques souches productrices de laccases ayant une action décolorante sur les colorants synthétiques :

Souche productrice	ph optimale	Reference
<i>Streptomycesipomoea</i>	60 ° C	Molina-Guijarro <i>et al.</i> , (2009)
<i>Streptomyceslavendulae</i>	50 ° C	Suzuki <i>et al.</i> (2003), Machczynski <i>et al.</i> (2004)
<i>Streptomycessviceus</i>	Haute température, milieu alcalin, grande variation de pH	Gunne et Urlacher (2012)
<i>Streptomycesgriseus</i>	40 ° C	Endo <i>et al.</i> , (2003)
Streptomyces sp.	40 ° C Milieu alcalin, haute température	Lu <i>et al.</i> ,(2013)
<i>Streptomycescoelicolor</i>	60 ° C	Dube <i>et al.</i> ,(2008), Skalova <i>et al.</i> , (2009)

Tableau 8: Comparaison entre les différents mécanismes d'élimination des colorants par les champignons (Fernández *et al.*, 2010).

Biosorption	Bioaccumulation	Biodégradation
Processus passif	Processus actif	Processus actif
La biomasse n'est pas vivante	La biomasse est vivante	La biomasse est vivante
Les molécules de colorant sont liées à la surface cellulaire	Les molécules de colorant sont liées à la surface et à l'intérieur cellulaires	Les molécules de colorant sont dégradées par les enzymes
Adsorption	Absorption	Dégradation/adsorption extracellulaire suivie d'une dégradation
Processus réversible	Processus partiellement réversible	Processus irréversible
Les nutriments ne sont pas nécessaires	Les nutriments sont nécessaires	Des nutriments sont nécessaires (conditions limitant l'azote favorables)
Processus en une seule étape	Processus en deux étapes	Processus en deux étapes
Le rythme est rapide	Le rythme est lent	Le rythme est lent
Non contrôlé par le métabolisme	Contrôlé par le métabolisme	Contrôlé par le métabolisme
Aucun danger d'effet toxique	Danger d'effets toxiques causés par les contaminants	Interférence par des contaminants, les sous produits peuvent être toxiques
Pas de croissance cellulaire	La croissance cellulaire se produit	La croissance cellulaire se produit

Tableau 9 : Différents types de nanoparticules synthétisées par diverses souches d'actinomycètes.

Type de Np	Souches productrices	Références
Argent	Streptomyces sp.VITPK1 Actinomycetes sp Streptomyces sp. LK3 Nocardiosis sp. MBRC-1 Thermoactinomyces sp Rhodococcus sp.	Sanjenbam <i>et al.</i> , 2014 Sunitha <i>et al.</i> , 2014 Karthik <i>et al.</i> , 2014 Manivasagan <i>et al.</i> , 2013 Deepa <i>et al.</i> , 2013 Otari <i>et al.</i> , 2012
Or	Streptomyces hygrosopicus Nocardia farcinica Thermoactinomycete spp. 44Th, Thermomonospora spp. 67Th Rhodococcus sp.	Waghmare <i>et al.</i> , 2014 Oza et al. <i>et al.</i> , 2012 Kalabegishvili <i>et al.</i> , 2013 Ahmad <i>et al.</i> , 2003b; 2003c
Zinc	Streptomyces sp.	Rajamanickam <i>et al.</i> , 2012
Zinc/Cuivre	Streptomyces sp.	Usha <i>et al.</i> , 2010
Zinc/Manganèse	Streptomyces sp.	Waghmare <i>et al.</i> , 2011

Tableau 10 :Quelques types de nanoparticules synthétisées par diverses souches de moisissures .

Type de Np	Souches productrices	Références
Argent	<i>Aspergillus niger</i> <i>Neurospora crassa</i> <i>Pycnoporus sanguineus</i> <i>Schizophyllum commune</i> <i>Cladosporium</i> <i>cladosporioides</i>	Jaidev et Narasimha ,2010 Castro-Longoria <i>et al.</i> , 2011 Chan and Mat Don , 2013 Chan and Mat Don ,2013 Balaji <i>et al.</i> , 2009
Or	<i>Fusarium acuminatum</i>	Tidke <i>et al.</i> ,2014

	<i>Fusarium oxysporum</i>	Thakker <i>et al.</i> ,2013
Platine	<i>Fusarium oxysporum</i>	Riddin <i>et al.</i> ,2006
dioxyde de zirconium	<i>Fusarium oxysporum</i>	Bansal <i>et al.</i> , 2006
Oxide de zinc	<i>Fusarium proliferatum</i>	Mohamed <i>et al.</i> ,2019

Tableau 11 : Effets mutagènes et/ou carcinogènes de certains colorants azoïques(Ben Mansour *et al.*,2011).

Colorants azoïques	Effet mutagène et/ou carcinogène	Références
Soudan I : mono azoïque Soudan II Soudan III diazoïque Soudan IV Rouge de Para	Mutagène et carcinogène Carcinogène Carcinogénicité non évaluée Mutagène Mutagène et carcinogène	CHEN (2006)
Colorant azoïques à base de benzidine : vert direct1 ; noire directe 38 ; rouge direct 17 ; rouge directe 28 ; bleue directe 2	Carcinogènes	GOLKA <i>et al.</i> (2004)
Bleu disperse 373 ; violet disperse 93 et orange disperse 37	Très mutagènes et carcinogènes	ALVES DE LIMA <i>et al.</i> (2007)
N,N-diméthyl-4-aminobenzène et N-méthyle-4-aminoazobenzène	Très mutagènes et carcinogènes	YAHAGI <i>et al.</i> (1975)
Rouge de méthyle et Jaune de méthyle	Très mutagènes	CHUNG <i>et al.</i> (1981)
Bleu disperse 291	Mutagène	UMBUZEIRO <i>et al.</i> (2005)
3-méthyl-diaminoazobenzène	Carcinogène	MEDVEDEV <i>et al.</i> (1988)
Orange de méthyle	Mutagène	QUILLARDET et HOFNUNG (1993) ; BEN MANSOUR <i>et al.</i> (2009a)
Acide violet 7	Mutagène et carcinogène	BEN MANSOUR <i>et al.</i> (2009b,c) ; BEN MANSOUR <i>et al.</i> (2010)

Annexes II

1. Appareillage

Autoclave



Bain - marie



Centrifuges



Etuves



Plaque chauffante et agitateur magnétique



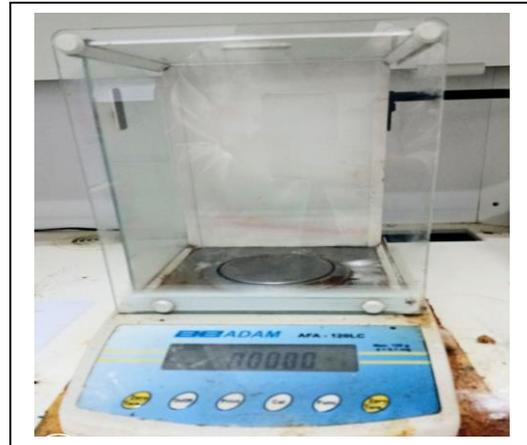
PH mètre



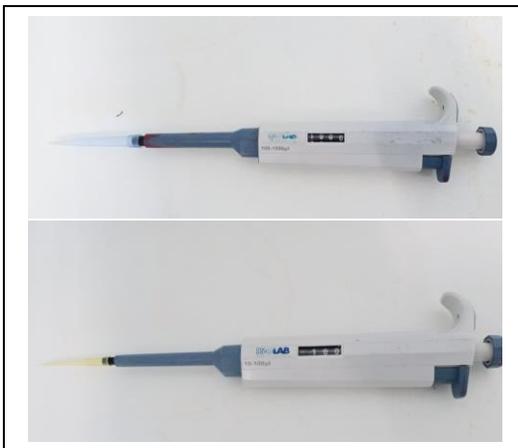
Balance électronique



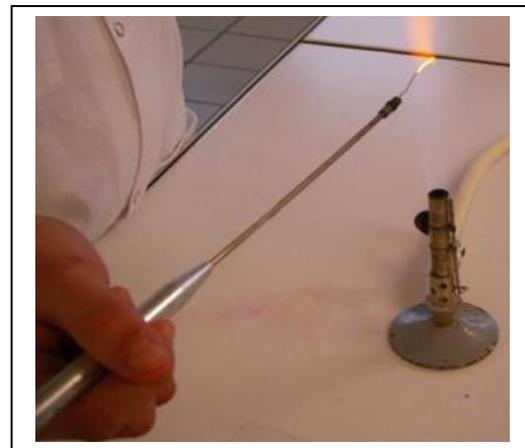
Balance analytique de précision



Micropipettes



anse de platine



Four pasteur



Spectromètre (UV)



cuve en verre et en plastique



filtre



seringue



Microscope



3. Les milieux de culture utilisés :

Milieu CSA :

- Amidon : 10g/l
 - Caséine : 0,3g/l
 - KNO_3 : 2g/l
 - NaCl : 2g/l
 - K_2HPO_4 : 2g/l
 - MgSO_4 : 0,05g/l
 - CaCO_3 : 0,02g/l
 - FeSO_4 : 0,01g/l
 - Agar : 18g/l
- Ph=7,3(Arumugam, T.,et al, 2017).

Milieu MSM pour actinomycètes :

- $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$: 0,1g/l
 - $\text{MgSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$: 0,1g/l
 - NaCl : 0,3g/l
 - CaCO_3 : 0,02g/l
 - Extrait de levure : 1g/l
- Ph : 7,2

Milieu ISP2 :

- extrait de levure : 4g /l
 - Glucose : 4g /l
 - Extrait de malt : 10g /l
- Ph= 7,2(Arumugam, T.,et al, 2017).

Milieu CDM :

- Extrait de levure : 0,06 %
 - glucose : 1 %
 - $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$: 0,1 %
 - K_2HPO_4 :0,2 %
 - $\text{MgSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$:0,01 %
 - KH_2PO_4 :0,07 %
 - Agar : 18/1 %
- Ph= 6,5 (Aspiguillus mediated2021)

Milieu GYEA :

- Glycérol : 1g/l
 - Agar : 18g/l
 - Peptone : 3g/l
 - Extrait de levure : 0,4g/l
 - K_2HPO_4 : 0,02g/l
- Ph= 7,2(Preethi, S. & Pathy,2020)

Milieu MSM pour champignons :

- $\text{MgSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$: 0,1g/l
 - NaCl : 0,5g/l
 - CaCl_2 : 0,02g/l
 - MnSO_4 : 1,1g/l
 - Fe SO_4 : 0,14g/l
 - $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$: 0,6g/l
 - $\text{K}_2 \text{Hpo}_4$: 1,36g/l
 - CuSo_4 : 0,2g/l
 - ZnSo_4 :0,2g/l
- Ph= 6,5(Sinha et Osborne,2016)

Milieu OA Medium :

- Extrait de levure : 2,5g/l
 - Flacon d'avoine : 60g/l
 - K_2HPO_4 : 1g/l
 - KCL : 0,5g/l
 - $\text{MgSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$: 0,5g/l
 - Fe So_4 : 0,01g/l
 - Agar : 17g/l
- Ph=7,2

Milieu HV :

-L'acide humique 1g

-Na₂HPO₄= 0.5g, KCl= 1.71g

-MgSO₄.7H₂O= 0.05g

-FeSO₄.7H₂O = 0.01g

-CaCO₃= 0.02g

- [B-vitamines=0.5mg de chacun de thiamine-HCl, riboflavine, niacine, pyridoxine-HCl, inositol, Ca-pantothenate, acide p-aminobenzoïque, et 0.25mg de biotine.

** Les vitamines B et la cycloheximide sont stérilisés par filtration],50mg de la cycloheximide, 18g d'agars, 1L d'eau distillée

pH = 7.2. .(Microbispora,et al, 1987).

Milieu Extrait de levure- glycérol:

-Glycérol 1.0 g,

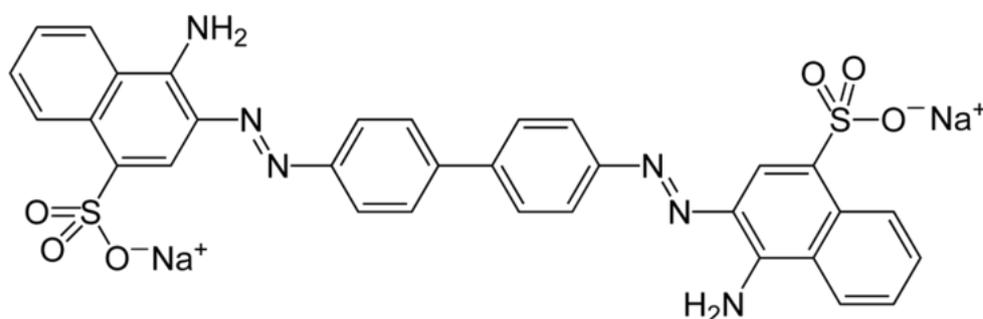
-Extrait de levure 0.4 g,

-K₂HPO₄0.02 g,

-Peptone 3.0 g, eau marine Filtrée 50% et eau distillée 50%.(Preethi,et al, May 2020)

Annexe III:

1. Colorant rouge de Congo :

Figure .Structure chimique de Rouge Congo (formule chimique: $C_{32}H_{22}N_6O_6S_2Na_2$) (Bahia, 2015) .

- Les Propriétés physiques et chimiques du Rouge Congo

Tableau I.5. Propriétés chimiques du Rouge Congo (Bahia, 2015) .

Nom chimique	3,3'-[[1,1'-biphényl]-4,4'-divl(bis(azo))]bis(4 aminonaphthalene-1-sulfonate) de disodium
Nombre de C.A.E	573-58-0
Index de Couleur :C. C.I	22120
Synonyme	Direct Red 28
Formule chimique	$C_{32}H_{22}N_6O_6S_2Na_2$
Poids moléculaire (g.mol-1)	696.663
λ max (nm)	500

Tableau I.6. Propriétés physiques du Rouge Congo (Ouelaa, 2018).

T° fusion	>360 °C
Pression	760 mmHg
Solubilité	25 g/l dans l'eau a 20 °C très soluble dans l'alcool.

- Utilisation :

- Il sert comme indicateur de pH
- Utilisé en histologie, dans la coloration des cellules éosinophiles, des dépôts pathologiques de protéines, des cellules des muqueuses gastriques, de la kératine, des os embryonnaires, du ciment des jeunes dents ; et en mycologie (Ouelaa, 2018).
- Très connu pour son utilisation dans l'industrie du textile (Ouari, 2017).

- Toxicité :

A l'état pur, le rouge Congo est toxique par :

- Contact avec la peau et Provoque des brulures

- Ingestion et devient létal à dose élevée de produit pur (1,43 g/kg de poids humain)(Ouari,2017).

2. Colorant jaune réactif :

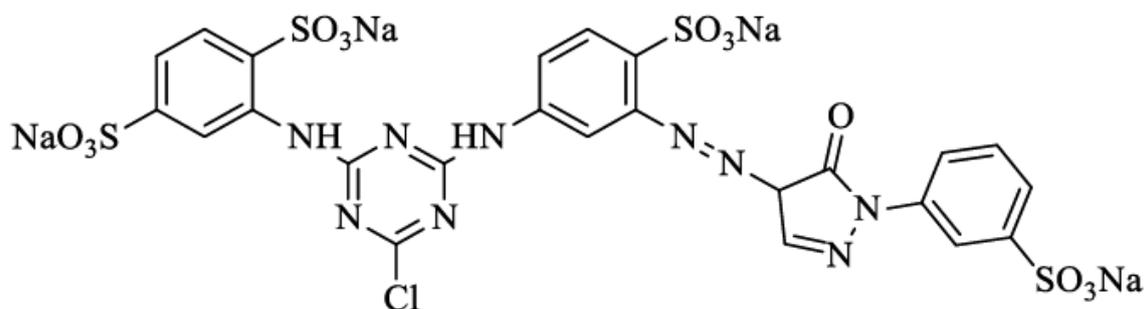


Figure . Structure chimique du jaune reactif (Maryam Shahzadi et al., 2022).

Tableau : Propriétés physiques du jaune reactif (Maryam Shahzadi et al., 2022)

Formule chimique	$C_{25}H_{16}ClN_9Na_4O_{13}S_4$
Masse moléculaire	906.12 g/mol
Nature chimique	Colorant anionique
Couleur index	Jaune
Index de Couleur :C. C.I	13245
λ_{max} (nm)	410

ANNEXE IV

1. Mode opératoire des courbes d'étalonnages : la courbe d'étalonnage est une courbe qui permet de mesurer la concentration de colorant dans une solution, cette courbe est obtenue en mesurant l'absorbance de différentes concentrations connues de la solution de colorant rouge de Congo à une longueur d'onde donnée.

1.1. La courbe étalonnage de colorant jaune réactif :

-Préparer une série de solution de jaune réactif à partir de la solution mère (SM) avec une concentration de 100PPm jusqu'à une concentration égale à 10PPm.

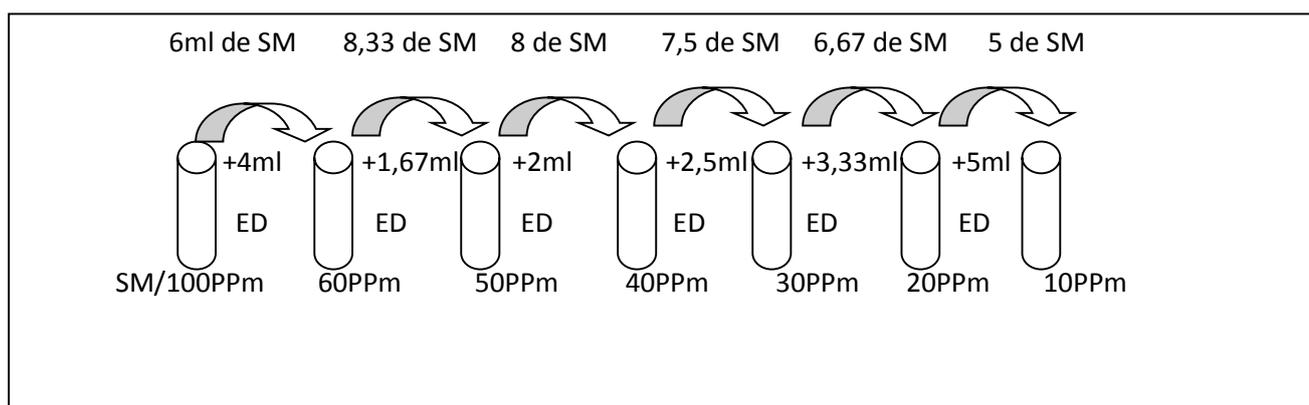
-Ajouter une quantité d'eau distillée (ED) à la solution mère pour obtenir des différentes concentrations jusqu'à la concentration 10PPm.

-Mesurer la quantité de jaune réactif présent dans chaque solution en utilisant un spectrophotomètre UV à une longueur d'onde qui égale à 420 nm.

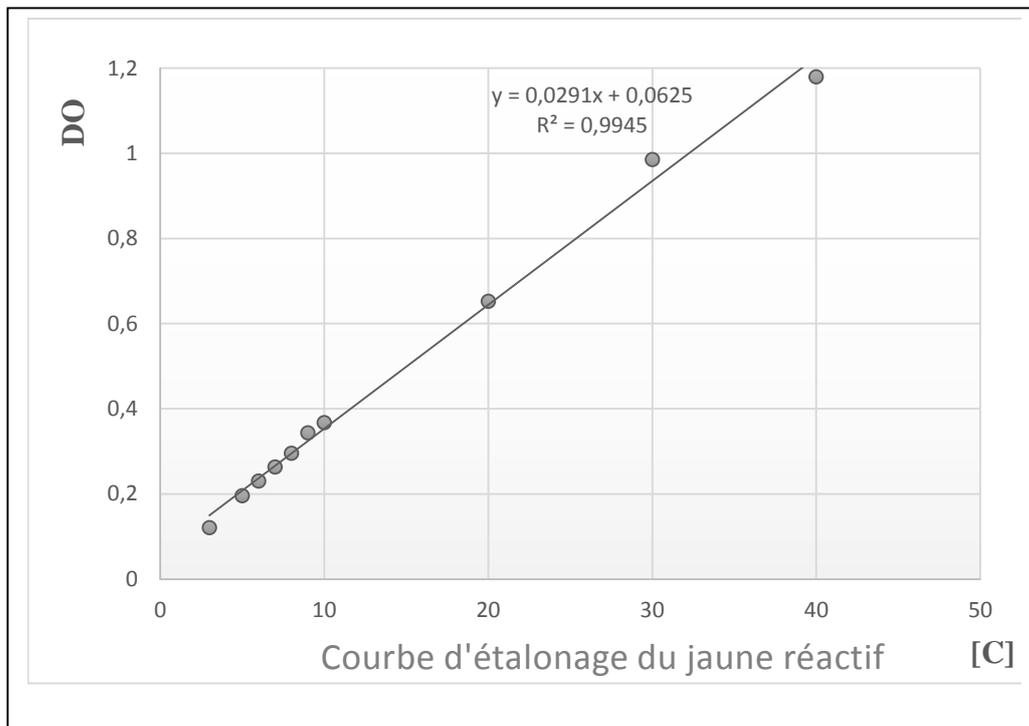
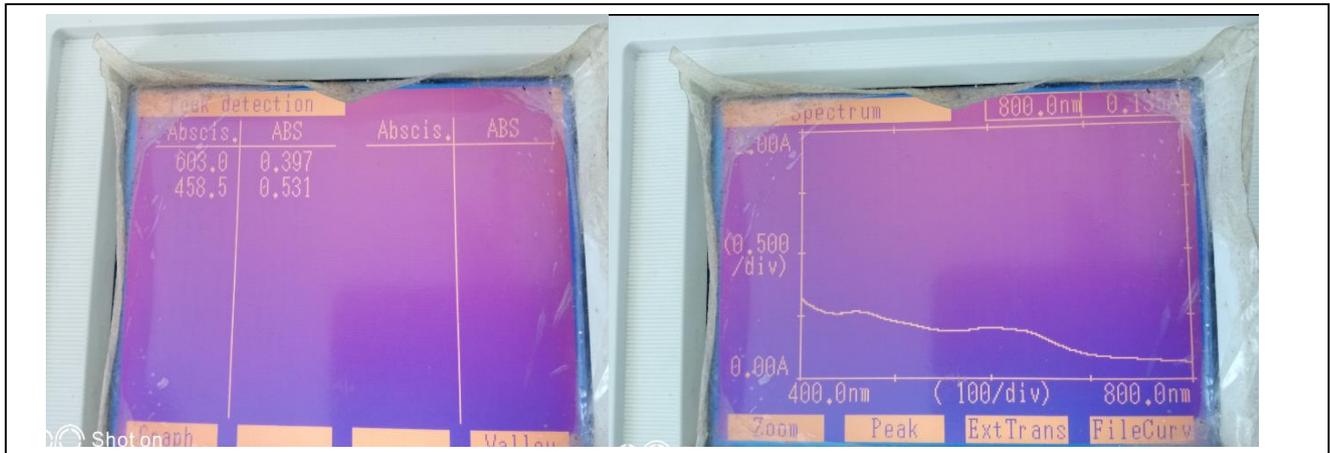
-Prendre en considération les DO qui sont inférieurs à 1,2nm

-Tracer un graphique en fonction de la concentration de jaune réactif pour obtenir une courbe d'étalonnage.

[C] mg/l	60PPm	50PPm	40PPm	30PPm	20PPm	10PPm
DO	1,78	1,438	1,18	0,986	0,653	0,328



La longueur d'onde de colorant jaune réactif :



1.2.La courbe d'étalonnage de colorant rouge de Congo :

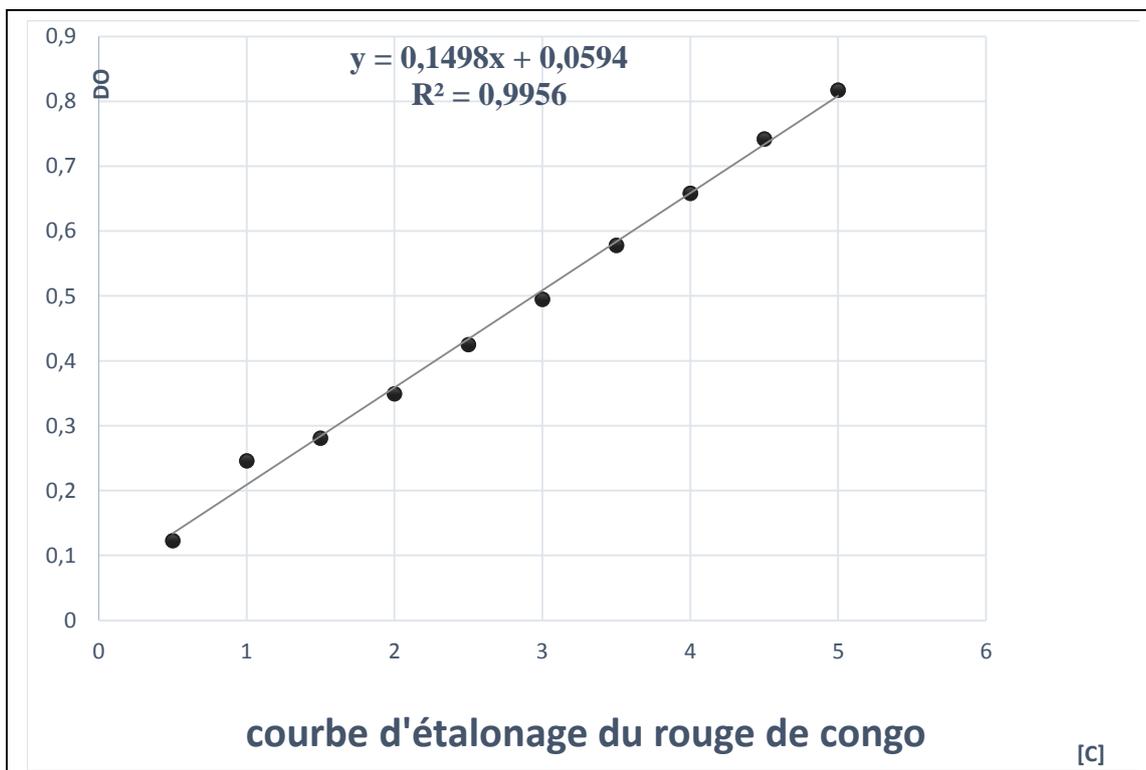
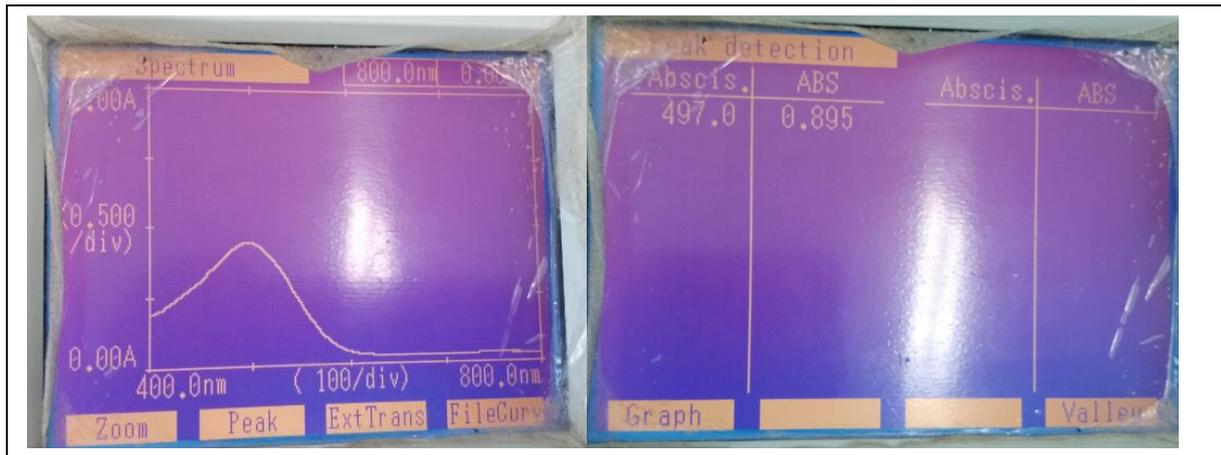
-Préparer une série de solutions étalons des concentrations de 5PPm, 4 ,5PPm, 3,5PPm, 3PPm, 2,5PPm, 2PPm, 1,5PPm, 1PPm et 0,5PPm.

-Mesurer la quantité de lumière absorbée par chaque solution étalon a une longueur d'onde égale à 497nm.

-Tracez un graphique avec les concentrations connues de colorant jaune réactif sur l'axe des X et les quantités de lumière absorbée sur l'axe des Y.

[C] mg/l	5PPm	4,5PPm	4PPm	3,5PPm	3PPm	2,5PPm	2PPm	1,5PPm	1PPm	0,5PPm
DO	0,817	0,742	0,658	0,578	0,495	0,425	0,349	0,287	0,200	0,123

La longueur d'onde de colorant rouge de Congo :



Annexe V

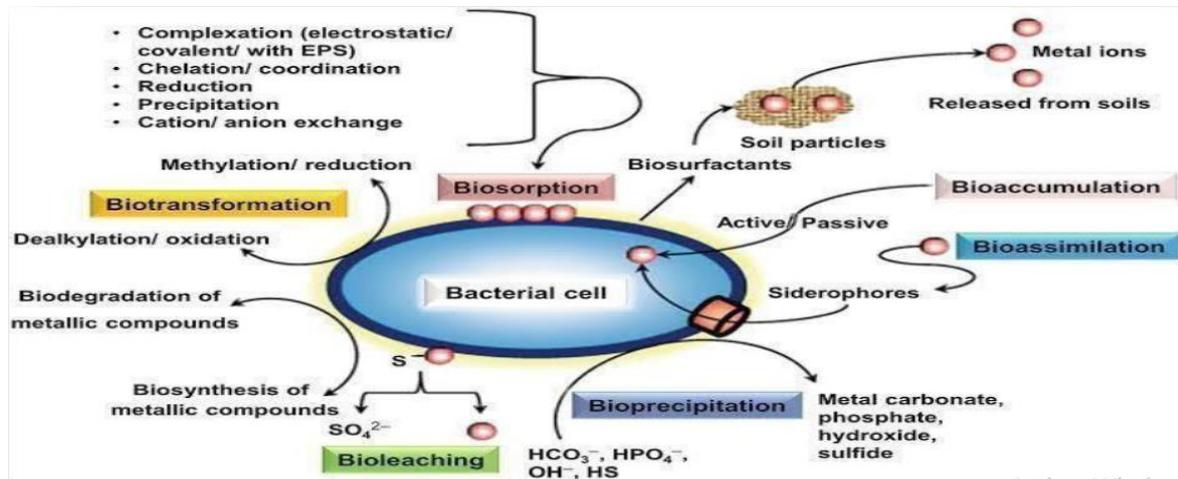


Figure 10 : Mécanismes d'action des actinomycètes sur les substances colorantes.

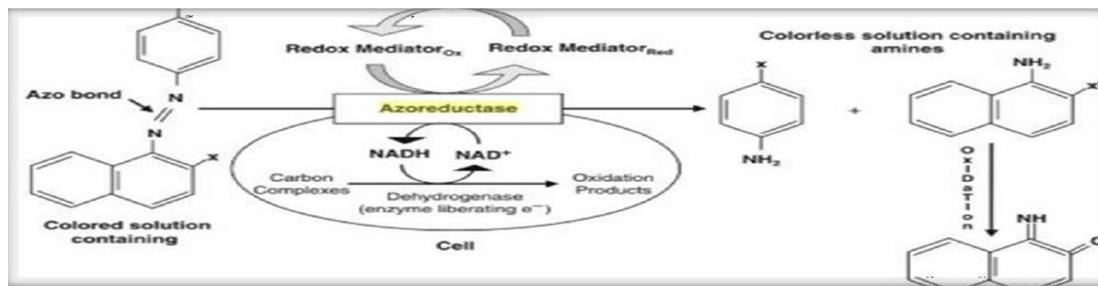
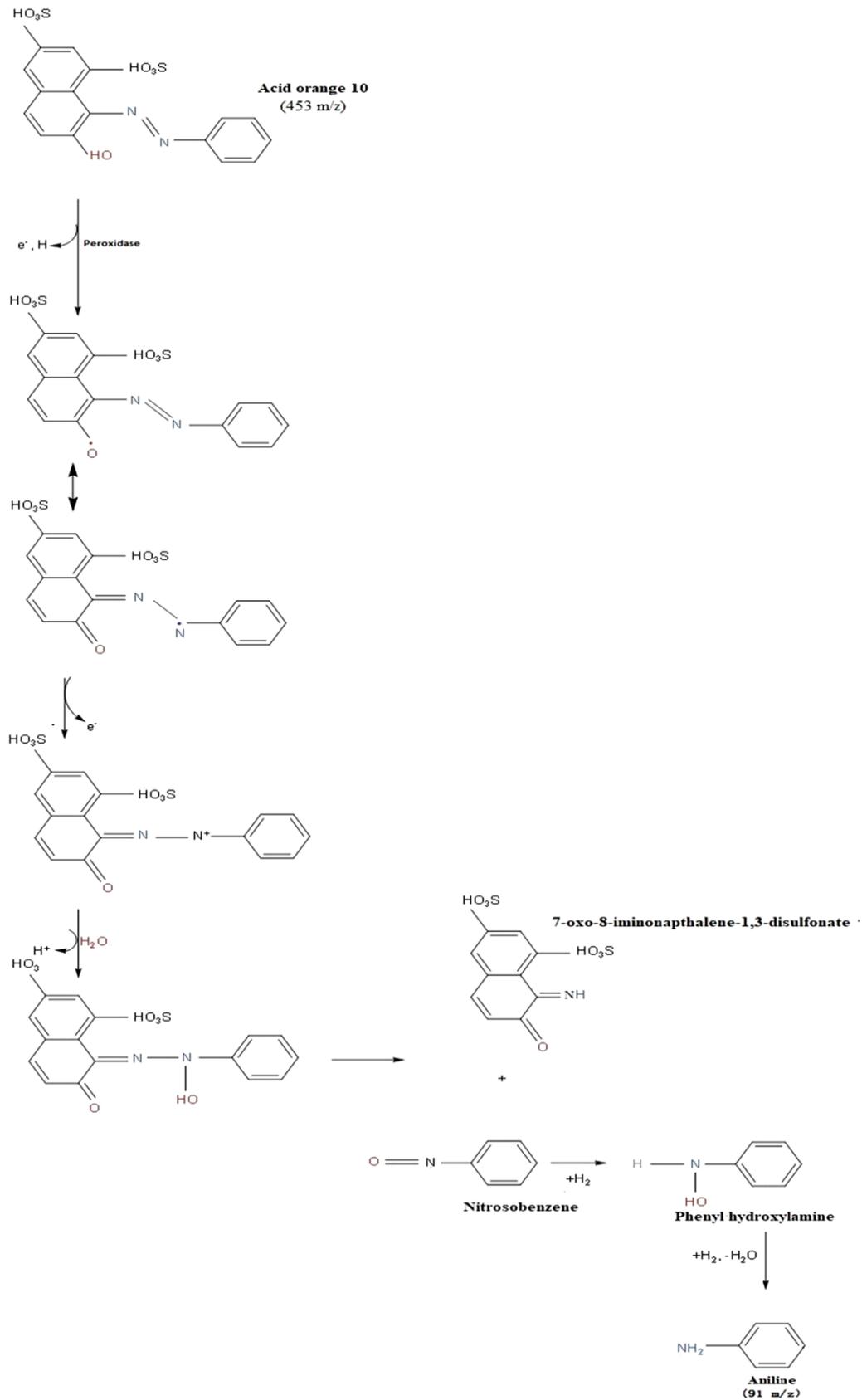


Figure 11 : Mécanisme proposé pour la réduction des colorants azoïques par les cellules bactériennes par l'enzyme azoréductase (Keck et al., 1997).

Figure 12 :Le mécanisme de dégradation du colorant acid orange 10 par *Geotrichum candidum*



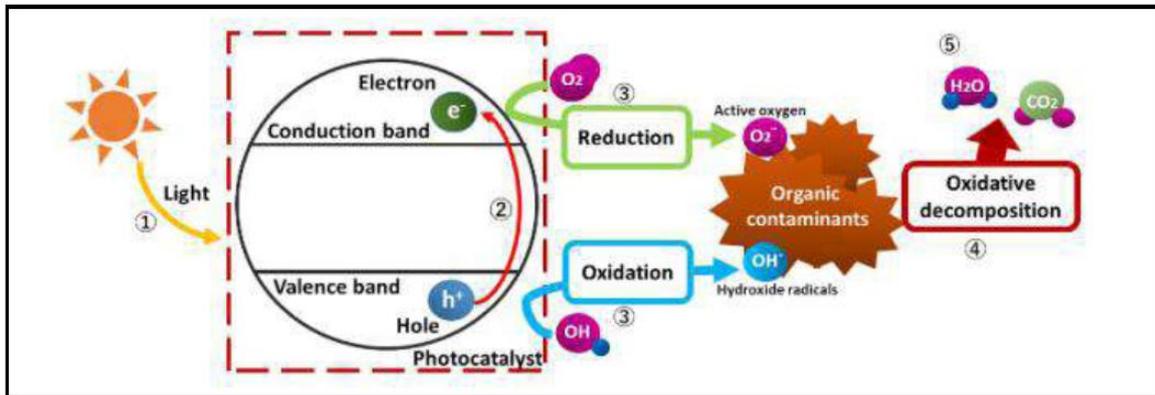


Figure 13 : Mécanisme global de la photocatalyse par photocatalyseur à semi-conducteur (Zulkifili, 2018).

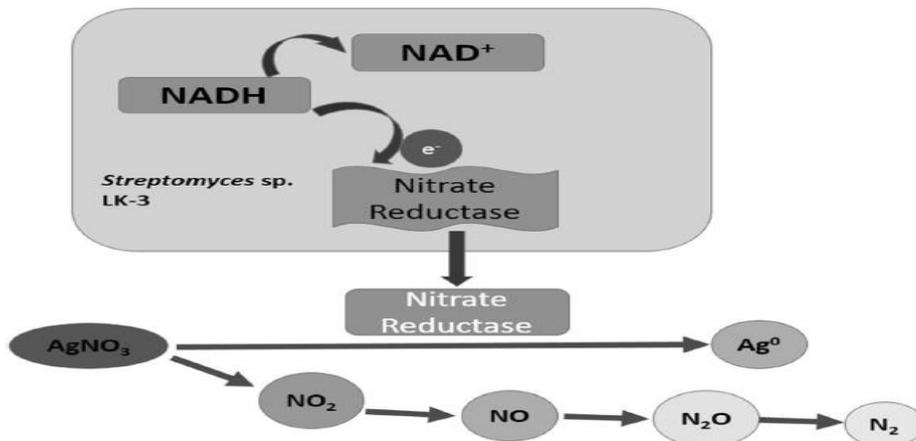


Figure 14 : Mécanisme de synthèse des nanoparticules d'argent par les bactéries (Golinska et al., 2014).

Résumé

Ce travail a porté sur la biodégradation de colorants azoïques, notamment le rouge Congo et le jaune réactif par des souches d'actinobactéries (A54, A53, A112, A9, A98, A64*, A64, A5, A7, A23, A18, A30, A150, A27, A65) et de moisissures (SB1, SB2, SB3, SB4, SB6, SB7), isolées à partir d'effluents textiles et de sol. Ce test a été réalisé sur un milieu minimum additionné de colorants, et les cultures ont été incubées à 30°C pendant 14 jours pour les actinobactéries et à 28°C pendant 8 jours pour les moisissures. Ensuite une lecture des absorbances a été effectuée afin de déterminer le pourcentage de décoloration.

Un test qualitatif sur milieux de culture solide a été également réalisé pour les souches d'actinobactéries par l'ensemencement de ces dernières sur milieu minimum additionné de colorants. Une lecture a été faite après 3,7, et 14 jours d'incubation à 30°C. La capacité des moisissures à synthétiser les nanoparticules d'argent a été également évaluée sur milieu CDC.

Les résultats obtenus ont révélé l'aptitude de ces microorganismes à dégrader ces colorants témoignant ainsi de l'importance de leur utilisation comme agents de bioremédiation des effluents textiles suite à leur résistance à la toxicité de ces molécules.

Des résultats négatifs ont été observés pour le test de synthèse des nanoparticules, il serait donc, nécessaire de cribler d'autres souches pour cette activité.

Mots clé : colorants azoïques, biodégradation, Bioremédiation, criblage, nanoparticules, effluents textiles, actinobactéries, moisissures.

Abstract

This work focused on the biodegradation of azo dyes, in particular Congo red and reactive yellow by strains of actinobacteria (A54, A53, A112, A9, A98, A64*, A64, A5, A7, A23, A18, A30, A150, A27, A65) and molds (SB1, SB2, SB3, SB4, SB6, SB7), isolated from textile and soil effluents. This test was carried out on a minimum medium supplemented with dyes, and the Cultures were incubated at 30°C for 14 days for actinobacteria and at 28°C for 8 days for molds. Then an absorbance reading was taken to determine the percentage of discoloration.

A qualitative test on solid culture media was also carried out for actinobacteria strains by inoculating them on minimal medium supplemented with dyes. A reading was taken after 3.7, and 14 days of incubation at 30°C. The ability of molds to synthesize silver nanoparticles was also evaluated on CDC medium.

The results obtained revealed the ability of these microorganisms to degrade these dyes, thus testifying to the importance of their use as bioremediation agents for textile effluents following their resistance to the toxicity of these molecules.

Negative results were observed for the nanoparticle synthesis test, so it would be necessary to screen other strains for this activity.

Keywords: azo dyes, biodegradation, bioremediation, screening, nanoparticles, textile effluents, actinobacteria, molds.

المخلص

ركز هذا العمل على التحلل البيولوجي لأصبغ الأزويك ، ولا سيما أحمر الكونغو والأصفر التفاعلي عن طريق سلالات من الأكتينوبكتيريا والفطريات، معزولة عن مخلفات المنسوجات والتربة. تم إجراء هذا الاختبار على وسط معدني مكمل بالصيغة ، وتم حضانة الوسائط عند 30 درجة مئوية لمدة 14 أيام للأكتينوبكتيريا وعند 28 درجة مئوية لمدة 8 أيام للفطريات. ثم تم أخذ قراءة الامتصاصية لتحديد نسبة تغير اللون.

تم إجراء اختبار نوعي أيضاً على سلالات الأكتينوبكتيريا على وسط صلب مكون من وسط معدني مكمل بصبغة. تم أخذ القراءة بعد 3,7, 14 يوماً من الحضانة عند 30 درجة مئوية. تمت أيضاً دراسة قدرة الفطريات على بناء

جزيئات الفضة النانوية أيضاً على وسط CDC

أظهرت النتائج قدرة هذه الكائنات الدقيقة على تحليل الأصباغ ، مما يدل على أهمية استخدامها كعامل معالجة حيوي لمخلفات النسيج بعد مقاومتها لسمية هذه الجزيئات.

لوحظت نتائج سلبية في اختبار بناء الجسيمات النانوية ، ومع ذلك ، سيكون من الضروري فحص سلالات أخرى لهذا النشاط.

الكلمات المفتاحية: أصباغ الأزويك ، التحلل البيولوجي ، المعالجة الحيوية ، الفرز ، الجسيمات النانوية ، النفايات السائلة النسيجية ، الأكتينوبكتيريا ، الفطريات.