
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
CENTRE UNIVERSITAIRE BELHADJ BOUCHAIB D'AIN-TEMOUCHENT



Institut des Sciences

Département des Sciences de la Nature et de la Vie

Mémoire

Pour l'obtention du Diplôme de Master en Sciences Biologiques

Option : Microbiologie appliquée

Présenté par :

M^{elle} Boudour Noura

M^{elle} Rouba Achouak

**Caractérisation phénotypique de bactéries isolées à
partir des gommés de plantes**

Encadrant :

M. Sofiane Mourad BENYAMINA

Maître de Conférences « B » au C.U.B.B.A.T

Soutenu le 06 /09/2020

Devant le jury composé de :

Président : Dr. Mahfoud BAKLI (MCB)	CUBBAT
Examinatrice : Dr. Meriem LACHACHI (MCB)	CUBBAT
Encadrant : Dr. Sofiane Mourad BENYAMINA (MCB)	CUBBAT

Remerciements

Nous adressons en premier lieu notre reconnaissance à notre DIEU le tout puissant, de nous avoir permis d'en arriver là, car sans lui rien n'est possible.

Nous remercions vivement, notre encadreur Monsieur Benyamina .S, pour avoir accepté de nous encadrer et d'assurer la direction de ce travail, et pour nous avoir apporté la rigueur scientifique nécessaire à son bon déroulement, qu'il soit rassuré de notre profonde gratitude.

Nous exprimons nos respectueux dévouements à Monsieur Bakli.M , pour l'honneur qu'il nous fait en acceptant de présider la commission d'examen de ce mémoire.

A Madame Lachachi pour nous avoir accordée de son temps, pour sa précieuse contribution à notre formation et d'avoir aimablement accepté d'être membres du jury.

L'ensemble des enseignants du centre universitaire Belhadj Bouchaib qui ont contribué à notre formation durant les 5 années particulièrement ceux de l'option biologie.

Enfin, que toute personne qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail, soient assurés de Notre profonde sympathie.

Avec toute notre reconnaissance

Boudour Noura

Rouba Achouak

Remerciements

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction générale

Synthèse bibliographique

1-	Caractérisation phénotypique et génotypique des microorganismes	2
1.1.	Caractérisation génotypique.....	3
1.2.	Caractérisation phénotypique.....	4
2.	Diversité du monde microbien	6
2.1.	Diversité métabolique.....	6
2.2.	Diversité d'habitat	9
2.2.1.	Dans l'environnement.....	9
2.2.2.	Interaction avec les organismes vivants.....	9
2.2.2.1.	Avec les animaux	10
2.2.2.2.	Avec les plantes	11
2.2.2.2.1.	Aux niveaux des exsudats des plantes	12
2.2.2.2.1.1.	Les gommés arabiques.....	13
2.2.2.2.1.1.1.	La composition chimique de la gomme arabique.....	13
2.2.2.2.1.1.2.	L'utilisation des gommés arabiques	14
2.2.2.2.1.1.3.	Propriétés microbiologiques des gommés arabiques.....	15

Matériel et méthodes

1.	Collecte des échantillons de gommés	17
2.	Préparation des milieux de culture	18
2.1.	Préparation de la gélose nutritive	18

2.2.	Préparation du bouillon nutritif	18
2.3.	Préparation de la gélose de Mueller-Hinton	18
2.4.	Préparation de la gélose de Kligler Hajna	18
3.	Isolement et purification des bactéries à partir des gommages	19
4.	Vérification de la pureté des isolats et détermination de leurs caractéristiques microscopiques	19
4.1.	Observation microscopique	19
5.1.	Influence du pH sur la croissance bactérienne	19
5.2.	Influence du NaCl et du CaCl ₂ sur la croissance bactérienne	19
5.3.	Influence des colorants sur la croissance bactérienne	19
5.4.	Test de sensibilité/résistance à l'H ₂ O ₂ par la méthode de diffusion sur disque	20
5.5.	Test de Catalase	21
5.6.	Résistance intrinsèque des isolats aux antibiotiques	21
5.7.	Analyse de l'utilisation des différentes sources de carbone	22
5.8.	Caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna	23
6.	Recherche d'activité gélatinase	24

Résultats et discussion

1.	Isolement des bactéries à partir des échantillons de gommages	25
2.	Vérification de la pureté des isolats et détermination de leurs caractéristiques microscopiques	25
2.1.	Observation microscopique des isolats	25
3.1.	Influence du pH sur la croissance bactérienne	27
3.2.	Influence du NaCl et du CaCl ₂ sur la croissance bactérienne	29
3.3.	Influence des colorants sur la croissance bactérienne	30
3.4.	Test de sensibilité/résistance à l'H ₂ O ₂ par la méthode de diffusion sur disque	31
3.5.	Test de la catalase	34
3.6.	Résistance intrinsèque des isolats aux antibiotiques	35
4.	Analyse de l'utilisation des différentes sources de carbone par les différents isolats	37
5.	Caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna	39

6.	Recherche d'activité gélatinase	41
7.	Discussion générale	43

Conclusion et perspectives

Références bibliographiques

Résumé

LISTE DES ABREVIATIONS

ADN : Acide désoxyribonucléique

ARN : Acide ribonucléique

BN : Bouillon nutritif

CaCl₂ : Chlorure de calcium

DO : Densité Optique

g : Gramme

g/mol : Gramme par mole

GN : Gélose nutritive

h : heure

l : Litre

mL : Millilitre

mM : Milimolaire

Mg : Milligramme

NaCl : Chlorure de sodium

nm : Nanomètre

pH : Potentiel d'Hydrogène

PFGE: pulsed-field gel electrophoresis

RAPD: Random amplification of polymorphic DNA

RFLP : Restriction Fragment Length Polymorphism

T_m : Température de fusion

µg: microgramme

µL : Microlitre

% : pourcentage

°C : Degré Celsius

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Gomme arabique formée sur une branche blessée d' <i>Acacia senegal</i>	13
Figure 2: Arbre de l'espèce d' <i>Acacia senegal</i>	14
Figure 3 : Exemple de la préparation d'une suspension bactérienne correspondant à 0.5 McFarland	21
Figure 4 : Représentation schématique de la méthode d'ensemencement sur le milieu Kligler Hajna.....	23
Figure 5: Exemple de résultat de coloration de Gram de l'isolat IGA2-2	26
Figure 6 : Répartition de la forme et du Gram des isolats des différentes gommes.....	27
Figure 7: L'influence du pH sur la croissance des différents isolats.....	28
Figure 8 : L'influence du (NaCl et CaCl ₂) sur la croissance des isolats.....	29
Figure 9 : L'influence des colorants sur la croissance des différents isolats.....	30
Figure 10 : Exemple de résultat de la Sensibilité/Résistance de l'isolat (IGA3-2) à l'H ₂ O ₂	31
Figure 11: Le pourcentage d'effets des différentes concentrations d'H ₂ O ₂ sur les isolats.....	33
Figure 12 : Résultat positif de test de recherche de catalase.....	34
Figure 13 : Exemple de résultat de la Sensibilité/Résistance de l'isolat (IGA 2-2) aux antibiotiques.....	35
Figure 14 : Exemple de résultat de la croissance de l'isolat IGA2-2 dans différentes sources de carbone.....	39
Figure 15 : Exemples des résultats de la caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna.....	40
Figure16 : Exemple de résultat gélatinase positive de l'isolat (IGA 1-2)	42

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Tableau récapitulatif de l'origine des échantillons de gommes utilisées.....	17
Tableau 2 : Diamètres critiques pour l'appréciation de la Sensibilité/Résistance selon les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie Communiqué 1997.....	22
Tableau 3 : Récapitulatif des résultats de l'observation microscopique des isolats des différentes gommes.....	26
Tableau 4 : Résultats du test de Sensibilité/Résistance à l'H ₂ O ₂ par la méthode de diffusion sur disque.....	32
Tableau 5 : Résultats de la résistance intrinsèque des isolats vis-à-vis des antibiotiques testés.....	36
Tableau 6 : Résultats de la croissance des isolats dans différentes sources de carbone	38
Tableau 7 : Résultats de la croissance des isolats sur milieu Kligler Hajna	39
Tableau 8 : Résultats de la recherche d'activité gélatinase des isolats.....	42
Tableau 9 : Récapitulatif des résultats de la caractérisation phénotypique des isolats.....	45

***I**ntroduction générale*

Introduction générale

La biodiversité ou diversité biologique décrit, entre autres, l'hétérogénéité biologique des organismes vivants présents dans les écosystèmes naturels (Vitorino et Bessa,2018). La biodiversité est généralement discutée en terme d'organismes supérieurs (plantes, et animaux) mais aucun organisme n'est plus omniprésent, abondant ou diversifié que les organismes microbiens (Verma *et al.*,2017). Les microorganismes sont considérés comme les organismes les plus ubiquitaires (Horner-Devine *et al.*,2003), ils sont présents dans presque tous les types de biotopes rencontrés sur terre incluant les environnements les plus extrêmes (Feazel *et al.*,2008).

Pour survivre dans des conditions environnementales diverses, les microorganismes ont développés un ensemble diversifié de réponses adaptatives : nutritionnelles (Merchant et Helmann, 2014), structurales, (Beales,2004 ; Smits *et al.*,2006) ainsi que des interactions avec d'autres organismes (Poursat *et al.*,2019) tels que les animaux et les plantes. Ces dernières sont capables d'attirer des microorganismes à travers la sécrétion de substances, appelées les exsudats tels que les résines, les latex et les gommés, et qui servent de source d'énergie pour les microorganismes (Rout, 2014).

Des études précédentes ont montrés qu'une flore microbienne s'implantée à la surface de la gomme arabique (Abdel Rahman, 2004 ; Adam *et al.*,2016 Bokhary *et al.*,1982), également appelée gomme d'*Acacia* du fait qu'elle est récoltée à partir des arbres d'*Acacia senegal* et *Acacia seyal* (Beneke *et al.*,2009). Ces gommés sont des polymères glucidiques complexes (Patten *et al.*,2010), produites par exsudation sur les branches (Mugnier,2000) et les troncs d'arbres (Adeyanju *et al.*,2015) dans le but de les protéger des blessures mécaniques et microbiennes (Rana *et al.*,2011).

L'objectif de notre travail est d'isoler des bactéries à partir des gommés d'arbre afin de déterminer leurs caractéristiques morphologiques et physiologiques telles que l'influence du pH et des sels sur leur croissance.

Ces tests ont été effectués sur des isolats récupérés de 4 gommés : la gomme arabique 1 achetée du commerce à Oran, la gomme 2 de l'arbre d'abricotier récoltée à Tizi-Ouzou, la gomme 3 de l'arbre d'amandier récoltée à Ain Témouchent, la gomme 4 achetée du commerce à Tizi-Ouzou.

Les résultats obtenus dans cette étude montrent une certaine diversité phénotypique au sein des bactéries isolées à partir des différentes gommés.

Synthèse bibliographique

Depuis toujours, les êtres humains partagent leur monde et leur vie avec des organismes macroscopiques visibles à l'œil nu (plantes et animaux) et des organismes microscopiques invisibles à l'œil nu (les microorganismes) (Barberán *et al.*,2016). Ces organismes microscopiques comme les bactéries, les champignons, les algues, les parasites et les virus peuvent avoir des effets néfastes, comme par exemple sur la santé humaine, animale et végétale en leur causant des maladies, ou bien un effet néfaste sur les aliments et les textiles, en leur causant des détériorations et des décompositions (Todar,2015). Mais ces microorganismes ont des effets bénéfiques ils interviennent dans différents aspects essentiels à la planète et aux autres organismes vivants, comme par exemple, ils interviennent dans les cycles biogéochimiques et créent et assurent l'équilibre de l'atmosphère, la purification des eaux et la fertilisation des sols (Staley *et al.*,1997). Chez l'être humain, les microorganismes jouent, également, un rôle important, comme par exemple, dans la digestion et l'absorption des aliments, et dans le développement de son système immunitaire (Dauga *et al.*,2005).

Comme peuvent le prédire les méthodes moléculaires et les analyses métagénomiques, seulement 1% de la diversité microbienne est connue (Nai *et al.*,2016), cependant, les progrès de ces dernières années ont ouvert de nouvelles voies pour la caractérisation des microorganismes (Pradhan et Tamang,2019) et pour exploiter des informations supplémentaires stockées dans des caractéristiques phénotypiques et génotypiques des microorganismes (Props *et al.*,2016).

1- Caractérisation phénotypique et génotypique des microorganismes

Compte tenu de la capacité des microorganismes, à s'adapter, à croître et à survivre dans des conditions physico-chimiques variées (températures différentes pH différents, salinité...) et de leur contribution au maintien de l'équilibre dans les écosystèmes, il est pertinent de caractériser leur diversité telle qu'elle existe (Sarethy *et al.*,2014).

La caractérisation des organismes passe par des techniques permettant une exploitation des informations stockées dans des caractéristiques génotypiques (Eberle et Kiess,2014) et phénotypiques (Eberle et Kiess,2014) des microorganismes (Props *et al.*,2016).

L'information génétique est fournie par les acides nucléiques (ADN et ARN) présents dans les cellules, tandis que l'information phénotypique est donnée par les caractères exprimés tels que les protéines, les antigènes de surface, la résistance aux antibiotiques, ..., etc. (Arbeit, 1995).

1.1. Caractérisation génotypique

La caractérisation génotypique, se base sur toutes les méthodes de caractérisation de l'ADN ou de l'ARN (Sarethy *et al.*, 2014). Ces méthodes impliquent l'étude du génome microbien, sa séquence, la présence ou de l'absence de certains gènes, son homologie avec des génomes d'autres espèces (Sridhar-Rao, 2006).

Plusieurs techniques de biologie moléculaire telles que le séquençage (du génome entier ou de l'ARNr 16S), le Ribotypage, l'amplification aléatoire d'ADN polymorphe ou RAPD (Random amplification of polymorphic DNA), le polymorphisme de longueur des fragments de restriction ou RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism), Electrophorèse sur gel à champ pulsé ou PFGE (pulsed-field gel electrophoresis) (Franco-Duarte *et al.*, 2019), ont été développées pour réduire certaines des limitations de la caractérisation microbienne qui existaient (Castro-Escarpulli, 2015).

Une des techniques de caractérisation génotypique se base sur la détermination du pourcentage des bases guanine et cytosine (% GC) dans le génome (Sarethy *et al.*, 2014). Cette méthode contribue avec d'autres méthodes de génotypage dans la caractérisation et dans l'établissement de la position taxonomique d'un microorganisme (Sanders, 1989 ; Sarethy *et al.*, 2014).

En effet, ce pourcentage varie largement de 24 à 76% d'un genre à l'autre, et, généralement, très peu à l'intérieur des espèces du même genre (Frontali, 1965). Par exemple chez les bactéries, au sein des espèces d'un même genre ce % GC, varie entre 3% et 10% (Vandamme *et al.*, 1996 ; Sarethy *et al.*, 2014 ; Mackey *et al.*, 1988). Ce pourcentage est donc considéré comme un élément essentiel dans la description des espèces microbiennes (Mackey *et al.*, 1988).

Une autre méthode de caractérisation génotypique est l'hybridation ADN-ADN. Cette méthode permet une mesure de la similitude des séquences entre les génomes (Bowman, 2011).

Deux molécules d'ADN simple brin, provenant de deux souches différentes, sont mélangées. Les deux molécules simple brin vont s'associer selon le principe de complémentarité des bases ce qui se traduit par la formation de molécules hybrides (Rossello-Mora et Amann,

2001).

La valeur d'hybridation entre les ADN simple brin des deux souches est un indicateur de la similarité des séquences entre les génomes (De Ley *et al.*,1970). Cette valeur est exprimée sous forme d'un pourcentage d'hybridation ADN-ADN et de la stabilité thermique de l'hybride (Wayne *et al.*,1987).

Plus les séquences nucléotidiques, de deux souches différentes, présentent une similitude de séquences élevée et plus la formation d'hybride (hybridation) se produira (Rossello-Mora et Amann,2001). Les hybrides sont beaucoup plus stables thermodynamiquement lorsque la molécule hybride est constituée de bases parfaitement appariées. Les mésappariements entre les deux brins diminuent la T_m (température à laquelle 50% des doubles hélices sont sous forme double brin et simple brin) (Strachan et Read,2012). La T_m reflète la stabilité thermique des hybrides d'ADN (Rossello-Mora et Amann,2001). La stabilité de l'hybride augmente avec la similarité des souches étudiées (Johnson,1973).

Par exemple, des souches appartiennent à une même espèce bactérienne lorsqu'elles présentent une valeur d'hybridation supérieure ou égale à 70 % et une ΔT_m ($\Delta T_m = T_m$ homologue – T_m Hétérologue) inférieure ou égale à 5 °C (Wayne *et al.*,1987 ;Stackebrandt et Goebel 1994 ;Vandamme *et al.*,1996).

1.2. Caractérisation phénotypique

L'ensemble des propriétés observables d'une cellule dans un environnement donné, à un instant donné, constitue son phénotype (Bisen,2014;Cottinet,2014). L'analyse de ces traits phénotypiques, et qui sont les résultats de l'expression du contenu génétique des microorganismes (Liu *et al.*,2006 ;Van belkum *et al.*,2007), constitue la base de la microbiologie et ouvre des perspectives pour la recherche appliquée et fondamentale (Props *et al.*, 2016).

La caractérisation phénotypique d'un microorganisme peut se baser, sur la présence ou l'absence d'activités biologiques ou métaboliques exprimées par le microorganisme (Arbeit, 1995) ou sur sa capacité à croître en présence ou absence d'un substrat, d'un antibiotique, d'une toxine ou d'un bactériophage, cette croissance sera mesurée qualitativement et quantitativement (Franco-Duarte *et al.*,2019).

Elle peut se baser aussi sur des traits phénotypiques observés chez les microorganismes qui sont très diversifiés et incluent les caractéristiques physiques (taille,

Synthèse bibliographique

forme et motilité des cellules (Vandamme *et al.*,1996 ; Escalas *et al.*,2019), biochimiques (la capacité à produire certaines enzymes, à utiliser certaines sources de carbone (Teixeira *et al.*,2001 ; Lagier *et al.*,2015 ; Escalas *et al.*,2019), physiologiques (influence du pH, de la température, de la salinité, des colorants, de l'aérobiose ou anaérobiose sur la croissance) (Busse *et al.*,1995 ; Oren,2008 ; Escalas *et al.*,2019 ;Ferrari *et al.*,2017).

Ces caractères phénotypiques peuvent être, aussi, déterminés selon la capacité des microorganismes à s'associer avec un hôte particulier (Chibucos *et al.*,2014) et le type de cette association (pathogène, symbiotique...) (Goberna et Verdú,2016).

Aussi, la composition et la structure de la paroi cellulaire a été utilisée dans des systèmes de caractérisation phénotypiques des souches microbiennes (Vandamme *et al.*,1996 ;Feldbauer *et al.*,2015).La caractérisation phénotypique selon la composition de la paroi cellulaire a été effectuée pour plusieurs microorganismes ,les champignons (Bartnicki-Garcia 1968; Prillinger et Boekhout,2011 ; Lord et Vyas,2019), les actinomycètes (Boone et Pine,1967) et surtout les bactéries, qui en fonction des propriétés chimiques de leurs parois cellulaires, peuvent être différenciées en bactéries à Gram positif et bactéries à Gram négatif (Hiremath et Bannigidad,2011).

Plusieurs techniques ont été utilisées pour cette caractérisation, par exemple l'électrophorèse sur gel permet d'analyser les lipopolysaccharides présents dans les membranes externes des bactéries à Gram négatif (Weger *et al.*,1987). La chromatographie en phase gazeuse permet de caractériser les acides gras qui sont les principaux constituants des lipopolysaccharides (Sasser,1990),largement utilisés à des fins taxonomiques (Vandamme *et al.*,1996).

La chromatographie liquide haute performance peut aussi être utilisée pour analyser les polyamines de la membrane externe, qui peuvent servir de marqueurs chimiotaxonomiques chez les bactéries à Gram négatif (Stackbrandt *et al.*,1988 ;Hamana *et al.*,1988).

La chromatographie gaz-liquide peut être utilisée pour analyser les acides téichoïques des bactéries à Gram-positif (Fischer *et al.*,1979) , considérés comme marqueurs chimiotaxonomiques dans la systématique des bactéries (Shashkov *et al.*,1999).

La microscopie à force atomique et la tomographie TEM (Transmission Electron Microscopy) ont aussi été utilisées pour analyser l'ultra-structure de la paroi cellulaire afin de différencier entre les microorganismes (Desmarais *et al.*,2013).

2. Diversité du monde microbien

Pour survivre et se développer les microorganismes doivent développer des mécanismes d'adaptations nutritionnelles comme par exemple la régulation de l'expression des gènes qui codent pour des enzymes qui dégradent des sucres, que si ces sucres sont disponibles (opéron lactose opéron maltose) (Savageau,1998). Les microorganismes peuvent aussi réaliser une adaptation structurelle qui se fait par exemple à travers un changement de leur morphologie cellulaire en augmentant la taille de la cellule, ce qui leur permet une meilleure acquisition des nutriments à partir de leur environnement (Young, 2007;Yang *et al.*, 2016).

Les microorganismes peuvent aussi réaliser une modification de la composition de leur membrane en réponse à un stress abiotique (température élevée, pression osmotique, pH acide...etc,) (Sohlenkampet Geiger,2015), ou une adaptation aux conditions physico-chimiques comme par exemple, la synthèse de protéines spécifiques induites par le froid (Hébraud et potler ,1999).

Ces adaptations correspondent à différentes stratégies permettant aux microorganismes de faire face aux conditions environnementales auxquelles ils sont exposés (Corre.2000). De plus, les microorganismes sont capables de vivre dans une diversité d'habitats (Iranzo *et al.* ,2001) en raison de leur grande diversité métabolique (Iranzo *et al.*,2001). Pour leur fonctionnement vital, les microorganismes utilisent et transforment les molécules présentes dans leur environnement (Durot,2009).

2.1. Diversité métabolique

La diversité métabolique et les différents types trophiques sont identifiés en fonction des sources d'énergie, de carbone et d'électrons (Eiler,2006)

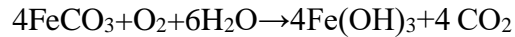
Selon leur source d'énergie, les microorganismes peuvent être phototrophes (source d'énergie lumineuse) ou chimiotrophes (source d'énergie chimique).

Pour la biosynthèse des constituants cellulaires, les microorganismes peuvent être soit autotrophes (CO₂ comme source de carbone) soit hétérotrophes (composés organiques comme source de carbone). (Cundy et Shin,2000 ; Eiler,2006 ;Parker,2001)

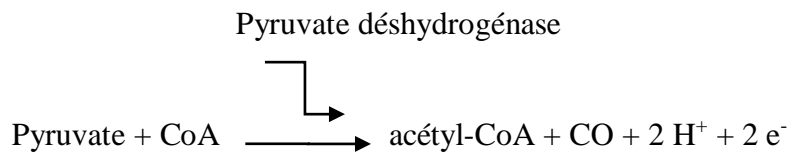
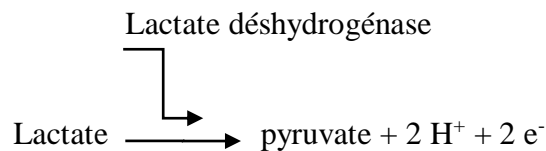
Selon leurs source d'électrons, les microorganismes peuvent être soit lithotrophes (composés inorganique comme source électrons) ou organotrophes (composés organiques comme source électrons). (Kolber,2007).

Synthèse bibliographique

Les chimiotrophes peuvent être soit chimiolithotrophes ou chimioorganotrophes. Les chimiolithotrophes, c'est des microorganismes qui utilisent des composés inorganiques comme source d'électrons comme par exemple la bactérie *Nitrosomonas europaea* qui oxyde l'ammonium (Hommes,2003) ou la bactérie *Ferrobacillus ferrooxidans* qui oxyde le fer selon l'exemple de réaction (Doelle,1969) suivante :



Les chimioorganotrophes, c'est des microorganismes qui utilisent des composés organiques comme source d'électrons comme par exemple la bactérie *Pseudomonas fluorescens* qui oxyde le glycérol et le glucose (Lemanceau,1997) ou la bactérie *Desulfomonas pigra* qui oxyde , l'éthanol, le pyruvate, glycérol et lactate selon l'exemple de réaction (Loubinoux,2001) suivante :

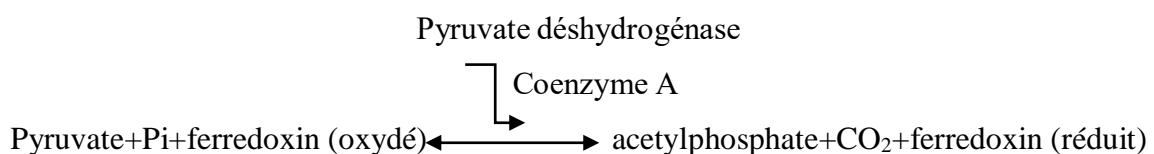


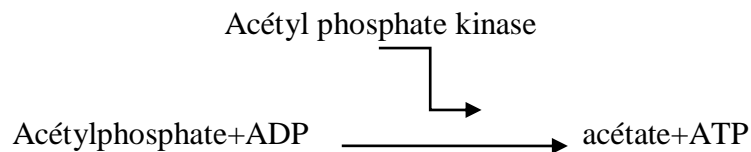
Comme on l'a vu pour les chimiotrophes, les phototrophes peuvent être soit photolithotrophes soit photoorganotrophes.

Les photolithotrophes comme par exemple *Thiocapsa roseo persicina*, *Prosthecochloris aestuarii*, *Chlorobium phaeobacteroides*, utilisent le SO, S₂O₃, H₂, H₂S comme source d'électrons (Massé,2002) selon l'exemple de réaction (Nisbet et Fowler,2003) suivante:



Les photoorganotrophes comme par exemple *Chromatium violascens*, *Chromatium vinosum*, *Chromatium gracile*, utilisent l'acétate, butyrate et pyruvate comme source d'électrons (Caumette,1985) selon l'exemple de réaction (Keister et Fleischman,1973) suivante:





Dans la nature les microorganismes sont en contact avec multiples sources d'énergie et de carbone qui ne sont pas toujours présents en quantité suffisante (Kolber,2007). Certains microorganismes ont développé une stratégie appelée la mixotrophie c'est une stratégie nutritionnelle intermédiaire (Selosse 2017) qui permet par exemple aux microorganismes d'utiliser simultanément du carbone inorganique (autotrophie) et organique (hétérotrophie) (Schoonhoven,2000) ce qui leur permet de diversifier leur capacité à utiliser les sources d'énergie (Bowien et Schlegel,1981;Schoonhoven,2000;Selosse *et al.*,2017).

Certaines bactéries, comme les bactéries violettes non soufrées, (*Rhodospirillum rubrum* et *Rhodopseudomonas gelatinosa* (Doelle, 1975) *Azospirillum amazonense* (Baldani *et al.*,2014) sont capables d'alterner, en fonction de conditions environnementales, entre photo-hétéro, autotrophie , lithotrophie et organotrophie (Beatty et Yurkov ,1998).

Par exemple, pour un mixotrophe, si la matière organique n'est pas disponible il peut passer à l'utilisation de la lumière comme source d'énergie et utiliser le carbone inorganique comme source de carbone, et si la lumière n'est pas disponible, il peut revenir à la dégradation des substances organiques (Eiler, 2006 ; Schoonhoven, 2000).

Certaines cyanobactéries peuvent être également des mixotrophes, comme par exemple *Cyanothece* sp qui peut utiliser, en mixotrophie, simultanément du carbone inorganique (CO₂) et du carbone organique (glycérol) (Feng *et al.*, 2010).

D'autres bactéries comme *Pseudomonas* sp, *Acinetobacter* sp, *Aeromonas* sp sont capables d'alterner, en fonction de conditions environnementales, entre chimiolitho-autotrophie et hétérotrophie (Liessens *et al.*, 1992).

Xanthobacter tagetidis est une bactérie qui peut, par exemple, se développer simultanément comme chimiolitho-autotrophe sur le thiosulfate et comme hétérotrophe sur l'acide acétique (Fatima *et al.*,2019).

La mixotrophie est l'une des stratégies permettant aux microorganismes la croissance en conditions limitantes ou pour leur permettre une meilleure position lorsqu'ils sont en compétition avec d'autres microorganismes. La mixotrophie est avantageuse dans les environnements oligotrophes pauvre en nutriments (Litchman, 2007 ; Selosse *et al.*,2017; Troost, 2005).

2.2. Diversité d'habitat

2.2.1. Dans l'environnement

La plupart des environnements naturels hébergent une grande diversité d'espèces microbiennes. Les bactéries et les archées sont les organismes les plus ubiquitaires, présentes dans presque tous les types de biotopes rencontrés sur terre (Faugier,2010) . Elles peuvent être isolées à partir des sols (Picard *et al.*,1992), de l'air (Lighthart *et al.*, 1995), des lacs, des océans (Bryant *et al.*.,2015), des animaux (Whitman *et al.*,1998) et des plantes (Bulgarelli *et al.*,2013).

Elles peuvent également être rencontrées dans des environnements les plus extrêmes (Feazel *et al.* , 2007) tels que les sources chaudes à des températures proches de l'ébullition (Brock,1978), les salières presque saturées (Anton *et al.*,2000), les eaux de mines acides à des pH proches du 0 (Baker et Banfield,2003), les profondeurs des glaces antarctiques (Lanoilet *et al.*,2009) et déchets radioactives (Fredrickson *et al.*,2004)

2.2.2. Interaction avec les organismes vivants

Au cours de l'évolution, l'émergence d'espèces et leur coexistence dans l'espace et le temps a conduit à l'établissement d'interactions multiples (Karimi *et al.*,2017). Les interactions peuvent être bénéfiques antagonistes ou neutres sur les espèces concernées, et peuvent être divisées en cinq classes principales (Sieuwerterts *et al.*,2008) :

L'amensalisme : c'est une interaction pendant laquelle un partenaire est affecté négativement sans conférer un avantage à l'autre partenaire (Karimi *et al.*,2017).

Le commensalisme : c'est une interaction pendant laquelle un partenaire en bénéficie et l'autre partenaire n'est pas affecté (Hartel,2005) :

La compétition : c'est une interaction pendant laquelle les partenaires sont en compétition par exemple pour l'utilisation de la même ressource, que ce soit un nutriment, de l'eau ou un espace (Karimi *et al.*,2017) ;

Le parasitisme : c'est une interaction pendant laquelle un partenaire profite de l'autre (Tshikantwa *et al.*,2018) ;

Le mutualisme : c'est une interaction pendant laquelle les partenaires tirent bénéfice (Boucher *et al.*,1982).

Les interactions microorganisme – microorganisme ou microorganisme – hôte sont des stratégies permettant aux microorganismes de coloniser et de vivre dans une variété d'environnements différents (Braga *et al.*,2016).

Les interactions microorganismes-microorganismes peuvent s'établir entre les mêmes espèces ou entre des espèces différentes (Tshikantwa *et al.*,2018). Ces interactions entre microorganisme peuvent être directes (contact physique comme lors de la conjugaison), ou via des molécules de signalisation (Siewerts *et al.*,2008). Ces interactions peuvent être positifs (exemples le mutualisme), neutres (exemples le commensalisme) ou négatifs (exemples le parasitisme) (Fredrickson ,1977).

Lors de l'interaction microorganisme – hôte (végétal ou animal), les microorganismes (bactéries, champignons et virus) peuvent influencer positivement (croissance et développement de l'hôte) ou négativement (maladie infectieuse) leurs hôtes (Vorholt 2012; Mendes *et al.*2013; Bai *et al.*,2015; Braga *et al.*,2016 ; Mendes et Raaijmakers,2015 ;Peay *et al.*,2016..Toju *et al.*,2018).

2.2.2.1. Avec les animaux

Lors d'une interaction microorganisme– animaux, les microorganismes peuvent jouer un rôle négatif ou positif (Whitman *et al.*,1998).

Pour le rôle négatif, par exemple les microorganismes cutanés commensaux peuvent envahir et devenir pathogènes lors d'une rupture de la barrière cutanée (Grice et Segre,2011) ou lorsqu'il y a un déséquilibre du microbiome , caractérisée par des changements de la population microbienne, il peut entraîner chez l'homme une entérocolite nécrosante (Tiffany et Bäumler,2019). Pour le rôle positif, par exemple, les microorganismes peuvent affecter de manière positive la physiologie de l'hôte en modulant l'immunité ainsi qu'en améliorant l'équilibre nutritionnel et microbien dans le tractus intestinal (Lee et Salminen,2009) par décomposition des glucides complexes, des protéines et les graisses (Oliphant et Allen-Vercoe,2019)

2.2.2.2. Avec les plantes

Lors des interactions microorganisme – plantes, les microorganismes peuvent aussi jouer un rôle négatif ou positif sur les plantes. Les communautés microbiennes associées aux plantes peuvent être des facteurs de risque en agriculture et en foresterie du fait qu'elles sont parfois dominées par des espèces ou des souches phytopathogènes qui peuvent causer des maladies aux végétaux (Toju *et al.*,2018). Cependant, les interactions plantes-microorganismes positives sont connues depuis longtemps (Stone *et al.*,2018). Les microorganismes sont déterminants pour la santé, la croissance et la productivité des plantes (Lakshmanan *et al.*,2014), de fait qu'ils permettent aux plantes une meilleure acquisition des nutriments, une amélioration de leur résistance aux conditions de stress abiotique (chaleur, sécheresse et salinité) (Rodriguez *et al.*.,2019) et une induction d'une résistance contre les pathogènes (Toju *et al.*,2018). De ce fait, le microbiome associé aux plantes est considéré comme le deuxième génome des plantes (Lakshmanan *et al.*,2014)

Le microbiome des plantes peut être classé en trois catégories : le microbiome rhizosphérique, le microbiome endophytique et le microbiome phyllosphérique (Compant *et al.*,2019).

Le microbiome rhizosphérique : dans ce cas, le microbiome colonise la rhizosphère, zone du sol où se trouvent les racines des plantes (Verma *et al.*,2017). La libération de différents substances (exsudats racinaires, mucilages) par les racines permet de fournir une niche écologique appropriée pour la croissance microbienne (Buée *et al.*,2009)

Le microbiome endophytique : dans ce cas, le microbiome colonise les parties internes des plantes, comme la racine, la tige ou les graines (Verma *et al.*,2017).

Le microbiome phyllosphérique : dans ce cas, le microbiome colonise les parties aériennes des plantes comme les feuilles et la tige (Remus-Emsermann et Vorholt,2014) qui sont considérées comme l'un des plus grands habitats terrestres pour les microorganismes (Bodenhausen *et al.*,2014).

Il est connu aussi que les plantes sont capables d'attirer des microorganismes à travers la sécrétion de substances, qui servent de source d'énergie pour le microbiome, appelées les exsudats (Rout, 2014 ; Braga *et al.*,2016) et qui peuvent sélectionner des communautés microbiennes spécifiques (Chaparro *et al.*,2012), comme c'est le cas des métabolites exsudés par les racines des plantes qui contribuent à la composition du microbiote, dans la zone rhizosphérique, spécifique à l'interaction avec l'hôte (Korenblum *et al.*,2019 ;Kumaret Dubey,2020).

Synthèse bibliographique

L'exemple connu de l'influence des exsudats racinaires sur l'interaction microorganismes- plantes, est celui de l'influence des exsudats racinaires sur l'établissement de l'interaction symbiotique, très spécifique, entre les bactéries du genre *Rhizobium* et les plante de la famille des légumineuses (Bais *et al.*,2006). Cette interaction permet à des souches spécifiques de *Rhizobium* de fixer l'azote atmosphérique en ammoniac utilisables par des légumineuses spécifiques principalement dans les sols pauvres en nutriments. (Arora *et al.*,2012).

Les composants largement responsables de cette relation spécifique *Rhizobium*-légumineuses, appartiennent à une classe de composés appelés flavonoïdes présent dans les exsudats racinaires (Bhagwat et Thomas,1982) des plantes de la famille des légumineuses (Gepts *et al.*, 2005) et qui induisent spécifiquement l'expression des gènes *nod* des espèces de *Rhizobium* (Bais *et al.*,2006) et la production des facteurs Nod indispensables à l'établissement de l'interaction symbiotique (Le Roux *et al.*,2016).

2.2.2.2.1. Aux niveaux des exsudats des plantes

Les plantes produisent un large éventail de sécrétions, au-dessus et en dessous du sol, connues sous le nom de mucilages ou d'exsudats (Galloway *et al.*,2019). Ces derniers, composés principalement d'acides aminés, de glucides et d'acides organiques sont capables d'attirer les microorganismes (Braga *et al.*,2016) et ils peuvent être sécrétés par les graines (comme par exemple chez *Cuscuta* sp), les racines (comme par exemple chez *Loliumperenne*), les feuilles (comme par exemple chez *Senna alexandrina*) et les tiges (comme par exemple chez *Ulmusrubra*) (Bhosale *et al.*,2014).

Ces exsudats remplissent diverses fonctions, telles que l'adhésion, la protection, l'acquisition de nutriments et pour repousser les agents pathogènes et les envahisseurs (Galloway *et al.*,2019). Ces exsudats contiennent aussi des molécules allélopathiques c'est des composés biochimique produits par une plante et qui peuvent avoir un effet positif (antifongique, antibactérien) ou négatif (inhibition de la germination) sur une autre plante (Gallet et Pellissier,2002 ;Rouifed *et al.*,2019).Beaucoup de ces exsudats servent également de source d'énergie pour le microbiome (Rout, 2014).

La structure et les constituants des exsudats végétaux peuvent être assez variés et souvent spécifiques aux espèces végétales (Rout, 2014).

Ces substances complexes peuvent être subdivisées en 4 groupes : les latex, les gommés, les exsudats résineux, les exsudats résineux obtenus sous forme de mélange

(gommes-résines). (Ndinga,2015).

En industrie, les gommes représentent l'une des matières premières les plus abondantes, les plus disponibles et à faible coût (Adeyanju *et al.*,2015). Parmi ces gommes on peut citer la gomme de guar, la gomme tragacanth, et la gomme arabique (Adeyanju *et al.*, 2015). Ces gommes sont produites par des arbres appartenant à certaines familles surtout, les *Anacardiaceae*, *Combretaceae*, *Leguminosae*, *Rosaceae*, *Rutaceae*, et *Sterculiaceae* (Greenish,1933), et elles sont connues pour être produites dans des conditions de stress telles que la chaleur, la sécheresse et les blessures et elle permet d'empêcher l'invasion microbiennes au niveau des lésions (Khalil *et al.*,2011).

Parmi tous les types de gommes commercialisées dans le monde, la gomme arabique est certainement la plus demandée (Williams et Phillips,2003 ; Dauqan et Aminah Abdullah,2013), elle est l'une des gommes naturelles les plus anciennes et les plus connues (Patel et Goyal,2015),largement utilisée en raison de ses propriétés.(Abdel Rahman,2004).

2.2.2.2.1.1. Les gommes arabiques

Les gommes arabiques sont des substances qui s'écoulent à l'extérieur du végétal après un traumatisme, elles sont produites au niveau des branches (Magid *et al.*,2014) et des troncs d'arbres (Adeyanju *et al.*,2015) appartenant au genre *Acacia* (Rouen,1994). Les *Acacia* sont des arbres qui appartiennent à la famille des Fabacées (Shelter et Skog,1978) (Figure 1).



Figure 1 : Gomme arabique formée sur une branche blessée d'*Acacia senegal* (Musa *et al.*,2018).

2.2.2.2.1.1.1. La composition chimique de la gomme arabique

Cette gomme est constituée du point de vue chimique de molécules complexes (majoritairement des macromolécules osidiques), toujours hétérogènes et ramifiées, contenant des acides uroniques (Bruneton, 2002) et parfois des groupements méthyles ou acétyles. (Whistler, 1993). Sa masse moléculaire varie de $2 \cdot 10^4$ à 10^6 (g/mol) (Murphy Ndinga ;2015). D'après Bruneton (2002), sa composition est caractéristique de l'espèce qui les produit, mais

elle peut changer légèrement en fonction de l'origine géographique et des facteurs environnementaux.

Il existe plus de 1000 espèces du genre *Acacia* productrice de gommes mais seulement deux sont productrices de gommes à des fins commerciales *Acacia senegal* et *Acacia seyal* (Figure 2) (Ibrahim *et al.*,2013).La gomme produite par *Acacia senegal* est considérée de meilleure qualité et représente la majorité du commerce mondial, comparée à la gomme produite par *Acacia seyal* (Musa *et al.*,2018)



Figure 2 : Arbre de l'espèce d'*Acacia senegal* (Soloviev *et al.*,2010).

2.2.2.2.1.1.2. L'utilisation des gommes arabiques

En raison de leurs propriétés, entre autres, émulsifiante, stabilisante, antioxydante, humectante, raffermissante, non nocives, non toxiques, micro-encapsulante (Magid *et al.*,2014 ; Mario.,2018 ; Montenegro *et al.*,2014), les gommes arabiques sont utilisées dans différents secteurs industriels tels que les industries pharmaceutiques (préparation des sirops et des liquides pour solidifier les pilules (Sérier, 1986), alimentaire (additif alimentaire dans les produits laitiers, stabilisant dans les produits surgelés comme les glaces et les crèmes glacées (Ibrahim *et al.*,2013), cosmétiques (utilisées comme lissant dans les lotions et les crèmes protectrices, et comme adhésif dans les masques faciaux ou les poudres pour le visage (Musa *et al.*,2018).

Les gommés *d'Acacia* sont utilisées aussi, comme des polymères naturels, pour conserver, préserver et transporter, efficacement et à moindre coût des échantillons biologiques en assurant leurs intégrité structurelle et leur viabilité (Sorokulova *et al.*,2015).

2.2.2.2.1.1.3. Propriétés microbiologiques des gommés arabiques

La gomme arabique a été utilisée en phytothérapie traditionnelle elle est considérée comme protectrice contre les infections bactériennes (Baïen *et al.*,2019) et fongique (Shehu *et al.*,2019).

Des études ont montré une activité antibactérienne importante de la gomme arabique contre *Streptococcus viridians*, *Salmonella typhi* (Suliman *et al.* ,2020) *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumonia* (Al Alawi *et al.*, 2018).

La gomme arabique, en raison de ces effets antibactériens contre les pathogènes parodontaux, est utilisée comme substance d'hygiène buccale (Baïen *et al.*,2019).En effet, cette gomme contient des glycosides cyanogénétiques et plusieurs types d'enzymes telles que les oxydases, les peroxydases et les pectinases qui présentent des propriétés antimicrobiennes contre *Prophyromonas gingivalis* et *Prevotella intermedia*, agent causal de la carie dentaire ou agent impliqué dans la plaque (Ali *et al.*, 2009 ; Monténégro *et al.*, 2014 ; Musa *et al.*, 2018).

Il a été montré aussi que les gommés arabiques possèdent des activités antifongiques importantes contre *Aspergillus flavus* et *Saccharomyces cerevisiae* et elles présentent une capacité d'inhibition contre les pathogènes fongiques *Candida albicans* et *Cryptococcus neoformans*, et contre le parasite *Leishmania donovani* (Nishi *et al.*, 2007 ;Patel et Goyal 2015).

Aussi la gomme arabique possède des propriétés antipaludiques, en effet, il a été démontré que cette gomme peut atténuer le niveau du parasite *Plasmodium falciparum* dans le sang des souris infectées par ce parasite (Ballal *et al.*, 2011).

En raison, entre autres, de sa teneur en humidité (Ali et Daffalla,2018) et sa nature polysaccharidique ,les gommés peuvent être un substrat de contamination microbiologique et de développement des microorganismes (Mortensen *et al.*,2017).D'autre part, les étapes de prélèvement, de collecte et de commercialisation, peuvent augmenter les chances de contamination par des microorganismes (Abdel Rahman,2004).

Bokhary *et al.*,(1983) ont montré que la gomme arabique contenait un nombre

Synthèse bibliographique

appréciable de microorganismes notamment des champignons tels que *Aspergillus niger*, *Curvularias enegalensis*, *Rhizopusstolonifer* et *Rhizoctoniasolani* et des bactéries, telles que *Bacillus* sp ., *Serratia marcesens* et *Micrococcus varians*.

Par contre, il a été montré aussi que la gomme arabique ne contenait pas des microorganismes pathogènes (Khier,2005) et qu'elle ne contenait pas des espèces appartenant par exemple au genre *Escherichia* ,*Staphylococcus*, *Salmonella* ou de *Clostridium* (Adam *et al.*,2016).

Ces propriétés microbiologiques de la gomme arabique, à la fois antimicrobiens mais aussi un habitat favorisant le développement des microorganismes, l'objectif de notre travail est d'isoler à partir de différentes gommes de plantes des bactéries afin de les caractériser phénotypiquement.

Matériel et méthodes

Ce travail a été réalisé au niveau du Laboratoire de Microbiologie du Centre Universitaire Belhadj Bouchaib- Ain Temouchent (CUBBAT) durant le second semestre du Master 2 de l'année universitaire 2019/2020 (avant le confinement).

L'objectif de cette étude est d'isoler la microflore à partir des différentes gommages afin de les caractériser phénotypiquement.

1. Collecte des échantillons de gommages

Les échantillons des gommages utilisés dans cette étude pour la caractérisation de leur microflore provenant de la ville d'Ain Témouchent, de Tizi-Ouzou et d'Oran comme indiqué dans le Tableau 1 ont été collectés dans des conditions stériles et conservés entre 4 et 10 C° jusqu'à leur utilisation.

Tableau 1: Tableau récapitulatif de l'origine des échantillons de gommages utilisés

La gomme commercialisée	Oran	
La gomme de l'arbre d'abricotier	Tizi-Ouzou	
La gomme de l'arbre d'amandier	Ain Témouchent	

La gomme (encens ou oliban) commercialisée	Tizi-Ouzou	
--	------------	--

2. Préparation des milieux de culture

2.1. Préparation de la gélose nutritive

Ce milieu est utilisé pour l'isolement et la culture des bactéries. Pour préparer la gélose nutritive (GN), 23g de la poudre de ce milieu (Conda Nutrient Agar) est dissoute dans 1L d'eau distillée.

2.2. Préparation du bouillon nutritif

Ce milieu est utilisé pour l'isolement et la culture des bactéries. Pour préparer du Bouillon nutritif (BN), 8g de la poudre de ce milieu (Conda Nutrient Broth) est dissoute dans 1L d'eau distillée.

2.3. Préparation de la gélose de Müller-Hinton

Le milieu Müller–Hinton est considéré comme un milieu de référence utilisé pour l'étude de la sensibilité des bactéries aux agents antimicrobiens. Ce milieu présente une bonne reproductibilité des tests et un effet antagoniste minimal sur les résultats (EUCASTE, 2014). Pour préparer de la gélose de Müller-Hinton, 38 g de la poudre de ce milieu est dissoute dans 1L d'eau distillée.

2.4. Préparation de la gélose de Kligler Hajna

Ce milieu est utilisé pour mettre en évidence la fermentation simultanée du glucose et du lactose, la production d'hydrogène sulfuré et la production du gaz. Pour préparer de la gélose de Kligler Hajna, 52g de la poudre de ce milieu est dissoute dans 1L d'eau distillée. Le milieu est préparé en tube à essai de sorte à avoir une pente et un culot.

3. Isolement et purification des bactéries à partir des gommages

L'isolement des bactéries a été réalisé à partir des différentes gommages.

1g de chaque gomme est mélangé avec 10 mL d'eau distillée stérile et homogénéisé à l'aide d'un vortex. 100 µL de la solution sont étalés à la surface de la gélose nutritive.

Les boîtes de Pétriensemencées sont incubées à 30°C pendant 24 à 48 h. Les colonies obtenues sont ensuite purifiées par des repiquages successifs de colonies sur GN.

4. Vérification de la pureté des isolats et détermination de leurs caractéristiques microscopiques

4.1. Observation microscopique

Après coloration de Gram, l'observation microscopique permet de déterminer le Gram, la morphologie et la pureté des isolats.

5. Analyse de l'effet des différents stress sur les isolats

5.1. Influence du pH sur la croissance bactérienne

L'influence du pH sur la croissance des différents isolats a été testée sur BN, en tube à essai, ajusté aux pH 5, 7 et 9.

Les différents BN sont inoculées par une pré-culture de 24h de chaque isolat de sorte à avoir une DO_{600nm} initiale de 0,01. Après 24h d'incubation à 30°C, les DO des cultures bactériennes sont mesurées à 600 nm.

5.2. Influence du NaCl et du CaCl₂ sur la croissance bactérienne

L'influence du NaCl et du CaCl₂ sur la croissance des différents isolats a été testée sur BN contenant du NaCl ou du CaCl₂ à concentration finale de 1 et 2%.

Les différents BN sont inoculées par une pré-culture de 24h de chaque isolat de sorte à avoir une DO_{600nm} initiale de 0,01. Après 24h d'incubation à 30°C, les DO des cultures bactériennes sont mesurées à 600 nm.

5.3. Influence des colorants sur la croissance bactérienne

C'est une procédure utilisée pour tester l'influence de différents colorants sur la croissance bactérienne, l'effet inhibiteur des colorants a été étudié par Churchman (Howard et Churchman, 1912) sur des cultures bactériennes (Fung et Miller, 1973).

L'influence des colorants sur la croissance des différents isolats a été testée sur BN contenant

du rouge neutre et du vert brillant à concentration finale de 1%.

Les différents BN sont inoculées par une pré-culture de 24h de chaque isolat de sorte à avoir une DO_{600nm} initiale de 0,01. Après 24h d'incubation à 30°C, les DO des cultures bactériennes sont mesurées à 600 nm.

5.4. Test de sensibilité/résistance à l'H₂O₂ par la méthode de diffusion sur disque

Le peroxyde d'hydrogène est connu comme agent inhibiteur de la croissance de différents microorganismes en raison de sa capacité à oxyder les lipides membranaires et à détruire la structure des protéines cellulaires (Zalan *et al*,2005).

Le test de résistance/sensibilité des bactéries à l'H₂O₂ a été réalisé, sur des bactéries isolées à partir des gommages, par la méthode de diffusion sur disque. 100 µL de chaque suspension bactérienne correspondant à une turbidité de 0,5 McFarland (Figure 3) sont étalés sur GN.

Le standard 0,5 McFarland (qui correspond à 1.5×10^8 cellules/mL) est une suspension qui permet, de déterminer la densité d'une suspension bactérienne grâce à une comparaison visuelle (Gayathiri,2018) . Pour préparer le standard 0,5 McFarland, mélangez 0,05 mL de 0,048 M BaCl₂ à 9,95mL de 0,18 M H₂SO₄ (Andrews,2006).

Ensuite, des disques en papier imbibés de la solution de l'H₂O₂ (50mM, 100mM et 200mM) sont déposés sur GN de manière à avoir un contact avec les bactéries. Un disque imbibé dans de l'eau distillée stérile (Témoin négatif) est aussi déposé.

Les boîtes sont incubées à 30 °C pendant 24h. Les diamètres des zones claires circulaires, entourant le disque en papier, dans laquelle la croissance bactérienne est inhibée, sont mesurés, afin d'estimer la sensibilité/résistance des isolats à l'oxydant.

Une zone claire signifiée une sensibilité de la souche à l'H₂O₂. Une absence de cette zone, signifié une résistance de la souche l'H₂O₂.

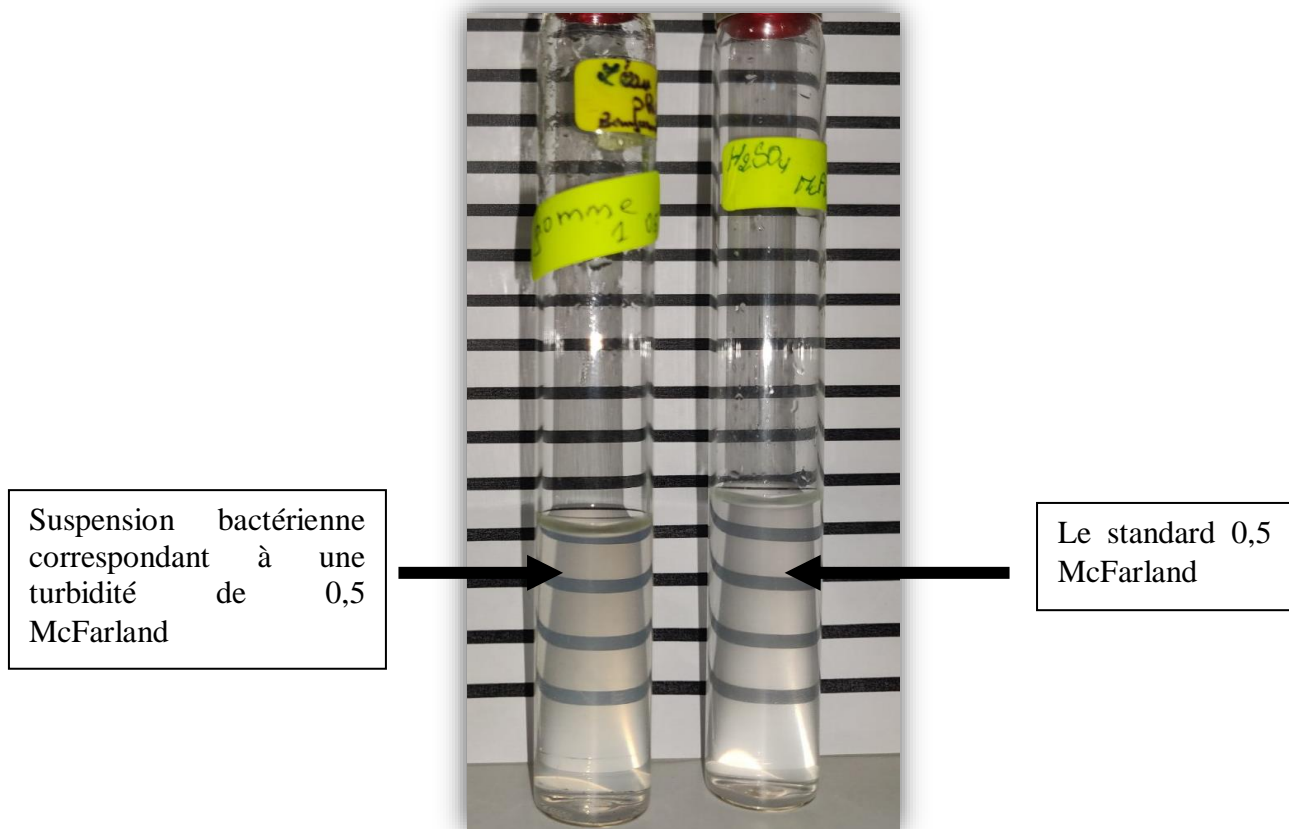
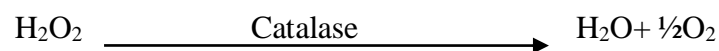


Figure 3 : Exemple de la préparation d'une suspension bactérienne correspondant à 0.5 McFarland

5.5. Test de Catalase

La catalase est une enzyme, qui catalyse la réaction de dégradation du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) selon la réaction suivante :



Le test consiste à prélever une colonie à partir des boîtes de GN de chaque isolat et la mettre en contact de l' H_2O_2 placé sur une lame.

Les isolats à catalase positive, dégradent l' H_2O_2 , ce qui se traduit par la présence de bulles d'air synonyme d'un dégagement d'oxygène (Stilees et Holzapfel,1997).

5.6. Résistance intrinsèque des isolats aux antibiotiques

Le test de résistance/sensibilité des bactéries aux antibiotiques a été réalisé, sur des bactéries isolées à partir des gommages, par la méthode de diffusion sur disques d'antibiotiques.

100 µL de chaque suspension bactérienne (correspondant à une turbidité de 0,5 McFarland) sont étalés sur milieu Mueller-Hinton. Ensuite, des disques d'antibiotiques (Ampicilline, Céfotaxime, Ciprofloxacine et Rifampicine) sont déposés sur Mueller-Hinton de manière à avoir un contact avec les bactéries. Les boîtes sont incubées à 30 °C pendant 24h. Les diamètres des zones claires circulaires, entourant le disque en papier, dans laquelle la croissance bactérienne est inhibée, sont mesurés, afin d'estimer la sensibilité/résistance des isolats aux différents antibiotiques.

Une zone claire signifiée une sensibilité de la souche à l'antibiotique. Une absence de cette zone, signifie une résistance de la souche à l'antibiotique.

Tableau 2 : Diamètres critiques pour l'appréciation de la Sensibilité/Résistance selon les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie Communiqué 1997.

Antibiotique	Diamètres critiques (mm)		Charge du disque (µg)
	Sensible (S)	Résistante (R)	
Ampicilline	> 1	< 20	2 µg
Rifampicine	>19	<14	30 µg
Ciprofloxacine	>22	< 19	5 µg
Céfotaxime	>21	< 15	30 µg

5.7. Analyse de l'utilisation des différentes sources de carbone

Pour cette analyse un milieu minimum constitué de 1g de K₂HPO₄, 1g de KH₂PO₄, 0,01g de FeCl₃·6H₂O, 0,2g de MgSO₄·7H₂O, 0,2 g de CaCl₂ et 1g NH₄Cl dissoute dans 1L d'eau distillée a été utilisé (Kishinevsky *et al.*, 2003).

Ce milieu est additionné du Bleu de Bromothymol comme indicateur de pH et de croissance bactérienne à raison de 25 mg/L.

Chaque tube à essai est rempli avec 5 mL de ce milieu minimum.

Les différentes sources de carbone utilisées (glucose, lactose, galactose, fructose et xylose) sont préparées en solution de 1% et ajoutés au milieu minimum liquide, comme seule source de carbone, pour les avoir à une concentration finale de 0.1%.

Chaque tube à essai contenant 5 mL de milieu minimum additionnés de 0.1% de source de carbone est inoculé avec 100 µL de pré-culture de chaque d'isolat. Les différents tubes sont

incubés à 30°C pendant 24h.

5.8. Caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna

Ce milieu permet de mettre en évidence plusieurs caractères biochimiques (Kligler,1918 in Gillies,1955) .Comme mentionné précédemment, ce milieu est préparé en tube à essai de sorte à avoir une pente et un culot.

La pente estensemencée par stries puis le culot par piqûre centrale à l'aide de la même pipette Pasteur fermée. L'ensemencement est effectué en utilisant une suspension bactérienne (correspondant à une turbidité de 0,5 McFarland). Le bouchon du tube est légèrement dévissé pour permettre la production de gaz. Les tubes sont ensuite incubés à 30 C° pendant 24h.

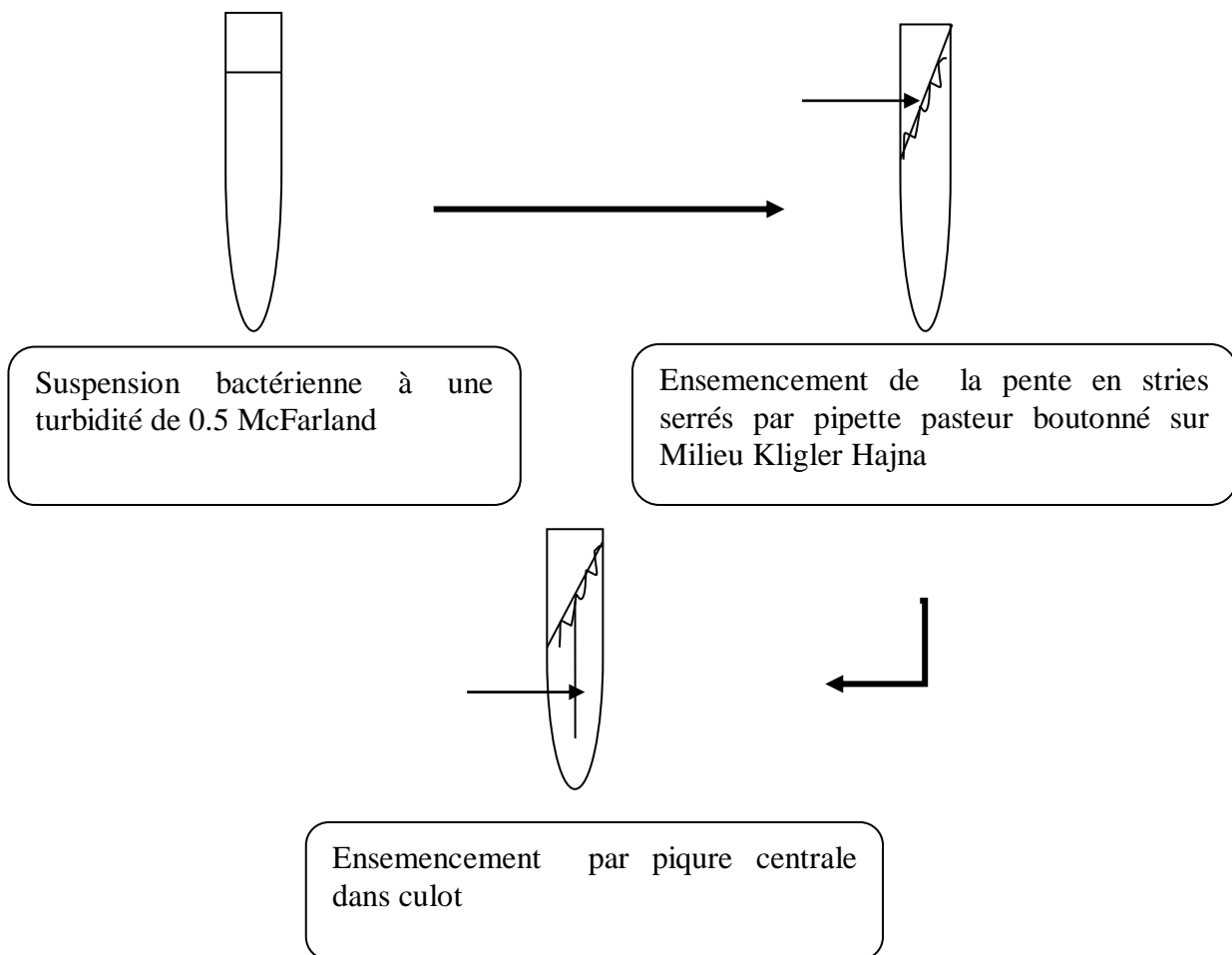
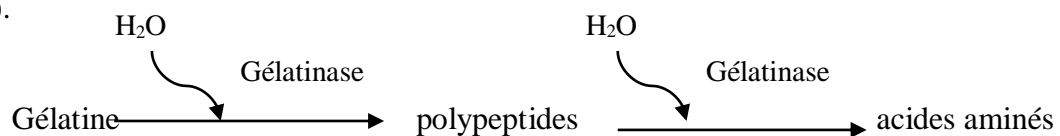


Figure 4 : Représentation schématique de la méthode d'ensemencement dans le milieu Kligler Hajna

6. Recherche d'activité gélatinase

Ce test permet de différencier entre les isolats à gélatinase positifs et gélatinase négatifs. Les gélatinases sont des protéases extracellulaires secrétées par certaines bactéries et qui hydrolysent la gélatine en acide aminé pour des voies métaboliques (Leboffe et Pierce, 2012).



Pour détecter l'activité gélatinase, le BN gélatiné à 15% (la gélatine sert à la fois comme agent solidifiant et un substrat pour l'activité gélatinase), est ensemencé avec 1 mL de pré-culture de chacun des isolats à tester et incubé à 30 °C pendant 24h, contre un blanc incubé dans les mêmes conditions sauf que 1mL de la pré-culture est remplacé par 1 mL du milieu BN stérile.

Les isolats à gélatinases positives, hydrolysent la gélatine et le milieu devient liquide, et si les isolats sont gélatinases négatives, le milieu reste solide (De la cruz et Torres ,2012).

***R**ésultats et discussion*

1. Isolement des bactéries à partir des échantillons de gommes

L'isolement des bactéries a été réalisé à partir des différentes gommes : la gomme arabique 1 achetée du commerce à Oran , la gomme 2 de l'arbre d'abricotier de Tizi-Ouzou, la Gomme 3 de l'arbre d'amandier de la wilaya d'Ain Témouchent, la Gomme 4 achetée du commerce à Tizi-Ouzou, 1g de chaque gomme est mélangé avec 10 mL d'eau distillée. 100 µL de la solution sont étalés à la surface de la gélose nutritive.

Après une incubation à 30°C pendant 24 à 48 h les colonies obtenues ont été purifiées par des repiquages successifs sur Gélose Nutritive (GN). 8 isolats ont été sélectionnés, un code a été attribué à chacun de ces isolats :

IGA1-1 : l'isolat 1 de la gomme arabique 1 achetée à Oran.

IGA1-2 : l'isolat 2 de la gomme arabique 1 achetée à Oran.

IGA 2-1 : l'isolat 1 de la gomme 2 de l'arbre d'abricotier de Tizi-Ouzou.

IGA 2-2 : l'isolat 2 de la gomme 2 de l'arbre d'abricotier situé à Tizi-Ouzou.

IGA 3-1 : l'isolat 1 de la gomme 3 de l'arbre d'amandier situé à Ain Témouchent.

IGA 3-2 : l'isolat 2 de la gomme 3 de l'arbre d'amandier situé à Ain Témouchent.

IGA 4-1 : l'isolat 1 de la gomme 4 achetée à Tizi-Ouzou.

IGA4-2 : l'isolat 2 de la gomme 4 achetée à Tizi-Ouzou.

2. Vérification de la pureté des isolats et détermination de leurs caractéristiques microscopiques

2.1. Observation microscopique des isolats

L'observation microscopique, après coloration de Gram, permet de vérifier la pureté des isolats et de déterminer leur Gram ainsi que leur morphologie. Le tableau 3 représente les résultats obtenus.

Tableau 3 : Récapitulatif des résultats de l'observation microscopique des isolats des différentes gommes

Les isolats	GRAM	Forme
IGA1-1	-	Cocci
IGA1-2	-	Cocci
IGA2-1	+	Coccobacille
IGA2-2	+	Cocci
IGA3-1	-	Coccobacille
IGA3-2	-	Coccobacille
IGA4-1	+	Coccobacille
IGA4-2	-	Coccobacille

Les résultats de la caractérisation morphologique des isolats ont montré la présence de deux formes : les cocci et les coccobacilles (Tableau 3). L'observation microscopique a révélée que les colonies isolées et purifiées des isolats IGA 4-1, IGA2-1 sont à Gram positif sous forme de coccobacille et l'isolat IGA2-2 est aussi Gram positif mais sous forme de cocci (Figure 5).

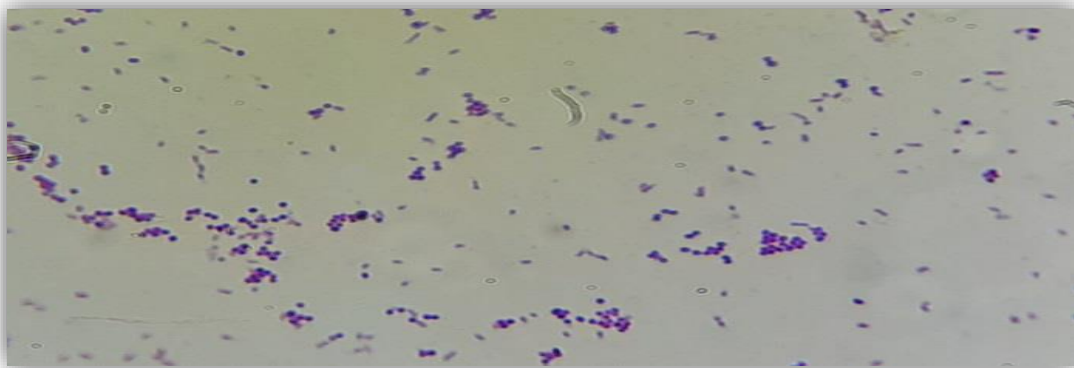


Figure 5: Exemple de résultat de coloration de Gram de l'isolat IGA2-2 (cocci Gram positif) (observation par microscope optique G×100×10 a immersion)

Les isolats IGA1-1, IGA1-2 sont à Gram négatif sous forme de cocci et l'isolat IGA 3-1,

IGA3-2 et IGA4-2 sont Gram négatif et apparaissant sous formes de coccobacille.

On observe que le pourcentage des Gram négatif est plus important que celui des isolats Gram positif alors que la forme des bactéries varie entre cocci est coccobacille (Figure 6).

Ces résultats ne sont pas en accord avec des travaux qui ont montré que les bactéries dominantes contaminant la gomme arabique sont des bâtonnets Gram+ et des cocci Gram+, mais ces derniers ont été détectés en quantités insignifiantes (Karamalla *et al.*,1998 in Kheir,2005).

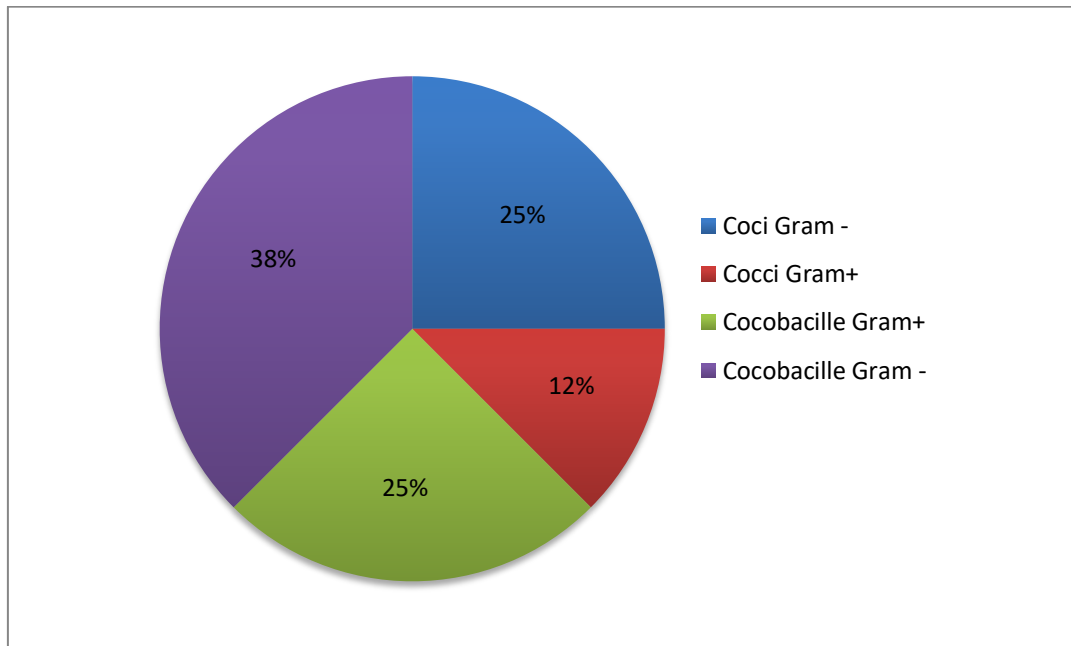


Figure 6 : Répartition de la forme et du Gram des isolats des différentes gommes

3. Analyse de l'effet des différents stress sur les isolats

3.1. Influence du pH sur la croissance bactérienne

Les microorganismes peuvent croître généralement à différents pH et sont décrits, en fonction du pH optimal de leur croissance, comme des acidophiles (pHs acides), des neutrophiles (pHs neutres) et des alcalophiles (pHs alcalins) (Jin et Kirk,2018 ; Sánchez-Clemente,2018).

L'influence du pH sur la croissance des différents isolats a été testée sur du Bouillon Nutritif (BN) ajusté à pH 5, 7 et 9.

La mesure de la densité optique à 600 nm nous a permis d'observer que tous les isolats peuvent croître aux pHs testés (pH 5, 7 et 9) (Figure 7). La plupart des bactéries non extrêmophiles se développent sur une large gamme de valeurs de pH allant de 5,5 à 9 (Padan *et al.*,2005;Slonczewski *et al.*,2009) par exemple la bactérie *Rhizobium* qui s'associe à *Acacia*

senegal peut croître à des pH allant de 5 jusqu'à 9 (Fall *et al.*,2007).

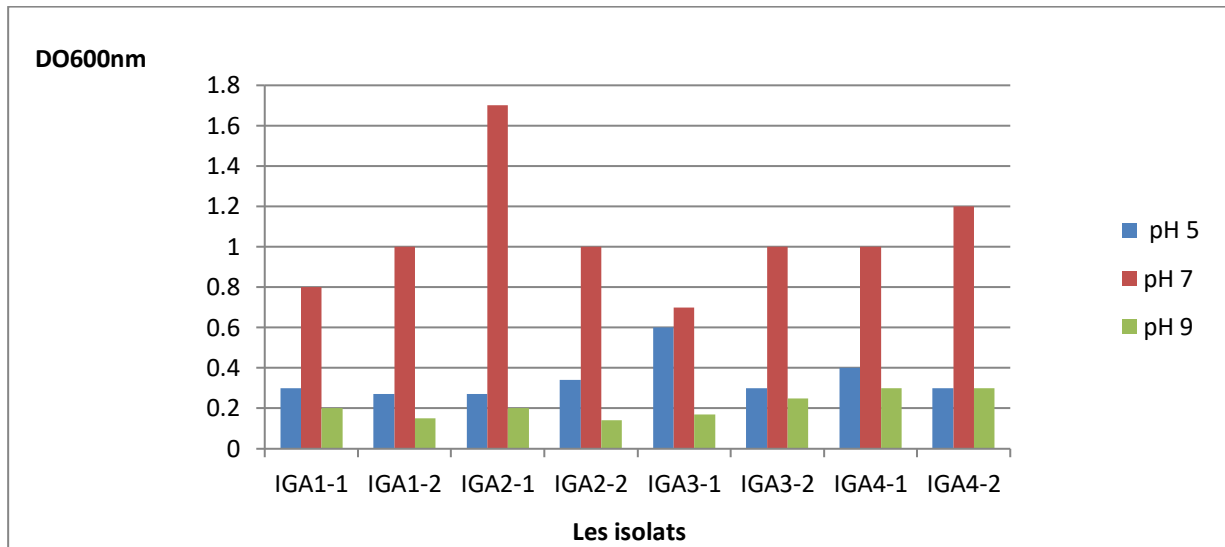


Figure 7: l'influence du pH sur la croissance des différents isolats

Tous les isolats testés, le pH 7 est le pH optimal de croissance, ils sont donc considérés comme neutrophile (Jain et Sinha, 2008).

On observe que les isolats IGA2-1, IGA4-2 présentent une croissance plus faible à pH 5 par rapport à pH 7. Ces résultats sont en accord avec des études sur des bactéries neutrophiles comme *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, qui ont montré que ces bactéries présentaient une croissance plus faible à pH 5 par rapport à pH 7 (Wiegand *et al.*,2015 ;Kim *et al.*,2018).

Le résultat montre aussi que la croissance de l'isolat IGA3-1 à pH 7 est similaire à la croissance à pH 5. Des résultats similaires de bactéries acidoneutrophiles ont été trouvés. En effet, des bactéries acidoneutrophiles, isolées du sol ont été signalées par Huang *et al.*,(2018).

Cependant à pH 9, les isolats présentent la plus faible croissance par rapport à pH 5, sauf pour l'isolat IGA2-1 et IGA 4-2 qui présentent une croissance similaire à pH 5 et pH 9. Des résultats similaires ont montré que chez des bactéries neutrophiles comme *Escherichia coli*, la courbe de croissance est plus élevée à pH 5 qu'à pH 9, ce qui indique que cette bactérie peut mieux s'adapter à des conditions légèrement acides que des conditions basiques (AlRabiah *et al.*,2018).

3.2. Influence du NaCl et du CaCl₂ sur la croissance bactérienne

Les micro-organismes sont exposés à une variété de paramètres environnementaux qui définissent leurs habitats, l'un des facteurs environnementaux, le plus importants est le sel (Rubiano-Labrador *et al.*,2015).

La tolérance des différents isolats au stress salin a été testée sur BN additionnée de NaCl ou du CaCl₂ à des concentrations finales de 1 et 2%.

Les résultats obtenus sont représentés dans l'histogramme suivant :

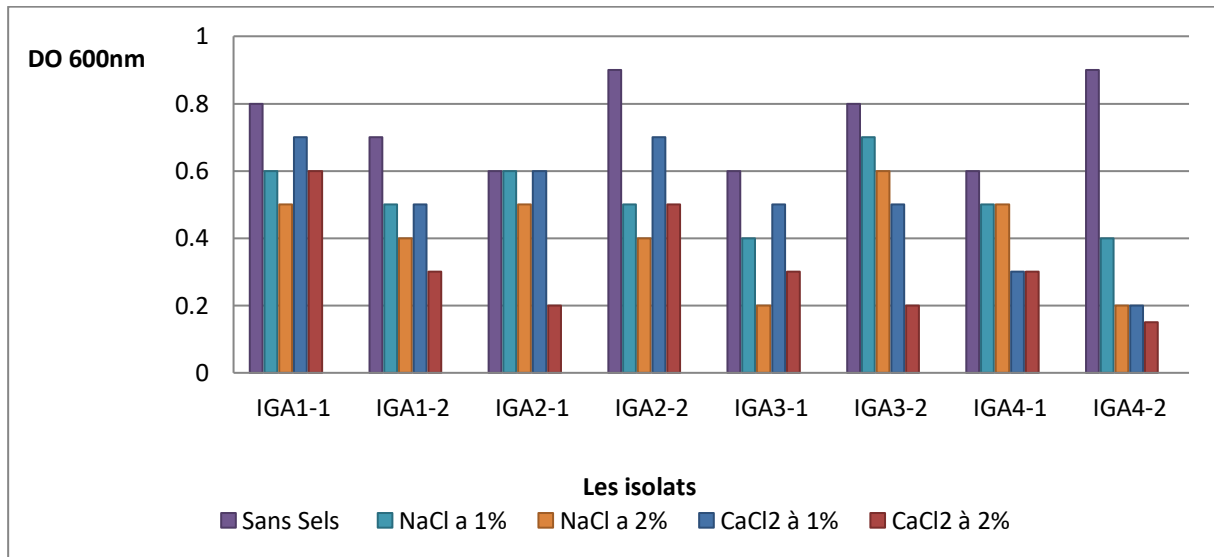


Figure 8 : l'influence du (NaCl et CaCl₂) sur la croissance des isolats

La majorité des microorganismes ne peuvent pas tolérer des niveaux de salinité supérieurs à 1 et 1,5% de NaCl (Mcnaboe,2017), les résultats obtenus (Figure 8) montrent que tous les isolats ont pu croître aux concentrations de 1 et 2% de NaCl et de CaCl₂. Cependant à la concentration de 2%, les isolats présentent une plus faible croissance par rapport à la concentration de 1%, et ceci pour le NaCl et le CaCl₂. Nos isolats sont, donc, considérés comme légèrement tolérants aux sels (Rahman *et al.*,2017).

Notre étude a montré aussi que la croissance des trois isolats, IGA2-1, IGA3-2 et IGA4-1, est faiblement affectée par la présence du NaCl (1% et de 2%) et la croissance des deux isolats IGA1-1 et IGA2-2 est faiblement affectée par la présence du CaCl₂ (1% et 2%).

Ces résultats montrent aussi que la croissance des isolats IGA3-1, IGA4-2 et IGA1-2 diminue fortement en présence du NaCl et du CaCl₂ à une concentration de 2% et pour les deux isolats IGA3-2 et IGA2-1 on remarque que la croissance diminue fortement, mais seulement, en présence du CaCl₂ à une concentration de 2%.

Cette résistance peut être due à l'adaptation des microorganismes aux variations des

pressions osmotiques du milieu par l'accumulation d'osmolyte dans le cytoplasme (proline ,glutamate ,potassium ,glycine bétaine) (Csonka,1989 ;Romeo *et al.*,2001) par leur synthèse *de novo* ou par leur transport depuis le milieu de culture (Bremer et Krämer,2019).

3.3. Influence des colorants sur la croissance bactérienne

Les effets inhibiteurs des colorants sur les bactéries ont été étudiés par Churchman, (1912) et Kline, (1935), les colorants sont largement utilisés pour leurs propriétés inhibitrices et différentielles (la fuchsine basique, le violet de cristal, le bleu de méthylène, rouge neutre et le vert brillant) (Fung et Miller, 1973).

L'influence des colorants sur la croissance des différents isolats a été testée sur BN contenant du rouge neutre et du vert brillant à une concentration finale de 1%. Les résultats obtenus sont représenté dans l'histogramme suivant :

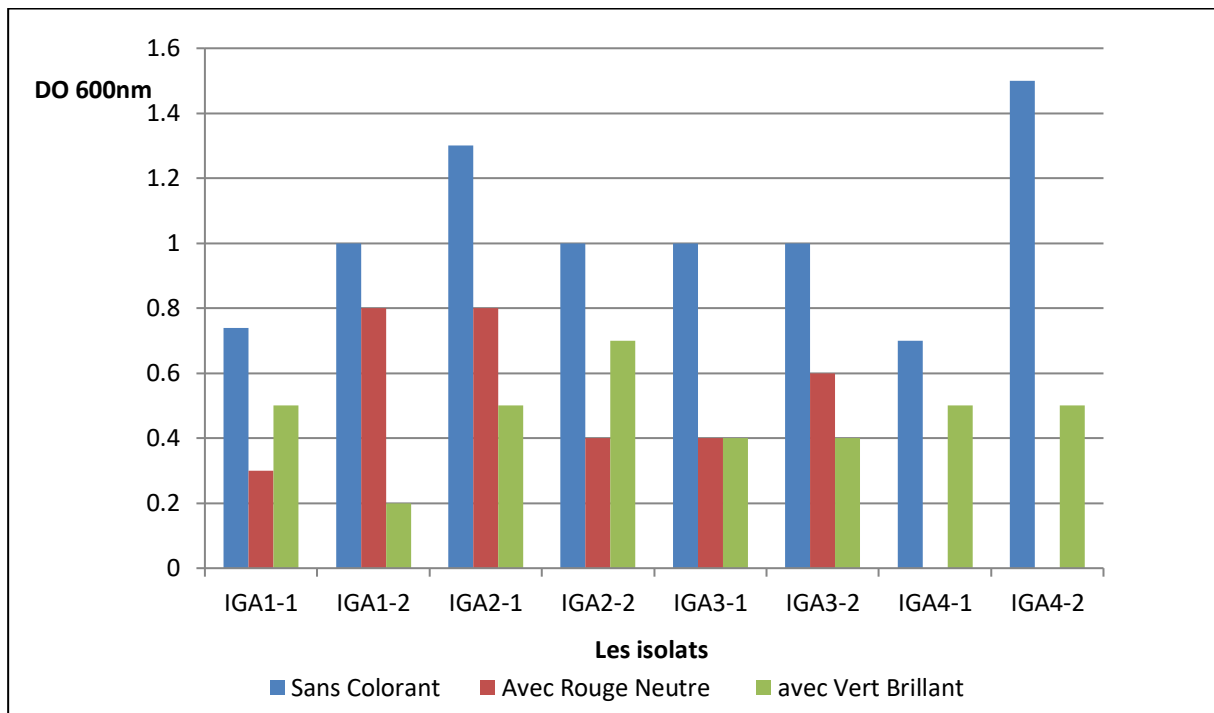


Figure 9 : l'influence des colorants sur la croissance des différents isolats

Les résultats obtenus (Figure 9) montrent qu'en présence du vert brillant la croissance des isolats a considérablement diminué. On remarque que ce colorant possède un bon effet inhibiteur sur la majorité des isolats. En effet, pour les isolats IGA1-2, IGA3-1 et IGA3-2, la croissance a fortement diminué. Par contre, la croissance de l'isolat IGA2-2, IGA4-1 et IGA1-1 est faiblement affectée en présence de ce colorant, un même effet inhibiteur a été démontré par Kline, (1935) sur *Escherichia coli*, *Aerobacter aerogenes*, *Citrobacter sp*, *Bacillus subtilis* et *Bacillus cereus*.

En revanche on observe que le rouge neutre possède un effet sélectif sur les isolats en effet, pour les deux isolats de la gomme 4 (IGA4-1, IGA4-2) aucune croissance n'a été observé en présence de ce colorant et la croissance des isolats IGA1-2 et IGA2-1 a été faiblement affecté.

Dans des études similaires de Fung et Miller, (1973) ont montré l'action du vert brillant sur les bactéries. Il a été constaté par les résultats de cette étude que certaines bactéries ne se développaient pas dans des milieux contenant du vert brillant, tandis que pour d'autres bactéries la croissance n'a pas été affectée en présence de ce colorant. Le premier groupe correspond au groupe Gram positif, le second au groupe Gram négatif de bactéries.

Cependant aucune différence n'a été constatée dans l'influence des deux colorants en fonction du Gram, positif ou négatif, dans nos isolats. On constate que le taux de croissance des isolats IGA4-1 (Gram+) et IGA4-2 (Gram-) est similaire en présence de vert brillants, de même que pour les isolats IGA2-1(Gram+) et IGA1-1(Gram -).

3.4. Test de sensibilité/résistance à l'H₂O₂ par la méthode de diffusion sur disque

Les microorganismes vivent dans des environnements où ils sont exposés à différents stress. Le stress oxydatif, est sans doute le stress le plus inévitable pour les cellules dans les environnements aérobies (Jiang *et al.*,2014).

Le test de résistance/sensibilité des isolats à l'H₂O₂ (qui peut causer un stress oxydatif) a été effectué par la méthode de diffusion sur disques contenant différentes concentrations d'H₂O₂. Après incubation, les diamètres des zones claires circulaires, entourant le disque en papier (Figure 10) ont été mesurés.

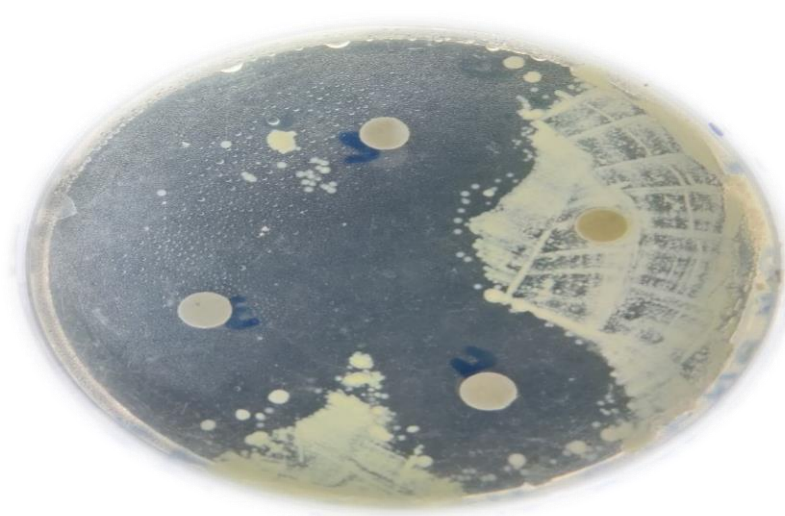


Figure 10 : Exemple de résultat de la Sensibilité/Résistance de l'isolat (IGA3-2) à l'H₂O₂

Résultats et discussion

L'appréciation de la sensibilité des isolats bactérien à l'H₂O₂ a été faite selon les critères de Kouadio *et al.*,(2017), ainsi, un isolat est dit, résistant si le diamètre d'inhibition est inférieur ou égal à 8 mm, sensible si le diamètre est compris entre 9 et 14 mm, très sensible si le diamètre est compris entre 15 et 19 mm et extrêmement sensible si le diamètre est supérieur ou égal à 20 mm. Le tableau suivant montre les résultats obtenus de ce test.

Tableau 4 : Résultats du test de sensibilité/résistance à l'H₂O₂ par la méthode de diffusion sur disque.

Concentration d'H ₂ O ₂		50mM	100mM	200mM
IGA1-1	Diamètre mm	10	14	15
	Caractéristique de la souche	Sensible	Sensible	Très sensible
IGA1-2	Diamètre mm	10	15	17
	Caractéristique de la souche	Sensible	Très sensible	Très sensible
IGA2-1	Diamètre mm	10	17	20
	Caractéristique de la souche	Sensible	Très Sensible	Extrêmement sensible
IGA2-2	Diamètre mm	10	10	15
	Caractéristique de la souche	Sensible	Sensible	Très sensible
IGA3-1	Diamètre mm	8	14	20
	Caractéristique de la souche	Résistant	Sensible	Extrêmement sensible
IGA3-2	Diamètre mm	7	10	13
	Caractéristique de la souche	Résistant	Sensible	Sensible
IGA4-1	Diamètre mm	5	10	20
	Caractéristique de la souche	Résistant	Sensible	Extrêmement sensible
IGA4-2	Diamètre mm	8	10	22
	Caractéristique de la souche	Résistant	Sensible	Extrêmement sensible

L'analyse du comportement de chaque isolat vis-à-vis les différentes concentrations d'H₂O₂ testées nous a permis de constater que les diamètres de la zone d'inhibition de tous les isolats est proportionnelle à la concentration d'H₂O₂ (Tableau 4). Le pourcentage de résistance/sensibilité des isolats en fonction de la concentration de l'H₂O₂ est représenté dans la Figure 11.

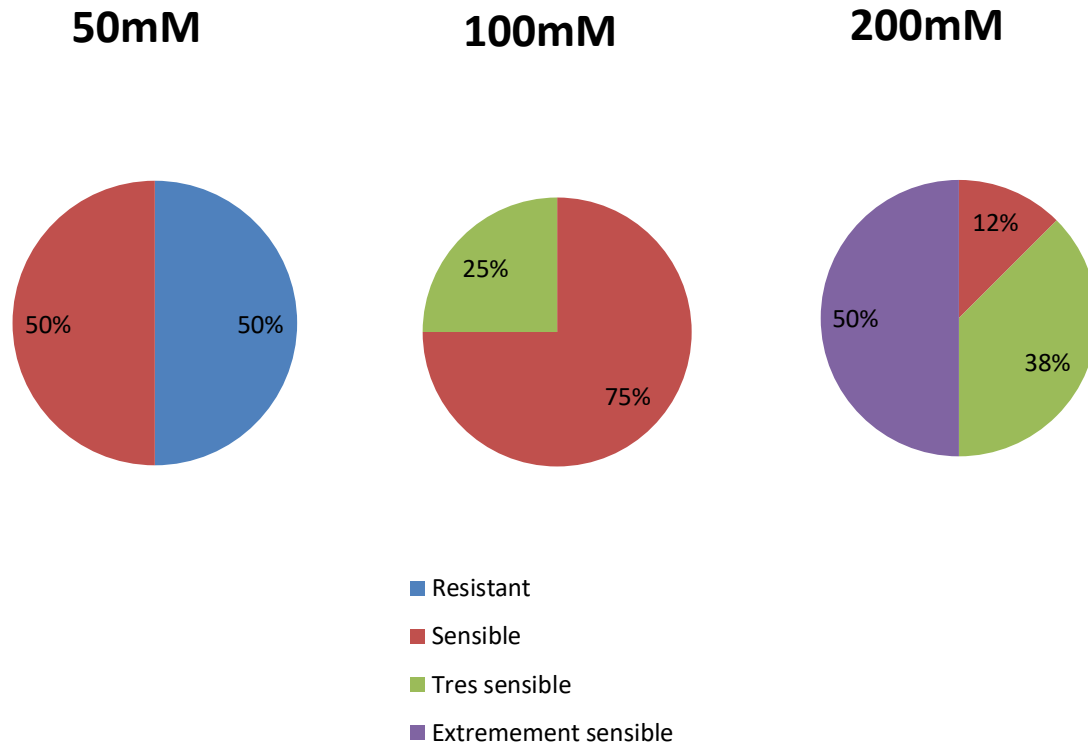


Figure 11: Le pourcentage d'effets des différentes concentrations d' H_2O_2 sur les isolats

Il a été montré que, selon sa concentration, l' H_2O_2 exerce une action bactériostatique ou bactéricide (Juven et Pierson, 1996).

Les résultats obtenus de ce test montrent que les isolats présentent différents profils Sensibilité/Résistance vis-à-vis de chaque concentration d' H_2O_2 .

A la concentration de 50mM, les isolats IGA1-1, IGA1-2, IGA2-1, IGA2-2 sont sensibles et les isolats IGA3-1, IGA3-2, IGA4-1, IGA4-2 sont résistants à cette même concentration.

A la concentration de 100mM les isolats IGA2-1, IGA1-2 sont très sensibles, alors que les isolats IGA1-1, IGA2-2, IGA3-1, IGA3-2, IGA4-1 et IGA4-2 sont sensibles à cette concentration.

A la concentration de 200mM, l'isolat IGA3-2 est sensible au traitement d' H_2O_2 . Cependant, les isolats IGA2-1, IGA4-1, IGA3-1 et IGA4-2 sont extrêmement sensibles à la concentration de 200mM d' H_2O_2 , ceci est en accord avec les travaux de Thomas *et al.*, (1994)

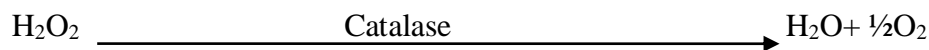
qui ont montré que le H₂O₂ est toxique à une concentration de 200mM.

La toxicité du H₂O₂ est due à sa capacité à générer des espèces réactives de l'oxygène telles que le radical hydroxyle, qui est un puissant oxydant (Juven et Pierson,1995).

L'un des contributeurs à la résistance au H₂O₂ de nos isolats est probablement la catalase, qui est potentiellement l'enzyme la plus importante dans la protection, des cellules, contre les concentrations élevées de H₂O₂ (Thomas, *et al.*,1994 ;Nakamura *et al.*,2012). Ceci a été démontré chez *Escherichia coli*, ou les mutants ayant une déficience en catalase étaient sensibles à l'H₂O₂ (Loewen,1984), alors que les mutants surproducteurs de la catalase étaient plus résistantes à H₂O₂ (Greenberg et Demple,1988). Pour cela, la catalase a été recherchée chez les différents isolats.

3.5. Test de la catalase

Ce test permet la mise en évidence la présence ou pas d'activité catalasique. La catalase est une enzyme, qui catalyse la réaction de dégradation du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) selon la réaction suivante :



Comme mentionné dans la partie matériel et méthodes, le test consiste à prélever une colonie à partir des boîtes de GN de chaque isolat et la mettre en contact de l'H₂O₂ placé sur une lame.

Les isolats à catalase positive, dégradent l'H₂O₂, ce qui se traduit par la présence de bulles d'air (Figure 12) synonyme d'un dégagement d'oxygène (Stilees et Holzapfel,1997). Ce test a révélé que tous les isolats sont catalases positives

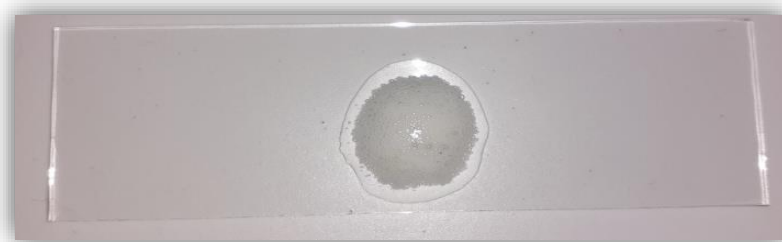


Figure 12 : Résultat positif de test de recherche de catalase

En comparant les résultats obtenus dans le test de sensibilité/résistance à l'H₂O₂ et le test de recherche de catalase on observe que les isolats IGA1-1, IGA1-2, IGA2-1 et IGA2-2 sont sensibles à toutes les concentrations d'H₂O₂ testées. Une activité catalase plus faible

pourrait être responsable d'une plus grande sensibilité à l'H₂O₂, ainsi, les résultats de Ohwada *et al.*, (2014) ont montré qu'il y avait une corrélation positive et mutuelle entre la résistance à l'H₂O₂ et l'activité catalase, des résultats similaires ont été trouvés aussi chez *Pseudomonas aeruginosa*, ou lorsque l'activité catalase est faible, une plus faible résistance à l'H₂O₂ était observée (Khakimova *et al.*,2020).

3.6. Résistance intrinsèque des isolats aux antibiotiques

Le test de résistance/sensibilité aux antibiotiques a été réalisé sur des bactéries isolées à partir des gommages, par la méthode de diffusion sur disques d'antibiotiques (Ampicilline, Cefotaxime, Ciprofloxacine et Rifampicine). Après incubation, les diamètres des zones claires circulaires (Figure 13), qui indiquent que la croissance bactérienne est inhibée par l'antibiotique, entourant le disque en papier sont mesurés.

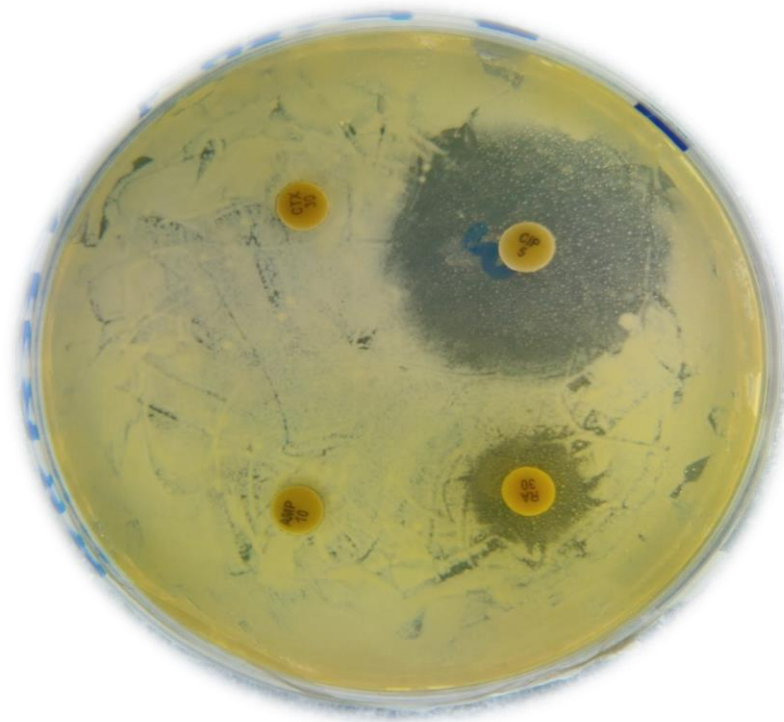


Figure 13 : Exemple de résultat de la Sensibilité/Résistance de l'isolat (IGA 2-2) aux antibiotiques

Résultats et discussion

L'interprétation des résultats est faite selon les Recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie Communiqué 1997, les résultats sont représenté dans le tableau suivant :

Tableau 5 : Résultats de la résistance intrinsèque des isolats vis-à-vis des antibiotiques testés

Isolats		Céfotaxime	Ampicilline	Rifampicine	Ciprofloxacine
IGA1-1	Diamètre mm	0	0	5	15
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Résistante	Sensible
IGA1-2	Diamètre mm	0	0	5	15
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Résistante	Sensible
IGA2-1	Diamètre mm	0	0	7	15
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Sensible	Sensible
IGA2-2	Diamètre mm	0	0	6	15
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Sensible	Sensible
IGA3-1	Diamètre mm	0	0	8	12
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Résistante	Sensible
IGA3-2	Diamètre mm	0	0	8	15
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Résistante	Sensible
IGA4-1	Diamètre mm	0	0	6	15
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Sensible	Sensible
IGA4-2	Diamètre mm	0	0	5	12
	Caractéristique de la souche	Résistante	Résistante	Résistante	Sensible

Les résultats de l'antibiogramme montrent que les 8 isolats présentent une résistance vis-à-vis de l'ampicilline et du Céfotaxime et une sensibilité vis-à-vis de l'antibiotique Ciprofloxacine. C'est-à-dire que pour ces 3 antibiotiques les 8 isolats ont le même profil.

Cette résistance aux antibiotiques, peut être aussi être la conséquence de l'application d'antibiotiques sur les arbres qui peuvent atterrir sur d'autres surfaces végétales et donc avoir un impact sur les bactéries habitant la phyllosphère de ces plantes (Sundin et Wang,2018 ;Stockwell et Duffy,2012), cette hypothèse peut être confirmée par les travaux de

Cernava *et al.*, (2019) qui ont démontré que la plus grande abondance de gène de résistance aux antibiotiques a été récupérée de la phyllosphère.

Cependant pour Rifampicine les isolats IGA1-1, IGA1-2, IGA3-1, IGA3-2 et IGA4-2, sont résistants et les isolats IGA2-1, IGA2-2 et IGA4-1 sont sensibles. Ces derniers isolats sont Gram +, et les résultats obtenus sur leur sensibilité à la Rifampicine sont en accord avec les travaux de Bliziotis *et al.*, (2007) qui ont montré que les bactéries Gram+ étaient sensibles à la Rifampicine.

La résistance aux antibiotiques est définie comme la capacité génétique des bactéries à posséder des gènes qui permettent la résistance à l'effet inhibiteur des antibiotiques (Khan *et al.*,2019). Cette résistance peut être acquise par des événements de mutation génique ou par transfert génétiques horizontal des gènes par des processus tels que la conjugaison, la transformation et la transduction (Sultan *et al.*,2018).

La résistance aux antibiotiques peut résulter, entre autres, d'une altération enzymatique de la molécule d'antibiotique pour réduire son activité antibactérienne ou des changements au niveau de la cible de l'antibiotique ce qui réduit la sensibilité de la bactérie vis-à-vis de cet antibiotique (Sharkey et O'Neill, 2019).

4. Analyse de l'utilisation des différentes sources de carbone par les différents isolats

Les sources de carbone sont l'une des sources les plus importantes pour la cellule aussi bien pour la génération d'énergie que pour la biosynthèse des composants cellulaires. La plupart des organismes vivants, y compris les bactéries, peuvent utiliser divers composés comme sources de carbone. Ces sources de carbone peuvent être co-métabolisés ou utilisés de manière sélective (Shimizu,2013).

Pour ce test, les isolats ont été caractérisés selon l'utilisation ou pas de différentes sources de carbone (glucose, lactose, galactose, fructose et xylose). Les résultats obtenus sont répertoriés dans le tableau 6.

Tableau 6 : Résultats de la croissance des isolats dans différentes sources de carbone

Les isolats	Témoin	Glucose	Lactose	Galactose	Fructose	Xylose
IGA 1-1	-	+++	+	+	+++	+/-
IGA 1-2	-	+++	+	+	++	+/-
IGA 2-1	-	+++	+	++	+++	+/-
IGA 2-2	-	+++	++	+/-	++	-
IGA 3-1	-	+++	+	++	+++	+
IGA 3-2	-	+++	+/-	++	+++	+
IGA 4-1	-	+++	+/-	++	+++	+
IGA 4-2	-	++	+/-	+	+++	++

Les résultats de ce test (Figure 14) montrent que tous les isolats assimilent le glucose et le fructose tandis que la fermentation des autres sucres est variable d'un isolat à un autre. Ces résultats sont en accord avec les résultats de Abdel Rahman, (2004), qui ont montré que les isolats contaminants la gomme arabique dégradent le glucose et le fructose. Cependant, selon nos résultats, le glucose constitue le substrat préférentiel qui donne une bonne croissance par comparaison au reste des glucides.

Pour le galactose tous les isolats ont pu utiliser ce sucre sauf l'isolat IGA2-2 qui a faiblement assimilé ce sucre. Cette bonne assimilation de ce sucre peut être expliquée par le fait que le galactose entre dans la composition de la gomme et représente 44% des sucres de la gomme (Renard *et al.*,2006 ;Daoub *et al.*,2018). Pour le lactose, tous les isolats ont bien assimilés ce sucre, sauf pour les isolats IGA3-2 IGA4-1 et IGA4-2 qui ont faiblement utilisés ce sucre.

Le xylose, a été assimilé par les isolats IGA3-1, IGA3-2, IGA4-1 et IGA4-2 et non ou faiblement assimilé par les autres isolats.

L'isolat IGA3-1 reste le seul isolat qui assimile tous les glucides testés.

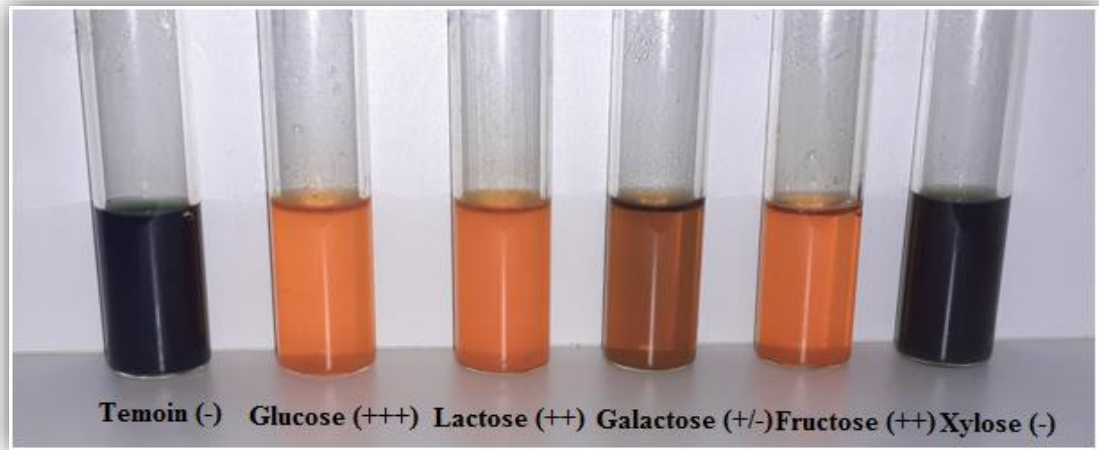


Figure 14 : Exemple de résultat la croissance de l’isolat IGA2-2 dans différentes sources de carbone

5. Caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna

Ce milieu permet de mettre en évidence plusieurs caractères biochimiques : la fermentation simultanée du glucose et du lactose, la production d’hydrogène sulfuré et la production du gaz (Bailey et Lacy,1926). Les résultats de ce test sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 7 : Résultats de la croissance des isolats sur milieu Kligler Hajna

Isolats	Glucose	Lactose	H ₂ S	Gaz
T	-	-	-	-
IGA 1-1	+	+	-	+
IGA1-2	-	-	+	-
IGA2-1	-	-	+	-
IGA2-2	-	-	+	-
IGA3-1	+	+	-	+
IGA3-2	+	+	-	-
IGA4-1	+	+	-	+
IGA4-2	+	+	-	+

Sur le milieu Kligler Hajna on observe que 5 des isolats (IGA1-1,IGA3-1,IGA3-2 ,IGA4-1, IGA4-2) dégradent, simultanément, le glucose et le lactose qui se matérialise par un virage de couleur au jaune (virage du culot au jaune indique la dégradation du glucose, virage de la pente au jaune indique la dégradation du lactose) (Figure 15) due à l’acidification

Résultats et discussion

du milieu. Ces mêmes isolats ne produisent pas d' H_2S et produisent du gaz qui se traduit par un décollement de la gélose (Figure 15) à l'exception de l'isolat IGA3-2, qui n'a pas produit du gaz et d' H_2S .

Cependant, les 3 isolats IGA1-2, IGA2-1 et IGA2-2 sont incapables de fermenter les deux sucres, mais ont pu produire de l' H_2S formant un précipité noir dans le milieu. Ces résultats montrent que seulement 3 isolats ont pu produire de l' H_2S . Les travaux de Abdel Rahman, (2004) réalisés sur la microflore contaminant la gomme arabique, ont montrés que seulement 12 isolats sur 50 ont produit l' H_2S .

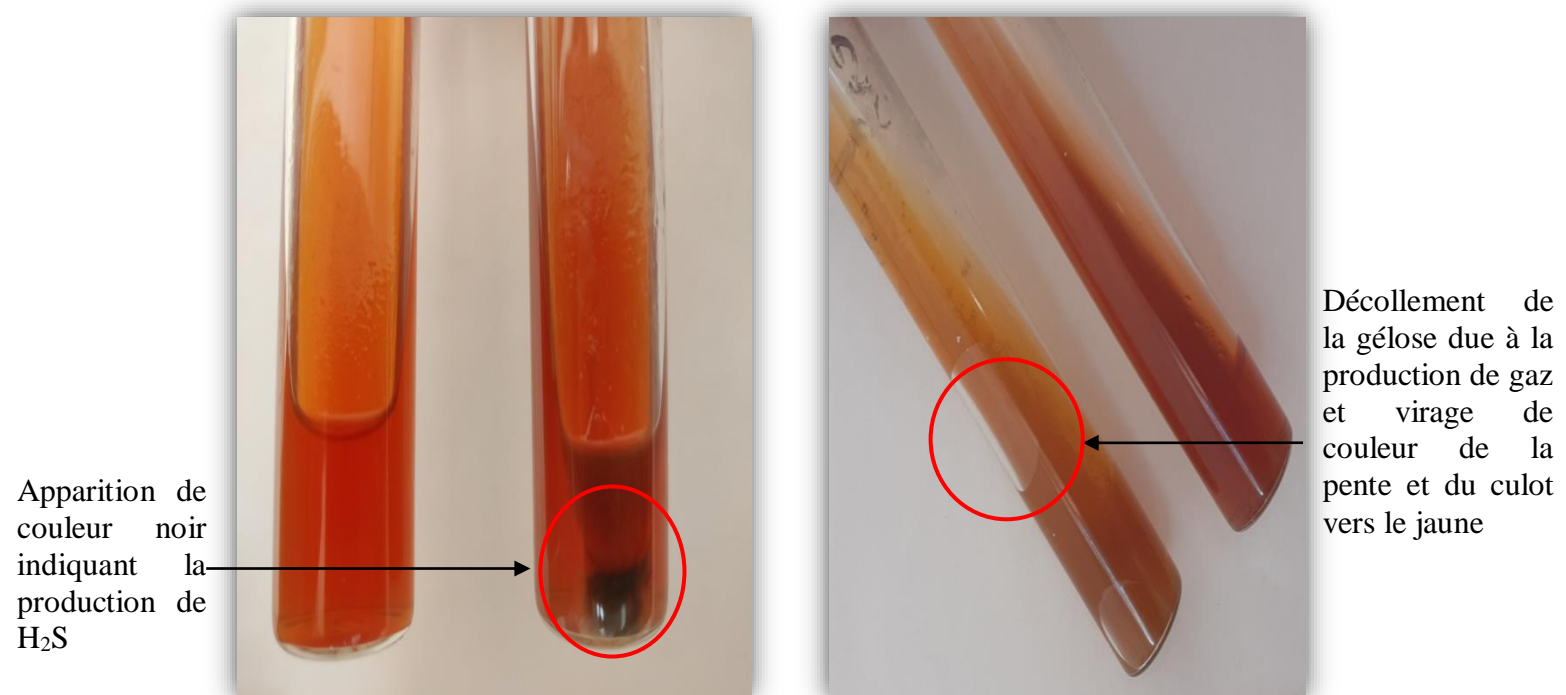


Figure 15 : Exemple des résultats de la caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna

Les résultats du test Kligler Hajna sont complémentaires avec les résultats du test de l'utilisation des différentes sources de carbone qui confirme que le glucose constitue le substrat préférentiel qui donne une bonne croissance par comparaison au reste des glucides, ainsi ce sucre a été utilisé selon deux processus différents soit un processus oxydatif en aérobie dans le test d'analyse des sources de carbone soit par un processus fermentatif en anaérobie dans le culot du milieu Kligler Hajna (Da Silva *et al.*, 2013).

Pour les isolats, IGA1-1, IGA3-1, IGA3-2, IGA4-1 et IGA4-2, les résultats obtenus sur milieu Kligler Hajna confirment les résultats de l'analyse de l'utilisation des différentes

sources de carbone ces isolats sont glucose et lactose positive dans les deux tests.

Cependant des résultats différents ont été obtenus pour les isolats IGA1-2, IGA2-1, IGA2-2, ces derniers étant glucose positif dans le test d'analyse du source de carbone mais glucose négatif sur milieu Kligler Hajna indiquant un métabolisme oxydatif du glucose du fait qu'ils étaient incapables de fermenter le glucose dans le culot du milieu Kligler Hajna (en anaérobiose) ainsi ces isolats sont considéré comme aérobie strict (Hugh et Leifson,1953 ;Da Silva *et al.*,2013).

Des résultats différents ont aussi été obtenus pour le lactose pour ces mêmes isolats (IGA1-2, IGA2-1 et IGA2-2) où ils ont utilisé le lactose dans le milieu minimum contenant le lactose comme seule source de carbone mais il n'a pas été utilisé dans le milieu Kligler Hajna indiquant que ce glucide est faiblement ou lentement utilisé dans le milieu Kligler Hajna.

6. Recherche d'activité gélatinase

Les protéases sont un groupe d'enzymes, qui sont principalement produites à partir de microorganismes, qui catalysent l'hydrolyse totale des protéines (Rao *et al.*,1998) et elles sont utilisées dans diverses industries telles que l'industrie des détergents, les industries alimentaires, pharmaceutiques, du cuir et du textile (Temam, 2017).

Ce test permet de mettre en évidence l'activité gélatinase extracellulaire des isolats récupérés des différents échantillons de gommés. Un résultat positif se traduit par liquéfaction du milieu gélatiné (Figure 16).

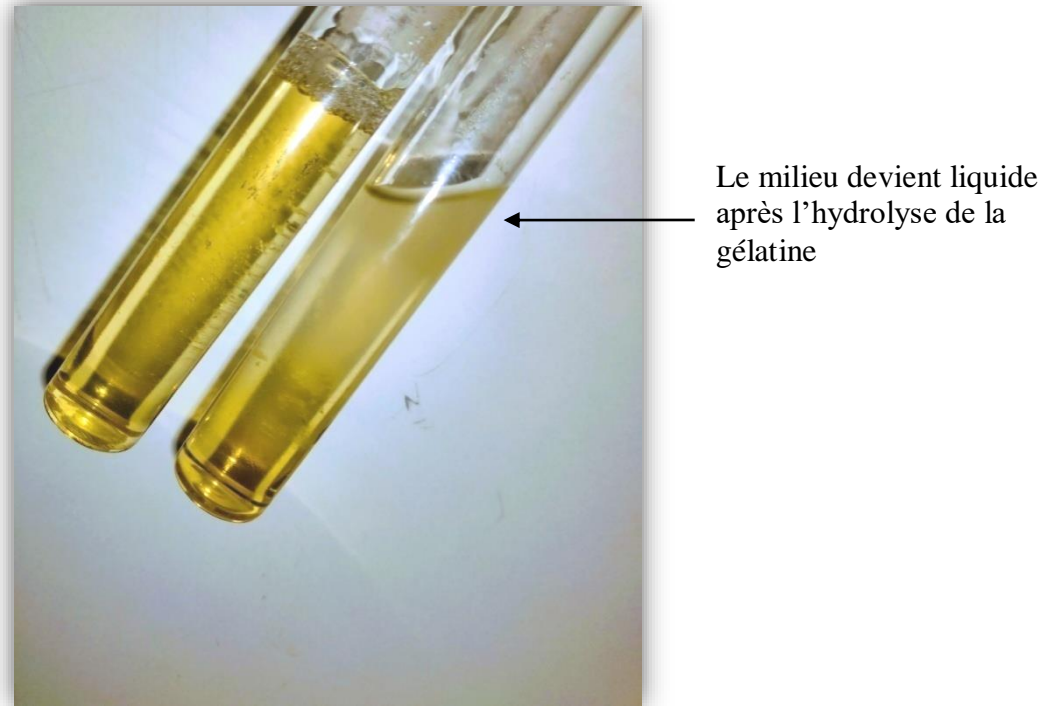


Figure 16 : Exemple de résultat gélatinase positive de l'isolat (IGA1-2).

Ce test de recherche d'activité gélatinase montre que tous les isolats sont à gélatinase positive à l'exception des isolats IGA1-1 et IGA1-2 qui sont gélatinase négative. Il a été déjà montré l'existence de bactéries à gélatinase négative isolées à partir de *Rosa rugosa* (Hashidoko *et al.*,2002).

Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 8 : Résultats de la recherche d'activité gélatinase des isolats

Isolats	IGA1-1	IGA1-2	IGA2-1	IGA2-2	IGA3-1	IGA3-2	IGA4-1	IGA4-2
gélatinase	-	-	++	++	+	++	++	++

L'isolat IGA3-1, qui a une activité gélatinase positive, possède la plus faible activité comparé aux 5 autres isolats à gélatinase positive.

Des activités gélatinases ont été observées chez différentes espèces bactériennes comme *Bacillus halodurans* (Balan *et al.*,2012), *Enterococcus faecalis* (Guneser et Eldeniz,2016) *Pseudomonas aeruginosa* (Stehling *et al.*,2008).

Des bactéries protéolytiques ont été isolées à partir de nombreux environnements

(Hamdani *et al.*,2019). Les bactéries protéolytiques représentaient 18 à 58% de la population bactérienne isolée de la rhizosphère (Vagnerova et Macura ,1974). Des activités protéolytiques ont été aussi observées chez des microorganismes phyllospheriques comme le *Lactobacillus fermentum* isolé à partir de feuilles de *Vinca rosea* par Sivakumar *et al.*, (2020).

7. Discussion générale

L'objectif de notre projet de recherche vise la caractérisation de l'aspect phénotypique la communauté bactérienne de différentes gommés.

Au total, 8 isolats ont été isolés à partir de différentes gommés récupérées de différentes régions : la gomme arabique 1 achetée du commerce à Oran, la gomme 2 de l'arbre d'abricotier de Tizi-Ouzou, la gomme 3 de l'arbre d'amandier de la wilaya d'Ain Témouchent et la gomme 4 achetée du commerce à Tizi-Ouzou.

Toutes les bactéries isolées ont été observées au microscope après une coloration de Gram. Cette observation a montré que parmi les 8 isolats, 5 sont à Gram- et ceux qui sont 3 sont à Gram+.

Parmi les 8 isolats, les coccobacilles Gram- prédominent, ces résultats ne s'accordent pas avec des travaux qui ont démontré que les bactéries dominantes contaminant la gomme arabique étaient en forme de bâtonnets Gram+, formant des spores. Des bâtonnets Gram + ne formant pas de spores et des types de bactéries en forme de cocci Gram+ ont été également détectés, mais en quantités insignifiantes (Karamalla *et al.*, 1998 in Kheir,2005) .

Le test de recherche de la catalase a indiqué que tous les isolats sont à catalase positives, ces résultats sont en accord avec les résultats de Abdel Rahman,(2004) dans son étude sur la microflore contaminant la gomme arabique où seulement 4 isolats étaient catalase négative sur un totale de 50 isolats.

En général, l'étude phénotypique a montré une grande biodiversité physiologique et biochimique. En effet, les isolats étudiés ont montré une résistance variable aux différentes conditions de pH, de salinité, de présence d'antibiotiques, de présence du peroxyde d'hydrogène et des colorants.

La croissance à des pH différents est en fonction de l'isolat testé : nous avons remarqué que le pH neutre est le plus convenable pour la croissance des différents isolats testés.

La croissance à différentes concentrations de sels (CaCl_2 et NaCl) montre que chaque isolat présente un comportement différent vis-à-vis de ce stress. Bien que la croissance des

différents isolats est affectée par la présence de sels (CaCl_2 et NaCl), les résultats montrent que la croissance des 3 isolats IGA2-1, IGA3-2 et IGA4-1 est similaire en absence et en présence de NaCl .

Le test de croissance en présence de colorants, indique que les deux colorants testés possèdent des effets différents sur les isolats. En effet, la croissance de la majorité des isolats n'a pas été influencée par le vert brillant. Cependant, en présence du rouge neutre la croissance de certain isolat a été totalement inhibée alors que la croissance des autres isolats a été faiblement affectée.

Ce même résultat, n'a pas permis de séparer entre les isolats Gram négatif et les isolats Gram positif, ces résultats ne sont pas en accord avec les travaux de Fung et Miller,(1973) qui ont trouvé que le vert brillant, en fonction de son influence sur la croissance, permettait une bonne séparation entre les Gram négatif et les Gram positif. Les résultats de ces travaux ont montré que les bactéries Gram négatif présentaient une plus grande résistance aux colorants que les bactéries Gram positif.

Concernant, le test de sensibilité/résistance à l' H_2O_2 , on a constaté que la majorité des isolats ont résisté au peroxyde d'hydrogène. Cette résistance a été surtout observée chez l'isolat IGA3-2 qui présente une bonne résistance à toutes les concentrations du peroxyde d'hydrogène testées. Cette résistance des isolats à l' H_2O_2 peut être attribuée à la catalase. La catalase est potentiellement la plus importante des enzymes de protection des cellules contre les concentrations élevées de H_2O_2 (Thomas *et al.*,1994).

Concernant, le test de sensibilité/résistance aux antibiotiques, tous les isolats ont montrés une sensibilité vis-à-vis de l'antibiotique ciprofloxacine. Cet antibiotique possède un large spectre d'action sur les bactéries Gram positif et négatif (Zhanel *et al.*, 1999).

Concernant la résistance à la rifampicine, les isolats Gram positif sont sensibles alors que les isolats Gram négatif sont résistants. Ces résultats sont en accord avec les travaux de Jammal *et al.*,(2015) qui ont montré que la rifampicine est inefficace contre les bactéries Gram négatif. Un haut niveau de résistance contre l'ampicilline et la céfotaxime a été remarqué chez tous les isolats.

L'analyse de l'utilisation des différentes sources de carbone montre que tous les isolats possèdent une capacité à utiliser une variété de sources de carbone et aucun d'entre eux n'a pu croître sans les hydrates de carbone.

Tous les isolats ont consommé de façon très active le glucose et le fructose, cela peut

être due à l'origine végétale de la gomme car les sucres simples tels que le glucose, le fructose sont les principales sources de carbone des bactéries sur les plantes (Lindow et Brandl,2003). De la même façon tous les isolats ont très bien assimilés le galactose.

Une analyse complémentaire du profil fermentaire des sucres sur milieu Kligler Hajna nous a permis de différencier entre les bactéries fermentant ou pas le glucose ou le lactose, ce milieu nous permis de mettre en évidence la production de gaz et d'H₂S.

La biogénèse de H₂S a été principalement attribuée à la voie de transsulfuration, deux enzymes constituent cette voie, à savoir la cystathionine beta synthase et la cystathionine gamma lyase (Kabil et Banerjee,2014). De nouvelles études indiquent que le H₂S d'origine bactérienne constitue un système de défense contre les antibiotiques et le stress oxydatif (Pal *et al.*,2018).

Concernant la recherche d'activité gélatinase, la majorité des isolats possèdent une activité gélatinase (activité protéolytique). Cette activité présente une grande importance dans l'industrie alimentaire (Mahaut *et al.*, 2000).

La plupart des microorganismes, en particulier les non fixateurs d'azote, doivent hydrolyser les protéines en composés azotés de faible masse moléculaire afin d'assimiler l'azote (Hayano,1996) , les bactéries de la gomme assimilent, probablement, leur azote présent dans les protéines qui représentent la deuxième fraction majeure (35.5%) après la fraction polysaccharidique (47.5%) du poids total de la gomme (Renard *et al.*,2006).

Concernant les résultats obtenus en fonction des isolats de chaque gomme, on remarque qu'il y a une diversité physiologique et métabolique entre les isolats de chaque gomme (Tableau 9) ainsi, pour la gomme arabique 1 achetée du commerce à Oran on observe une différence de résistance aux sels et aux colorants entre les deux isolats ainsi qu'une différence dans leur profil de fermentation (utilisation du lactose, production de gaz).

Pour la gomme 2 de l'arbre d'abricotier, récupérée, de Tizi-Ouzou on remarque une différence morphologique (cocci, coccobacille) ainsi qu'une résistance différente au CaCl₂, aux colorants et à l'H₂O₂, ces deux isolats diffèrent aussi dans leur capacité à utiliser les sources de carbone.

Pour la gomme 3 de l'arbre d'amandier, récupérée, de la wilaya d'Ain Témouchent aucune différence entre les deux isolats n'été observée sauf pour la résistance aux sels.

Pour la gomme 4, achetée du commerce à Tizi-Ouzou, on constate qu'il y a une différence entre les isolats dans leur tolérance au NaCl ainsi qu'une différence dans leur appartenance Gram positif et négatif.

Résultats et discussion

Les résultats de la caractérisation phénotypique des différents isolats sont récapitulés dans le tableau suivant :

Tableau 9 : Récapitulatif des résultats de la caractérisation phénotypique des isolats

Les Isolats		IGA1-1	IGA1-2	IGA2-1	IGA2-2	IGA3-1	IGA3-2	IGA4-1	IGA4-2
Caractère étudié									
Forme		C	C	CB	C	CB	CB	CB	CB
Gram		-	-	+	+	-	-	+	-
Catalase		+	+	+	+	+	+	+	+
Croissance									
pH 7		+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++
pH 9		+	+	+	+	+	+	+	+
pH 5		++	++	++	++	+++	++	++	++
NaCl 1%		++	+	++	+	+/-	++	+	+/-
NaCl 2%		+	+	+	+	+/-	+	+	+/-
CaCl ₂ 1%		++	+	+	++	+	+	+/-	+/-
CaCl ₂ 2%		+	+/-	+/-	+	+/-	+/-	+/-	+/-
rouge neutre		+/-	++	++	+/-	+/-	+	-	-
vert brillant		+	+/-	+	++	+/-	+/-	+	+
Résistance/Sensibilité									
H ₂ O ₂	50mM	S	S	S	S	R	R	R	R
	100mM	S	TS	TS	S	S	S	S	S
	200mM	TS	TS	ES	TS	ES	S	ES	ES
Antibiotique	CTX	R	R	R	R	R	R	R	R
	AMP	R	R	R	R	R	R	R	R
	RA	R	R	S	S	R	R	S	R
	CIP	S	S	S	S	S	S	S	S
Source de carbone utilisée									
Glucose		+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	++
Lactose		+	+	+	++	+	+/-	+/-	+/-
Galactose		+	+	++	+/-	++	++	++	+
Fructose		+++	++	+++	++	+++	+++	+++	+++
Xylose		+/-	+/-	+/-	-	+	+	+	++
Croissance sur milieu Kligler Hajna									
Glucose		+	-	-	-	+	+	+	+

Résultats et discussion

Lactose	+	-	-	-	+	+	+	+
H ₂ S	-	+	+	+	-	-	-	-
Gaz	+	-	-	-	+	-	+	+
Production de gélatinase	-	-	++	++	++	++	++	++

C : Cocci , CB : Coccobacille , S :Sensible, R :Résistante, TS :Très sensible,
ES :Extrêmement sensible

***C**onclusion et perspectives*

Dans cette étude, nous avons caractérisé des isolats bactériens isolés de la gomme arabique achetée à Oran, la gomme de l'arbre d'abricotier récoltée à Tizi-Ouzou, la gomme de l'arbre d'amandier récoltée à Ain Témouchent, la gomme d'abricotier achetée à Tizi-Ouzou. En utilisant une approche phénotypique, qui comprenait une analyse des caractéristiques microscopiques, une analyse de l'influence du pH, du NaCl et du CaCl₂ et des colorants sur la croissance des isolats. Une analyse de l'utilisation des différentes sources de carbone par les différents isolats, la caractérisation des isolats sur milieu Kligler Hajna et le test de sensibilité/résistance à l'H₂O₂, aux antibiotiques ainsi que la recherche d'activité gélatinase et de catalase a été effectué.

Les résultats obtenus montrent que nos isolats ont une forme de cocci ou de coccobacille et avec une dominance des Gram négatif. Tous les isolats ont utilisés, pour leur croissance, diverses sources de carbone et présentent une capacité à dégrader des composés complexes comme la gélatine (les isolats IGA2-1, IGA2-2, IGA3-1, IGA3-2, IGA4-1 et IGA4-2). Certaines isolats peuvent croître en présence d'inhibiteurs chimiques tels que le NaCl le CaCl₂ (les isolats IGA1-1, IGA2-2 et IGA3-2) des colorants (les isolats IGA2-1 IGA1-2 IGA2-2), d'H₂O₂ (l'isolat IGA3-2, IGA 3-1, IGA4-1, IGA 4-2), et que 62.5% des isolats pouvaient résister à aux moins 3 des 4 antibiotiques testés. Tous isolats étudiés ne tolèrent pas la concentration (2%) de CaCl₂ sauf l'isolat IGA 1-1 et l'isolat IGA 2-2 mais elles ont une bonne croissance dans milieu acide (pH 5).

Cette étude a permis de montrer la particularité de certaines isolats en particulier l'isolat IGA3-2 (isolé de la gomme de l'arbre d'amandier récoltée à Ain Témouchent), qui possède des potentialités très intéressantes en terme de résistance. Cet isolat peut croître à un pH acide de 5, il résiste à la salinité (2%), à l'H₂O₂ et à 3 des 4 antibiotiques testés (Ampicilline, Céfotaxime et la Rifampicine). Pour sa croissance, il a utilisé toutes les sources de carbone testées et il a dégradé la gélatine. L'isolat IGA 3-1 récolté de la même gomme que l'isolat IGA3-2, présente les mêmes particularités que ce dernier, sauf qu'il a une plus faible résistance à la salinité et aux colorants.

Les résultats obtenus ont montrés aussi l'existence d'une certaine similarité physiologique et métabolique entre les isolats d'une même gomme en effet, ces isolats ont des profils communs (Tableau 9).

À la lumière des résultats obtenus, lors de cette étude, il est permis de conclure que les gommes disposent d'une riche diversité en bactéries et que ces gommes peuvent être une source précieuse d'isolats ayant des propriétés biotechnologiques et thérapeutiques

intéressantes.

Cette étude préliminaire ouvre plusieurs perspectives de caractérisation de ces isolats. Dans le but de progresser dans cette étude il serait indispensable dans les prochains travaux de :

- Réaliser d'autres tests complémentaires de caractérisation phénotypique telles que l'influence de la température sur la croissance des isolats , l'analyse de l'utilisation de source d'azote , la résistance au différents métaux lourds, l'étude de la vitesse de croissance de différents isolats, caractérisation de la composition des membranes de ces isolats, la recherche des enzymes a intérêt industriel telles que les protéases, les amylases, les lipases...,etc.
- Caractériser, génotypiquement, les isolats par des méthodes de biologie moléculaire comme le séquençage (du génome entier ou de l'ARNr 16S, le Ribotypage, l'amplification aléatoire d'ADN polymorphe ou RAPD (Random amplification of polymorphic DNA), le polymorphisme de longueur des fragments de restriction et l'électrophorèse sur gel à champ pulsé ou RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism).
- Caractériser phénotypiquement et génotypiquement, les autres microorganismes, levures et moisissures, potentiellement présents au niveau des gommages.

Références bibliographiques

1. **Adam ,F. , Abdallah,A., Magid ,H., Osman,M.(2016).** Effect of contamination by fungi and yeast on the physicochemical characteristics of gum arabic stored in semi-desert climate of Khartoum city, Sudan .*Journal Of Food Technology Research*, 3(1),55-62
2. **Adeyanju, O., Faith, O., Lajide, L., Adesemuyi ,M., Ewaoche, A., Plavec ,J. (2015).** Characterization and utilization of *Sweetenia mycrophylla* Exudate gum as an excipient in drug formulation. *Journal of Pharmaceutical and Applied Chemistry* 2(1), 1-11
3. **Abdel Rahman ,A. (2004).** *Microflora contamination of gum arabic (Acacia senegal Gum) from tree to store* .Department of Botany and Agricultural Biotechnology. University of Khartoum.
4. **Al Alawi, S., Hossain , M., Abusham, A.(2018)** .Antimicrobial and cytotoxic comparative study of different extracts of Omani and Sudanese Gum acacia . *Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences*, 7, 22–26
5. **Ali ,B., Ziada, A., Blunden ,G. (2009).** Biological effects of gum arabic: A review of some recent research . *Food and Chemical Toxicology*, 47, 1–8
6. **Ali, K., Daffalla, H.(2018).** Physicochemical And functional properties of the gum arabic from *Acacia Senegal*. *Annals. Food Science and Technology* ,19(1), 27-34
7. **AlRabiah, H., Allwood, W., Correa, E., Xu, Y., Goodacre, R. (2018).** pH plays a role in the mode of action of trimethoprim on *Escherichia coli*. *PloS one*, 13(7)
8. **Andrews, J. (2006).** BSAC standardized disc susceptibility testing method (version 5). *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*,58, 511–529
9. **Anton ,J., Rossello Mora,R.,Rodri´Guez-Valera ,F., Amann, R .(2000).** Extremely halophilic bacteria in crystallizer ponds from solar salterns .*Applied and Environmental Microbiology*,66(7),3052–3057
10. **Arbeit ,R.(2007).** Molecular methods for bacterial strain typing; approved guideline .*Clinical and Laboratory Standards Institute* ,27(10)
11. **Arora,N., Tewari, S., Singh,S ., Lal, N., Maheshwari ,D.(2012).** PGPR for protection of plant health under saline conditions .Dans :Maheshwari (ed.), *Bacteria in Agrobiolgy: Stress Management* (p.239-258)
12. **Bai, Y., Müller,D., Srinivas,G., Garrido-Oter,R., Potthoff ,E., Rott,M., Dombrowski, N... Schulze-Lefert ,P.(2 0 1 5).** Functional overlap of the *Arabidopsis* leaf and root microbiota , *Nature* ,528 ,365-369
13. **Baien ,H., Seele ,J., Henneck ,T., Freibrodt ,C., Szura ,G., Moubasher ,H., Nau ,R... de Buhr ,N.(2020).** Antimicrobial and immunomodulatory effect of gum arabic on human

and bovine granulocytes against *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli*. *Frontiers in Immunology*, 10,3119

14. **Bais, H., Weir, T., Perry L., Gilroy, S., Vivanco, J.(2006)**. The role of root exudates in rhizosphere interactions with plants and other organisms. *The Annual Review of Plant Biology*, 57,233–667
15. **Baker ,B., Banfeild ,J. (2003)** .Microbial communities in acid mine drainage. *Microbiology Ecology*, 44 ,139-152
16. **Baldani, J., Videira, S., Teixeira, K., Reis,V., Oliveira, A., Schwab, S ... Hartmann, A. (2014)**.The Family Rhodospirillaceae .*The Prokaryotes: Alphaproteobacteria and Betaproteobacteria*,533–618
17. **Ballal ,A., Bobbala, D., Qadri, S., Föller, M., Kempe,D., Nasir,O ... Lang,F. (2011)**.Anti-malarial effect of gum arabic. *Malaria Journal*, 10,139
18. **Balan1,S., Nethaji,R., Sankar,S., Jayalakshmi,S.(2012)**.Production of gelatinase enzyme from *Bacillus* sp isolated from the sediment sample of Porto Novo Coastal sites. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*,1811-1816
19. **Barberán, A., Hammer, J., Madden, A., Fierer, N. (2016)**. Microbes should be central to ecological education and outreach. *Journal of microbiology & biology education*, 17(1), 23–28.
20. **Bartnicki-Garcla, S. (1968)**. Cell wall chemistry, morphogenesis, and taxonomy of fungi *Annual Review Of Microbiology*.22,87-108
21. **Bailey,S.,Lacy,G. (1927)**. Modification of the Kligler lead acetate medium. *Journal of Bacteriology*,13(3),183—189
22. **Beales , (2004)**. Adaptation of microorganisms to cold temperatures, weak acid preservatives, low pH, and osmotic stress: A review. *Comprehensive Reviews In Food Science And Food Safety*,3
23. **Beneke ,C., Viljoen ,A., Hamman,J .(2009)**. Polymeric plant-derived excipients in drug delivery. *Molecules*, 14, 2602-2620
24. **Benemann , J., & Valentine, R. (1972)**. The pathways of nitrogen fixation. *Advances in microbial physiology*, 8, 59–104.
25. **Bhagwat, A., Thomas,J.(1982)**. Legume-Rhizobium interactions: cowpea root exudate elicits faster nodulation response by Rhizobium species. *Applied and Environmental Microbiology* ,43(4), 800-805.

26. **Bhosale, R., Osmani, R., Moin ,A., (2014).** Natural gums and mucilages: a review on multifaceted excipients in pharmaceutical science and research .*International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research* , 6(4),901-912
27. **Bisen, P. (2014).** Microbial taxonomy Dans .*Microbes In Practice* (1st Éd., P .196-259),New Delhi :IK International
28. **Bliziotis ,I., Ntziora, F., Lawrence ,K., Falagas, M. (2007) .**Rifampin as adjuvant treatment of Gram-positive bacterial infections: a systematic review of comparative clinical trials.*Eur J Clin Microbiol Infect Dis*,26,849–856
29. **Bodenhausen ,N., Bortfeld-Miller, M., Ackermann, M., Vorholt ,J. (2017) .**A synthetic community approach reveals plant genotypes affecting the phyllosphere microbiota. *PLoS Genetics* ,10(4)
30. **Bokhary,H., M. Hassm,A., SULEIMAN,A.(1983).**gamma irradiation effects on carbohydrate composition, growth of microorganisms and ESR spectra of gum arabic (Acacia Senegal L.) .*Journal of Food Protection*,46(7),585-588
31. **Boone ,C., Pine ,L .(1968).** Rapid method for characterization of Actinomycetes by cell wall composition .*Applied Microbiology* ,16(2),279-284
32. **Boucher,D.(1982)**.The ecology of mutualism. *Annuale Rview*,13,315—347
33. **Bowien ,B., Schlegel,H.(1981).**physiology and biochemistry of aerobic hydrogen-oxidizing bacteria .*Annual Revue Microbiology*,. 35,405-452
34. **Bowman, J.(2011).**Approaches for the characterization and description of novel methanotrophic bacteria .*Methods in Enzymology* ,495, 45-62
35. **Braga, R., Dourado, M ., Araújo ,W. (2016).** Microbial interactions: ecology in a molecular perspective. *Brazilian journal of microbiology*,47, 86–98
36. **Bremer ,E., Krämer ,R.(2019).** Responses of microorganisms to osmotic stress. *The Annual Review of Microbiology*,73,313–34
37. **Brock ,T.(1985).** Life at high temperatures .*Science*,230 ,132-138
38. **Broughton, W.J., Jabbouri, S., and Perret, X. (2000).** Keys to symbiotic harmony. *Journal of Bacteriology* ,182, 5641–5652.
39. **Bruneton J. (2002).** Pharmacognosie. phytochimie. plantes médicinales. Ed. 3, Lavoisier, Paris
40. **Bryant, J., Aylward ,F., Eppley,J., Karl, D ., Church,M., DeLong ,E. (2016) .** Wind and sunlight shape microbial diversity in surface waters of the North Pacific Subtropical Gyre .*The ISME Journal* ,10, 1308–1322

41. **Buée ,M., De Boer, W., Martin, F., Overbeek ,L., Jurkevitch ,E. (2009).** The Rhizosphere zoo: An overview of plant-associated communities of microorganisms, including phages, bacteria, archaea, and fungi, and of some of their structuring factors. *Plant Soil* , 321,189–212
42. **Bulgarelli, D., Schlaeppi, K., Spaepen, S., van Themaat, E ., Schulze Lefert,P . (2013).** Structure and functions of the bacterial microbiota of plants. *The Annual Review of Plant Biology*,64,807-838.
43. **Busse ,H., Denner ,E., Lubitz ,W. (1996).** Classification and identification of bacteria: current approaches to an old problem overview of methods used in bacterial systematic. *Journal of Biotechnology* ,47, 3- 38
44. **Castro-Escarpulli1, G .,Alonso-Aguilar1, N., Sánchez,G .,Bocanegra-Garcia, V .,Guo, X., Juárez-Enríquez, S., Luna-Herrera ,J., Ma Guadalupe ,A. .(2015).** Identification and typing methods for the study of bacterial infections: a brief review and mycobacterial as case of study. *Archives of clinical microbiology* ,7(1)
45. **Caumette, P.(1985).** *Développement des bactéries phototrophes et des bactéries sulfatoreductrices dans des lagunes peu profondes et des lagunes stratifiées étude de leur rôle dans le cycle du soufre et dans la production de biomasse.* Université de Droit, d'économie et des Sciences d'aix – Marseille
46. **Cernava, T., Erlacher, A., Soh, J., Sensen, C., Grube,M., Berg,G .(2019).** Enterobacteriaceae dominate the core microbiome and contribute to the resistome of arugula (*Eruca sativa* Mill.).*Microbiome*,7(13)
47. **Chaparro ,J., Badri ,V., Bakker ,G., Sugiyama ,A., Manter ,K., Vivanco,J. (2013).** Root exudation of phytochemicals in arabidopsis follows specific patterns that are developmentally programmed and correlate with soil microbial functions. *Plos ONE* ,8(2)
48. **Chibucos ,M., Zweifel ,A., Herrera, J., Meza,W., Eslamfam ,S., Uetz ,P...Giglio, M .(2014) .** An ontology for microbial phenotypes. *BMC Microbiology* ,14 (294)
49. **Churchman, J., Howard, W. (1912).** The selective action of gentian violet on closely related bacterial strains *Journal of Experimental Medicine* ,221,832-830
50. **Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie. (2014).** Institut Pasteur-Paris,1-61
51. **Compant, S ., Samad, A., Faist, H ., Sessitsch ,A .(2019) .**A review on the plant microbiome : Ecology, functions, and emerging trends in microbial application.*Journal of Advanced Research* , 19 ,29–37

52. **Coppen ,J.(1995).**Gums, resins and latexes of plant origin .*Food And Agriculture Organization Of The United Nations*
53. **Corre, E.(2000).***Approches moléculaires de la diversité microbienne de deux environnements extrêmes : les sources hydrothermales profondes et les réservoirs pétroliers.* Biologie moléculaire. Université de Bretagne Occidentale.
54. **Cottinet ,D.(2013).** Diversité phénotypique et adaptation chez *Escherichia Coli* étudiées en millifluidique digitale. Biophysique. Université Pierre et Marie Curie, Paris
55. **Dakora, F., and Phillips, D.(2002).** Root exudates as mediators of mineral acquisition in low nutrient environments. *Plant Soil* 245, 35–47.
56. **Daoub ,R., Elmubarak,A., Misran,M., Hassan,E., Osman,M .(2018).**Characterization and functional properties of some natural Acacia gums *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*,17, 241–249
57. **Dauga ,C., Dore ,J., Eberle, k., Kiess ,A .(2012).**Phenotypic and genotypic methods for typing *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in poultry ,*Poultry Science* ,91 ,255–264
58. **Dauga ,C., Dore,J., Sghir,A.(2005).** La diversité insoupçonnée du monde microbien *Médecine/Sciences*,21,290-296
59. **Dauqan ,E., Abdullah,A.(2013).**Utilization of gum arabic for industries and human health. *American Journal of Applied Sciences*,10(10),1270-1279
60. **Da Silva, N., H. Taniwaki, M., Junqueira, V., Silveira, N., Okazaki, M. M., Romeiro Gomes, R.(2019).** Microbiological examination methods of food and water. London: CRC Press
61. **De la Cruz,T., Torres,J. (2016).** Gelatin hydrolysis test protocol ,*American Society for Microbiology*
62. **De Ley, H.,Reynaerts ,A .(1970) .**The quantitative measurement of DNA hybridization from renaturation rates . *European Journal of Biochemistry*,12(1) ,133-142
63. **Desmarais, S., De Pedro, M., Cava ,F., Huang, K. (2013) .** Peptidoglycan at its peaks: how chromatographic analyses can reveal bacterial cell wall structure and assembly. *Molecular Microbiology* ,89(1), 1–13
64. **Doelle,H.(1969).** Chemosynthesis aerobic respiration .Dans : *Bacterial Metabolism* (P. 199-255) .Academic Press

65. **Durot ,M.(2009).** *Elucidation du métabolisme des microorganismes par la modélisation et l'interprétation des données d'essentialité de gènes. Application au métabolisme de la bactérie Acinetobacter baylyi ADPI.* Université d'Evry-Val d'Essonne
66. **Eberle,K., Kiess,A.(2012).** Phenotypic and genotypic methods for typing *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in poultry .*Poultry Science*,91,255–264
67. **Eiler,A.(2006)** .Evidence for the ubiquity of mixotrophic bacteria in the upper ocean: implications and consequences .*Applied And Environmental Microbiology*, 72(12), 7431–7437
68. **Escalas ,A., Hale ,L., Voordeckers ,J., Yang,Y .,Firestone, M., Alvarez-Cohen, L ., Zhou, J. (2019).** Microbial functional diversity: From concepts to applications.. *Ecology and Evolution*, 9,12000–12016
69. **Fall, D., Diouf,D., Ourarhi,M., Faye,A., Abdelmounen,H., Neyra,M.,SyllaS., M. El Idrissi.(2008).** Phenotypic and genotypic characteristics of Acacia Senegal (L.) Willd. root-nodulating bacteria isolated from soils in the dry land part of Senegal, *Letters in Applied Microbiology*,47,85–97
70. **Fatima, S ., Goen, A., Maclea K.,(2019).** Draft genome sequence of *Xanthobacter tagetidis* ATCC 700314T,*Microbiology Resource Announcement*,8 (28)
71. **Faugier,A.(2010).** *Diversité bactérienne des sols : accès aux populations à effectifs moniritaires the rare biosphere* . Sciences du Vivant. Ecole Centrale de Lyon.
72. **Feazel, L., Spear, J., Berger, A., Harris, J., Frank, D., Ley ,R., Pace, N.(2008).** Eucaryotic diversity in a hypersaline microbial. *Mat. Applied and Environmental Microbiology*, 74(1),329–332
73. **Feldbauer, R., Schulz, F., Horn, M., Rattei, T .(2015).** Prediction of microbial phenotypes based on comparative genomics .*BMC Bioinformatics*, 16(14) ,959–967
74. **Feng, X., Bandyopadhyay, A ., Berla, B., Page, L., Wu, B., Pakrasi ,H1.,Tang ,Y.(2010).** Mixotrophic and photoheterotrophic metabolism in *Cyanothece sp.* ATCC 51142 under continuous Light. *Microbiology*, 156
75. **Ferrari,R., Panzenhagen P., Conte-Junior,C.(2017).** Phenotypic and genotypic eligible methods for *Salmonella Typhimurium* source tracking .*Frontiers in Microbiology* ,8(2587)
76. **Fischer, W., Koch, H., Rose,P., Fiedler,F.(1980)** .Alanine ester-containing native lipoteichoic acidso not act as lipoteichoic acid carrier isolation, structural and functional characterization. *The Journal Of Biological Chemistry* ,255(10), 4555-4562.

77. **Franco-Duarte ,R ,ernáková ,L., Kadam ,S., Kaushik ,K., Salehi ,B., Bevilacqua ,A., ... Rodrigues ,C. (2019).** Advances in chemical and biological methods to identify microorganisms from past to present *.Microorganisms*,7(130)
78. **Fredrickson ,A. (1977).**Behavior of mixed cultures of microorganisms *.Annual Review of Microbiology* ,31,63-87
79. **Fredrickson, K., Zachara, M., Balkwill, L., Kennedyn, D., Li ,W., Kostandarithes ,M., Daly ,J., Brockman,J. (2004).** Geomicrobiology of high-level nuclear waste-contaminated vadose sediments at the Hanford site, Washington State *.Applied and Environmental Microbiology*, 70(7) , 4230–4241
80. **Frontali ,C ., Hill ,R., Silvestri ,L. (1965).**The base composition of deoxyribonucleic acids of *Streptomyces* *.Journal of general microbiology*, 38, 243-250
81. **Fung, D. Miller,R .(1973).**Effect of dyes on bacterial growth *.American Society for Microbiology* , 25(5) ,793-799
82. **Gallet, C., Pellissier ,F .(2002).** Interactions allélopathiques en milieu forestier. *Rev. For. Fr. LIV* ,6 ,567-576
83. **Galloway , A., Knox,P ., Krause ,K. (2020).** Sticky mucilage and exudates of plants: putative microenvironmental design elements with biotechnological value *.New Phytologist* 225,1461-1469
84. **Gayathiri,P .(2018).** Study of the enumeration of twelve clinical important bacterial populations at 0.5 McFarland standards. *International Journal of Creative Research Thoughts*,6(2)
85. **Gepts , P., Beavis,W., Brummer ,C., Shoemaker,R., Stalker,T., Weeden,N., Nevin,D.(2005).**Young legumes as a model plant family. genomics for food and feed report of the cross-legume advances through genomics conference *.Plant Physiology*,137 , 1228–1235
86. **Goberna ,M., Verdú, M .(2016).** Predicting microbial traits with phylogenies.The *International Society for Microbial Ecology* ,10, 959–967
87. **Greenberg,J.,Demple,B.(1988).** Overproduction of peroxide-scavenging enzymes in *Escherichia coli* suppresses spontaneous mutagenesis and sensitivity to redox-cycling agents in *oxyR* mutants. *The EMBO Journal*,7(8),2611-2617
88. **Greenish ,G. (1933).** A text book of Pharmacognosy :Being an account of the more important crude drugs of vegetable and animal origin 6th Ed. London: J&A Churchill

89. **Grice, E., Segre, J.** (2011). The skin microbiome. *Nature Reviews Microbiology*, 9(4), 244–253.
90. **Guneser, M., Eldeniz, A.** (2016). The effect of gelatinase production of *Enterococcus faecalis* on adhesion to dentin after irrigation with various endodontic irrigants, *Acta Biomaterialia Odontologica Scandinavica*, 2(1), 144-149
91. **Hamdani, S., Asstiyani, N., Astriany, D., Singgih, M., Ibrahim, S.** (2019). Isolation and identification of proteolytic bacteria from pig sludge and protease activity determination. *Conf. Series: Earth and Environmental Science*, 230, 012095
92. **Hartel, P.** (2005). Microbial processes. Dans D. Hillel (Dir.) *Encyclopedia Of Soils In The Environment* (P.448-455). Elsevier.
93. **Hartmann, M., Grobb, C., Tarranc, G., Martina, A., Burkill, P., Scanlan, D., Zubkova, M.** (2011). Mixotrophic basis of Atlantic oligotrophic ecosystems. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 109(15), 5756–5760
94. **Hashidoko, Y., Itoh, E., Yokota, K., Yoshida, T., & Tahara, S.** (2002). Characterization of five phyllosphere bacteria isolated from *Rosa rugosa* leaves, and their phenotypic and metabolic properties. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry*, 66(11), 2474–2478.
95. **Hayano, K.** (1996). Characterization and origin of protease activity in cultivated soils. *Japan Agricultural Research Quarterly*, 30, 79-84
96. **Hébraud, M., Potier, P.** (1999). Cold shock response and low temperature adaptation in psychrotrophic bacteria. *Journal of Molecular Microbiology and Biotechnology*, 1(2), 211-219.
97. **Hommes, N., Sayavedra-Soto, L., Arp, D.** (2003). Chemolithoorganotrophic growth of *Nitrosomonas europaea* on fructose. *Journal Of Bacteriology*, 185(23), 6809–6814
98. **Horner-Devine, M., Carney, K., Bohannan, B.** (2004). An ecological perspective on bacterial biodiversity. *Proc. R. Soc. Lond.* 271, 113–122
99. **Huang, X., Zhao, J., Su, J., Jia, Z., Shi, X., Wright, A., Jiang, X.** (2018). Neutrophilic bacteria are responsible for autotrophic ammonia oxidation in an acidic forest soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 119, 83-89.
100. **Hugh, R., Leifson, E.** (1953). The taxonomic significance of fermentative versus oxidative metabolism of carbohydrates by various Gram negative bacteria. *Journal of bacteriology*, 66(1), 24–26.
101. **Ibrahim, O., Osman, M., Hassan, E.** (2013). Acacia Seyal characterization and fractionation. *Journal of Chemicals Acta*, 1, 129-135

102. **Iranzo, M., Sainz-Pardo, I., Boluda, R., Sánchez, J., Mormeneo, S. (2001)**. The use of microorganisms in environmental remediation. *Annals of Microbiology*, 51, 135-143
103. **Jammal, J., Zaknoon, F., Kaneti, G., Goldberg, K., Mor, A. (2014)**. Sensitization of Gram-negative bacteria to rifampin and OAK combinations. *Scientific Reports*, 5, 9216
104. **Jain, P., Sinha, S. (2008)**. Neutrophils: Acid challenge and comparison with acidophiles. *The Internet Journal of Microbiology*, 7(1)
105. **Jiang, Y., Dong, Y., Luo, Q., Li, N., Wu, G., Gao, H. (2014)**. Protection from oxidative stress relies mainly on derepression of OxyR-Dependent KatB and Dps in *Shewanella oneidensis*. *Journal of Bacteriology*, 196(2), 445–458
106. **Jin, Q., Kirk, M. (2018)**. pH as a primary control in environmental microbiology: 1. thermodynamic perspective. *Frontiers in Environmental Science*, 6
107. **Johnson, J. (1973)**. Use of nucleic-acid homologies in the taxonomy of anaerobic bacteria. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 23(4), 308-315
108. **Juven, B., Pierson, M. (1996)**. Antibacterial effects of hydrogen peroxide and methods for its detection and quantitation. *Journal of Food Protection*, 59(11), 1233-1241
109. **Kabil, O., Banerjee, R. (2014)**. Enzymology of H₂S biogenesis, decay and signaling. *Antioxidants & Redox Signaling*, 20(5), 771-781
110. **Keister, D., Fleischman, D. (1973)**. Nitrogen fixation in photosynthetic bacteria. Dans A. Giese, *Photophysiology* (157-183). Academic Press
111. **Khakimova, M., Ahlgren, H., Harrison, J., English, A., Nguyen, D. (2013)**. The stringent response controls catalases in *Pseudomonas aeruginosa* and is required for hydrogen peroxide and antibiotic tolerance. *Journal of Bacteriology*, 195(9), 2011–2020
112. **Khan, F., Söderquist, B., Jass, J. (2019)**. Prevalence and diversity of antibiotic resistance genes in Swedish aquatic environments impacted by household and hospital wastewater. *Frontiers in Microbiology*, 10, 688
113. **Kheir, M. (2005)**. Physicochemical, functional and microbial properties of crude and processed gum arabic (*Acacia senegal*) Department of Food Science and Technology, University of Khartoum.
114. **Kishinevsky, B., Nandasena, K., Yates, R., Nemas, C., Howieson, J. (2003)**. Phenotypic and genetic diversity among rhizobia isolated from three *Hedysarum* species: *H. spinosissimum*, *H. coronarium* and *H. flexuosum*. *Plant and Soil* 251, 143-153

115. **Kligler, J. (1918).** *Journal of experimental Medecine*, 28, 319 in **Gillies ,R. (1956)** An evaluation of two composite media for preliminary identification of Shigella and Salmonella. *Journal of Clinical pathology* , 9, 368.
116. **Kline ,E.(1935).** Toxicity of brilliant green for certain bacteria. *American Journal Of Public Health*,24, 314-318.
117. **Kolber ,Z.(2007)** .Energy cycle in the ocean: powering the microbial world .*Oceanography* ,20(2),79-88
118. **Kouadio, J., Kone,M., Guessennd ,N., Konan ,K., Moussa,B., Konan,Y., Dosso M.(2017).** Evaluation of the antibacterial activity of leaves *Spondias mombin* L. (Anacardiaceae) on the in vitro growth of producing Enterobacteriaceae of beta-lactamases at extended spectrum (ESBL) strains and phytochemical screening. *International Journal of Innovation and Applied Studies* 20(2),431-440
119. **Korenbluma, E., Donga, Y., Szymanskib, J., Pandaa, S ., Jozwiaka, A., Massalhaa, H.,Meira, S ... Aharonia, A . (2020) .** Rhizosphere microbiome mediates systemic root metabolite exudation by root-to-root signaling .*Proceedings of the National Academy of Sciences*,117 (7),3874–3883
120. **Kumar , A., Dubey ,A. (2020).** Rhizosphere microbiome: Engineering bacterial competitiveness for enhancing crop production. *Journal of Advanced Research* , 24,337–352
121. **Lagier, J., Hugon ,P., Khelaifia ,S., Fournier ,P., La Scola ,B., Raoult ,D. (2015).** The rebirth of culture in microbiology through the example of culturomics to study human gut microbiota. *Clinical Microbiology Reviews*, 28(1), 237–264.
122. **Lakshmanan, V., Selvaraj, G., Bais,H. (2014).**Functional soil microbiome: belowground solutions to an above ground problem. *Plant Physiology*,166,689–700
123. **Lanoil, B., Skidmore, M ., Priscu, J., Han, S., Foo, W., Vogel, S... Engelhardt, H.(2009).**Bacteria beneath the west antarctic ice sheet ,*Environmental Microbiology* ,11(3), 609–615
124. **Latour, X ., Lemanceau ,P. (1997).**Métabolisme carboné et énergétique des *Pseudomonas fluorescents* saprophytes à oxydase positive. *Agronomie*,17 (10), 427-443.
125. **Le Roux ,J., Mavengere .N., Ellis, A. (2016).** The structure of legume–rhizobium interaction networks and their response to tree invasions. *Aob Plants* ,8
126. **Leboffe, M., et Pierce, B. (2012).** *Microbiology: laboratory theory and application*. Morton Publishing Company.

127. **Lee, Y., Salminen, S. (2009).** *Handbook of probiotics and prebiotics* (2^e Ed). New Jersey : John Wiley & Sons
128. **Liessens, J., Vanbambant, J., De Vos, P., Kersters, K., Verstraete, W. (1992).** Mixed culture hydrogenotrophic nitrate reduction in drinking water. *Microbial Ecology*, 24, 271-290.
129. **Lighthart, B. (1997).** The ecology of bacteria in the alfresco atmosphere. *Federation Of European Microbiological Societies*, 23, 263-274
130. **Lindow, S., Brandl, M. (2003).** Microbiology of the phyllosphere. *Applied And Environmental Microbiology*, 69(4), 1875–1883
131. **Liu, Y., Li, J., Sam, L., Goh, C., Gerstein, M., Lussier, Y. (2006).** An integrative genomic approach to uncover molecular mechanisms of prokaryotic traits. *PLoS Computational Biology*, 2(11), 1419-1435
132. **Loewen, P. (1984).** Isolation of catalase-deficient *Escherichia coli* mutants and genetic mapping of katE, a locus that affects catalase activity. *Journal of Bacteriology*, 157(2), 622-626
133. **Loubinoux, J. (2001).** *Les bactéries sulfato-réductrices humaines : caractérisation et pouvoir pathogène*. Département Médecine humaine et pathologie. Université Henri Poincaré - Nancy
134. **Mackey, B., Parsons, S., Miles, C., Owen, R. (1988).** The Relationship between the base composition of bacterial dna and it's in tracellular melting temperature as determined by differential scanning calorimetry. *Journal of General Microbiology*, 134, 1185-1 195.
135. **Mahaut M., Jeantet R., Brule G. and Schuck P. (2000).** *Les produits industriels laitiers*. Paris, France : Tec and Doc Lavoisier
136. **Massé, A. (2002).** *Ecophysiologie expérimentale des bactéries phototrophes sulfoxydantes dans les systèmes sédimentaires*. Biogéochimie De L'environnement. L'université Bordeaux I
137. **McNaboe, L. (2017).** Impacts of De-icing Salt Contamination of Groundwater in a Shallow Urban Aquifer
138. **Mendes, R., Garbeva, P., Raaijmakers, J. (2013).** the rhizosphere microbiome: significance of plant beneficial, plant pathogenic, and human pathogenic microorganisms. *Federation of European Microbiological Societies*, 37, 634–663

139. **Mendes, R., Raaijmakers, J. (2015)** .Cross-kingdom similarities in microbiome functions. *International Society for Microbial Ecology* ,9, 1905–1907
140. **Merchán, F., Blasco, R. (2018)**. Study of pH Changes in Media during Bacterial Growth of Several Environmental Strains. *Proceedings*, 2, 1297
141. **Merchant, S., Helmann, J. (2012)**. Elemental Economy :microbial strategies for optimizing growth in the face of nutrient limitation, *Adv Microb Physiol* ,60,91–210
142. **Montenegro, M., Boiero, M., Valle, L., Borsarelli, C., (2012)**. Gum arabic: more than edible emulsifier. Dans : Verbeek, J.C.R.(Ed.), *Products and Applications of Biopolymers*. InTech, Rijeka, Croatia, 25.
143. **Mortensen, A., EFSA, Aguilar, F., Crebelli, R., Di Domenico, A., Frutos, M., Dusemund, B. (2017)**. Re-evaluation of acacia gum (E 414) as a food additive. *European Food Safety Authority Journal*, 15 (4), 4741
144. **Mugnier, J. (2000)**. La nouvelle classification des plantes à fleurs. *Pour la Science*, 26, 52-56.
145. **Myron, S. (1990)**. Identification of bacteria by gas chromatography of cellular fatty acids. *USFCC News*, 20, 1-6.
146. **Nai, C., Magrini, B., Offe, J. (2016)** .Let microorganisms do the talking, let us talk more about microorganisms. *Fungal Biol Biotechnol* ,3(5)
147. **Nakamura, T., Kanno, T., Mokudai, T., Iwasawa, A., Niwano, Y., Kohno, M. (2012)**. Microbial resistance in relation to catalase activity to Oxidative stress induced by photolysis of hydrogen peroxide. *Microbiol Immunol*, 56, 48–55
148. **Ndinga, A. (2015)**. Inventaire et analyse chimique des exsudats des plantes d'utilisation courante au Congo-Brazzaville. Chimie analytique. Université Paris Sud - Paris XI, France.
149. **Nishi, K., Antony, M., V. Mohanan, P., Anilkumar, T., Loiseau, P., Jayakrishnan, A. (2007)**. Amphotericin B-Gum arabic conjugates: synthesis, toxicity, bioavailability, and activities against Leishmania and fungi. *Pharmaceutical Research*, 24(5), 271-280
150. **Oliphant, K., Allen-Vercoe, E. (2019)** .Macronutrient metabolism by the human gut microbiome: major fermentation byproducts and their impact on host health. *Microbiome*, 7(91)
151. **Ohwada, T., Shirakawa, Y., Kusumoto, M., Masuda, H., Sato, T. (1999)**. Susceptibility to hydrogen peroxide and catalase activity of root nodule bacteria, *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 63(3), 457-462,

152. **Oren ,A.(2008).**Microbial life at high salt concentrations: phylogenetic and metabolic diversity .*Saline Systems*, 4(2)
153. **Padan ,E., Bibi, E., Ito, M ., Krulwich,T.(2005).** Alkaline pH homeostasis in bacteria: New insights, *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) Biomembranes*,1717(2),67-88
154. **Pal ,V., Bandyopadhyay,P., Singh ,A.(2018).**Hydrogen Sulfide in Physiology and Pathogenesis of Bacteria and Viruses,*IUBMB Life*,70(5), 393–410
155. **Patel, S., Goyal,A. (2015).** Applications of natural polymer gum arabic: A review .*International Journal of Food Properties*, 18,986–998
156. **Patten, A., Vassão, D., Michael,P., Lewis ,L., Liu ,N., Mander, H. (2010).** Trees: A remarkable biochemical bounty. Dans *Comprehensive Natural Products II*. Oxford: Elsevier
157. **Peay, K. Kennedy, P., Talbot,J.(2016).** Dimensions of biodiversity in the earth mycobiome .*Nature Reviews Microbiology*, 14 ,434-447
158. **Picard, C ., Ponsonnet, C., Paget, E ., Nesme, X., Simonet,P.(1992).**Detection and enumeration of bacteria in soil by direct DNA extraction and polymerase chain reaction. *Applied And Environmental Microbiology*,58 (9), 2717-2722
159. **Poursat ,B., Spanning,R., Voogt ,P., Parsons,J .(2019).**Implications of microbial adaptation for the assessment of environmental persistence of chemicals. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*,49(23),2220-2255,
160. **Pradhan,P., Tamang ,J .(2019).** Phenotypic and genotypic identification of bacteria isolated from traditionally prepared dry starters of the eastern Himalayas. *Front Microbiol.* 10(2526).
161. **Prillinger,H., Lopandic,K.(2015).**Yeast types of the basidiomycota using cell wall sugars and ribosomal DNA sequences .*STAPFIA Reports*,103,81–96
162. **Props, R.,Monsieurs,P.,Mysara ,M., Clement, L .,Boon,N .(2016).** Measuring the biodiversity of microbial communities by flow cytometry .*Methods in Ecology and Evolution* 7, 1376–1385
163. **Rahman, S., Siddique, R., Tabassum,N. (2017).** Isolation and identification of halotolerant soil bacteria from coastal Patenga area.*BMC Research Notes* 10(531)
164. **Ranaa,V., Raia, P., Tiwarya ,A., Singhb,R., Kennedyc ,J ., Knill,C.(2011).** Modified gums: Approaches and applications in drug delivery.*Carbohydrate Polymers*,83,1031–1047

165. **Rao, M., Tanksale ,A., Ghatge,M., Deshpande,V.(1998).**Molecular and biotechnological aspects of microbial proteases .*Microbiology And Molecular Biology Reviews* ,62 (3), 597–635
166. **Remus-Emsermann ,M., Vorholt,J.(2014).**Complexities of microbial life on leaf surfaces the diversity of bacterial communities on leaves is comparable to that found in mammalian gastrointestinal tracts. *Microbe*,9(11),448-45
167. **Renard,D., Lavenant-Gourgeon ,L., Ralet,M ., Sanchez,C.(2006).** *Acacia senegal* gum: Continuum of molecular species differing by their protein to sugar ratio, molecular weight, and charges.*Biomacromolecules*,7, 2637-2649
168. **Romeo, Y., Bouvier, J., Gutierrez, C. (2001).**The response to osmotic stress of lactic acid bacteria *Lactococcus lactis* and *Lactobacillus plantarum*. *Lait*, 81,49-55.
169. **Rossello-Mora ,R., Amann ,R.(2001)** .The species concept for prokaryotes .*Microbiology Reviews* ,25 ,39-67
170. **Rossello-Mora, R ., Amann ,R .(2001)** .The species concept for prokaryotes .*FEMS Microbiology Reviews* , 25 ,39-67
171. **Roufied ,S ., Piola ,F ., Avoscan, C ., Dommagnet,F.(2019).**Écologie chimique : quelles applications pour la gestion des renouées ? .*Sciences Eaux & Territoires* ,27
172. **Rout ,M.(2014).**The Plant microbiome. Dans A. Paterson (dir.), *Advances in Botanical Research* (vol.69, p. 279-309). Academic Press
173. **Rubiano-Labrador ,C., Bland ,C., Miotello ,G., Armengaud ,J., Baena ,S. (2015).** Salt stress induced changes in the exoproteome of the halotolerant bacterium *Tistlia consotensis* deciphered by proteogenomics. *PLoS ONE* 10(8)
174. **Sanders ,C., Yajko ,D.,Yun ,H .,Richard ,G.,Nassos ,P., Fulwyler ,M., Hadley,K.(1989).** Determination of guanine-plus-cytosine content of bacterial DNA by dual-laser flow cytometry. *Journal of General Microbiology*, 136, 359-365.
175. **Sánchez-Clemente,R., Igeño,M., Población,A., Guijo, M.,**
176. **Staley, J., Castenholz ,R., Colwell, R., Holt ,J., Kane, M., Pace,N... Tiedje,J.(1997).** The microbial world: foundation of the biosphere. *American Academy of Microbiology*
177. **Sarethy ,P., Pan, S., Danquah ,M .(2014).** Modern taxonomy for microbial diversity .*IntechOpen*.

178. **Savageau ,M. (1998).**Demand theory of gene regulation quantitative application to the lactose and maltose operons of *Escherichia coli* .*the Genetics Society of America* ,149,1677–1691
179. **Sayeda, A., Khalil, A.,El Atta ,H., Aref,I.(2011).** Increased gum arabic production after infestation of *Acacia senegal* with *Aspergillus flavus* and *Pseudomonas pseudoalcaligenes* transmitted by *Agrilus nubeculosus* .*African Journal of Biotechnology*,10(37), 7166-7173
180. **Schoonhoven ,E. (2000).** Ecophysiology of mixotrophs
181. **Selosse, M ., Charpin ,M ., Not,F. (2017) .** Mixotrophy everywhere on land and in water: the grand _ecart hypothesis .*Ecology Letters*, 20,246–263
182. **Sghir ,A.(2005) .**La diversité insoupçonnée du monde microbien .*médecines sciences*,21(3),290-296
183. **Sharkey, L., O'Neill, A. (2020).** Molecular mechanisms of antibiotic resistance – part II. In bacterial resistance to antibiotics from molecules to man (eds B.B. Bonev and N.M. Brown).
184. **Shashkov, A., Potekhina,N., Naumova,I., Evtushenko,L., Widmalm,G.(1999).** Cell wall teichoic acids of *Actinomadura viridis* VKM Ac-1315T , *European Journal of Biochemistry*, 262, 688-695.
185. **Shehu, Z ., Lamayi, D., Sabo, M ., Aliyu ,S .(2019).** Kaolin/ Arabic gum nanocomposite as an antifungal agent against *Aspergillus flavus* and *Saccharomyces Cerevisiae*. *Iraqi Journal of Science*, 60(11),2316-2320
186. **Shimizu, K.(2013).***Bacterial Cellular Metabolic Systems*.Oxford, UK: Woodhead Publ.
187. **Slonczewski ,J., Fujisawa,M., Dopson ,M., Krulwich ,T. (2009).** Cytoplasmic pH measurement and homeostasis in bacteria and archaea. *Advances in Microbial Physiology*,55,71-79
188. **Siewerts, S ., de Bok, F., Hugenholtz, J., Vlieg ,J. (2008).** Unraveling microbial interactions in food fermentations: from classical to genomics *Approaches Applied And Environmental Microbiology*, 74(16) ,4997–5007
189. **Sivakumar, N., Sathishkumar, R., Selvakumar, G., Shyamkumar, R., Arjunekumar, K.(2020).** Phyllospheric microbiomes diversity, ecological significance, and biotechnological applications .Dans *Plant Microbiomes for Sustainable Agriculture* (p.113-172).Springer International Publishing

190. **Smits,W., Oscar ,P.,Veening, J.(2006).**Phenotypic variation in bacteria: the role of feedback regulation. *Nature Reviews Microbiology*,4(4),1740-1534
191. **Sohlenkamp, C ., Geiger,O.(2016) .**Bacterial membrane lipids: diversity in structures and pathways .*FEMS Microbiology Reviews*,40(1),133–159.
192. **Soloviev, P .,Jacques ,D., Zerbo ,G., Lompo ,D. (2010).**Production de semences améliorées d'*Acacia Senegal* .*bois et foret des tropiques*,303(1), 67-82
193. **Sorokulova,I ., Olsen,E ., Vodyanoy ,V. (2015).**Biopolymers for sample collection, protection, and preservation . *Applied Microbiology and Biotechnology*
194. **Sridhar Rao P.(2006).** Molecular Techniques in Clinical Microbiology.
195. **Stackebrandt, E., Goebel ,B.(1994).** Taxonomic note: a place for DNA-DNA reassociation and 16s rRNA sequence analysis in the present species definition in bacteriology *International Journal Of Systematic Bacteriology* 44(4),846-849
196. **Stackebrandt,E., Murray,L., Truper,H.(1988).** *Proteobacteria* classis Nov. A name for the phylogenetic taxon that includes the “purple bacteria and their relatives, *International Journal of Systematic bacteriology*,38(3) ,321-325
197. **Stark ,L.(2010).**Beneficial Microorganisms: Countering Microbephobia .*Life Sciences Education* ,9, 387–389
198. **Stehling, E ., da Silveira,W ., Leite,D.(2008) .**Study of biological characteristics of *Pseudomonas aeruginosa* strains isolated from patients with cystic fibrosis and from patients with extra-pulmonary infections .*The Brazilian Journal of Infectious Diseases* ,12(1),86-88.
199. **Stockwell ,V., Duffy,B. (2012).**Use of antibiotics in plant agriculture.*Scientific and Technical Review of the Office International des Epizooties*,31(1), 199-210
200. **Strachan ,T., Read ,A.(2012).** Hybridation des acides nucléiques : principes et applications .Dans : *Génétique. Moléculaire. Humaine* (4^e éd., p. 192-202).Paris : médecine-sciences lavoisier .
201. **Suliman ,R., Ali ,H ., Alamer ,A., Aleid, N., Abu-Jafal ,A ., Abdulgadir ,R., Omer ,M. (2020).** In vitro Anti-microbial Activity and Wound Healing Evaluation of *Acacia* Gum Arabia Aqueous Cream .*Natural Products Chemistry & Research* ,8(369)
202. **Sultan, I., Rahman,S., Jan,T ., Siddiqui,M ., Mondal,A., Haq,Q. (2018).** Antibiotics, resistome and resistance mechanisms: A bacterial perspective .*Frontiers in Microbiology*,9(2066)

203. **Sundin,G. Wang,N .(2018).**Antibiotic resistance in plant-pathogenic bacteria. *Annu. Rev. Phytopathol*,56,161-180
204. **Teixeira ,L., Barros, R., Castro,A., Peralta,J., Carvalho,M., Talkington,D... Beall,B. (2001)** .Genetic and phenotypic features of *Streptococcus pyogenes* strains isolated in brazil that harbor new *emm* sequences. *Journal Of Clinical Microbiology* ,39(9),3290–3295
205. **Temam ,A. (2017).** Isolation of protease producing bacteria from soil for polyester and silver recovery from waste X-ray film. *American Journal of BioScience*,5(5),74-79
206. **Terrado,R ., Pasulka, A., Lie, A Orphan ,V., Heidelberg,K ., Caron,D .(2017).**Autotrophic and heterotrophic acquisition of carbon and nitrogen by a mixotrophic chrysophyte established through stable isotope analysis. *The ISME Journal* ,11, 2022–2034
207. **Thomas, E., Milligan ,T., Joyner ,R., Jefferson,M. (1994).**antibacterial activity of hydrogen peroxide and the lactoperoxidase-hydrogen peroxide-thiocyanate system against oral Streptococci. *American Society for Microbiology*, 62(2),529-535
208. **Tiffany, C., Bäumlner, A.(2019).** *Microbiome and host interactions* dysbiosis: from fiction to function. *The American Journal of Physiology:Gastrointestinal and Liver Physiology*,317,602–608
209. **Todar, K. (2004).** Mechanisms of bacterial pathogenesis .Todar ' s Online Textbook of Bacteriology .*The Mechanisms of Bacterial Pathogenicity* .
210. **Toju, H., Okayasu, K .,Notaguchi, M.(2018).**Do below ground genotypes influence above-ground microbiomes of grafted tomato plants?.*Cold Spring Harbor Laboratory*
211. **Troost, T., Kooi ,B., Kooijman,S.(2005).** Ecological specialization of mixotrophic plankton in a mixed water column .*the American naturalist* ,166(3)
212. **Tshikantwa, T., Ullah, M ., He,F., Yang,G.(2018).** Current trends and potential applications of microbial interactions for human welfare .*Frontiers in Microbiology*, 9 ,1156
213. **Vágnerová, K., Macura, J. (1974).**Relationships between plant roots, proteolytic organisms and activity of protease. *Folia Microbiol*,19, 525–535
214. **van Belkum, A., Tassios ,P., Dijkshoorn, L., Haeggman,S., Cookson, B., Fry,N,... Struelens ,M.(2007).**Guidelines for the validation and application of typing methods for use in bacterial epidemiology. *Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 13 (3),1–46

215. **Vandamme P., Pot B., Gillis M., De Vos P., Kersters K., Swings J. (1996)** . Polyphasic taxonomy, a consensus approach to bacterial systematics *.Microbiological Reviews*, 60(2), 407–438
216. **Verma, P ., Yadav, A., Kumar, V ., Singh, D ., Saxena ,A.(2017).**Beneficial plant-microbes interactions: biodiversity of microbes from diverse extreme environments and its impact for crop improvement Dans *Plant-Microbe Interactions in Agro-Ecological Perspectives*(Vol .2,p.543- 580).Singapore: Springer Singapore
217. **Vitorino, L.,Bessa,L.(2018).**Microbial diversity: The gap between the estimated and the known. *Diversity*, 10, 46
218. **Wayne, L., Brenner, D., Colwell, R., Grimont ,P., Kandler ,O., Krichevsky, M... Truper H.(1987).** Report of the Ad Hoc committee on reconciliation of approaches to bacterial.Systematics *International Journal Systematic Bacteriology* ,37(4),4463-464
219. **Whitman ,W., Coleman,D ., Wiebe ,W.(1998).** Prokaryotes: The unseen majority *.The National Academy of Sciences. (95),(6578–6583)*
220. **Williams, P., Phillips, G. (2003)** . Gums food uses. *Encyclopedia of Food Sciences & Nutrition*, 23, 3001-3007.
221. **Yang, D., Blair, K., Salama,N. (2016).** Staying in shape: the impact of cell shape on bacterial survival in diverse environments *.Microbiology and Molecular Biology Reviews* ,80(1) ,187-203
222. **Young ,K.(2007).** Bacterial morphology: Why have different shapes? *Current Opinion in Microbiology*,10(6), 596–600.
223. **Yurkov ,V ., Beatty ,J.(1998).** Aerobic anoxygenic phototrophic bacteria *.Microbiology And Molecular Biology Reviews* ,62(3) ,695–724
224. **Zalán, Z., Németh, E ., Baráth,Á., Halász,A.(2005).** Hydrogen peroxide and bacteriocin production of *Lactobacillus* sp., *Food Technology Biotechnology*,43(3),219–225
225. **Zhanel ,G., Walkty,A., Vercaigne,L., Karlowsky,J., Embil, J., Gin, A .,Hoban,D .(1999).** The new fluoroquinolones: A critical review.*Can J Infect Dis*,10(3),207-238.

Résumé

L'analyse des traits phénotypiques, qui sont les résultats de l'expression du contenu génétique des microorganismes, constitue la base de la microbiologie et ouvre des perspectives pour la recherche appliquée et fondamentale. Afin d'étudier la diversité phénotypique de bactéries, 8 bactéries ont été caractérisées phénotypiquement par détermination de certaines de leurs caractéristiques morphologiques et physiologiques. Ces bactéries ont été isolées à partir de 4 gommes de plantes, IGA1-1 et IGA1-2 : isolées d'une gomme arabique achetée du commerce à Oran, IGA2-1 et IGA2-2 : isolées d'une gomme de l'arbre d'abricotier récoltée à Tizi-Ouzou, IGA3-1 et IGA3-2 : isolées d'une gomme de l'arbre d'amandier récoltée à Ain Témouchent et IGA4-1 et IGA4-2 : isolées d'une gomme achetée du commerce à Tizi-Ouzou. Les résultats obtenus montrent une diversité de comportement (résistance ou sensibilité) des isolats vis-à-vis des pH, des sels et des colorants, de l' H_2O_2 et des antibiotiques testés, et une diversité dans la capacité à dégrader la gélatine (Gélatinase) et l' H_2O_2 (Catalase) et dans l'utilisation de diverses sources de carbone. Cependant, une certaine similarité physiologique et métabolique a été observée chez les bactéries isolées d'une même gomme comme par exemple l'isolat IGA3-1 et l'isolat IGA3-2, l'isolat IGA4-1 et l'isolat IGA4-2.

L'ensemble des résultats a permis de souligner que l'isolat IGA3-2 regroupe plusieurs des capacités recherchées dans cette étude, en effet, cet isolat peut croître à un pH acide 5, il résiste à la salinité (2%), à l' H_2O_2 et à 3 des 4 antibiotiques testés. Pour sa croissance, il a utilisé toutes les sources de carbone testées et il a dégradé la gélatine.

Mots clés : diversité phénotypique, gommes de plantes, caractéristiques morphologiques et physiologiques, bactéries, isolats.

Abstract

The analysis of phenotypic traits, which are the results of the expression of the genetic content of microorganisms, constitutes the basis of microbiology and opens up perspectives for applied and fundamental research. In order to study the phenotypic diversity of bacteria, 8 bacteria were phenotypically characterized by determining some of their morphological and physiological characteristics. These bacteria were isolated from 4 plant gums, IGA1-1 and IGA1-2: isolated from a gum arabic purchased commercially in Oran, IGA2-1 and IGA2-2: isolated from a gum of the apricot tree harvested in Tizi-Ouzou, IGA3-1 and IGA3-2: isolated from a gum of the almond tree harvested in Ain Témouchent IGA4-1 and IGA4-2: isolated from a gum bought from a store in Tizi-Ouzou. The results obtained show a diversity of behavior (resistance or sensitivity) of the isolates to pH, salts and dyes, H_2O_2 and antibiotics tested, and diversity in the ability to degrade gelatin (Gelatinase) and H_2O_2 (Catalase) and in the use of various carbon sources. However, a certain physiological and metabolic similarity was observed in bacteria isolated from the same gum such as for example the isolate IGA3-1 and the isolate IGA3-2, the isolate IGA4-1 and the isolate IGA4-2 .

All the results made it possible to underline that the IGA3-2 isolate combines several of the capacities sought in this study, in fact, this isolate can grow at an acid pH of 5, it is resistant to salinity (2%), to H_2O_2 and 3 of the 4 antibiotics tested. For its growth, it used all the carbon sources tested and it degraded gelatin.

Key words: phenotypic diversity, plant gums, morphological and physiological characteristics, bacteria, isolates.

ملخص

يشكل تحليل السمات المظهرية، التي هي نتائج التعبير عن المحتوى الجيني للكائنات الحية الدقيقة، أساس علم الأحياء الدقيقة ويفتح آفاقاً للبحث التطبيقي والأساسي. لدراسة التنوع الوراثي للبكتيريا، تم تمييز 8 بكتيريا بشكل ظاهري من خلال تحديد بعض خصائصها المورفولوجية والفسولوجية. تم عزل هذه البكتيريا من 4 صمغ نباتية: IGA1-1 و IGA1-2 تم عزلها من صمغ عربي تم شراؤه تجارياً في وهران: IGA2-1 و IGA2-2 معزولة من صمغ شجرة المشمش في تيزي وزو، IGA3-1 و IGA3-2 معزولة من صمغ شجرة اللوز في عين تموشنت و IGA4-1 و IGA4-2 معزولة من صمغ تم شراؤه من متجر في تيزي وزو. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها تنوع سلوك (مقاومة أو حساسية) العزلات فيما يتعلق بدرجة الحموضة، والأملاح والأصبغ، واختبار H_2O_2 والمضادات الحيوية، والتنوع في القدرة على تحلل الجيلاتين (Gélatinase) و H_2O_2 (Catalase) وفي استخدام مصادر الكربون المختلفة. ومع ذلك، لوحظ وجود تشابه فيزيولوجي معين في البكتيريا المعزولة من نفس الصمغ مثل العزلة IGA3-1 والعزلة IGA3-2 والعزلة IGA4-1 والعزلة IGA4-2. جعلت جميع النتائج من الممكن التأكيد على أن عزل IGA3-2 يجمع بين العديد من القدرات المطلوبة في هذه الدراسة، في الواقع، يمكن أن تنمو هذه العزلة عند درجة حموضة تبلغ 5، وهي مقاومة للملوحة (2%)، و H_2O_2 و 3 من المضادات الحيوية الأربعة. لنموها، استخدمت جميع مصادر الكربون المختبرة و هدمت الجيلاتين.

الكلمات المفتاحية: التنوع الظاهري، صمغ نباتية، الخصائص المورفولوجية والفسولوجية، البكتيريا، العزلات

