

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Bejaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Sciences Alimentaires
Spécialité Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire



Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Effet des cladodes d'OFI sur deux
espèces bactériennes**

Présenté par :
AITECHE Yasmine & AREZKI Thilelli
Soutenu le : **27/09/2021**

Devant le jury composé de :

Mr TAMENDJARI A.
Mme CHOUGUI N.
Mme AOUDIA A.

Professeur	Président
Professeur	Encadreur
MCB	Examineur

Année universitaire: 2020 / 2021

Remerciements

Au terme de notre travail nous remercions Dieu le tout puissant de nous avoir donné le courage et la patience de le réaliser.

Nous tenons tous particulièrement à adresser nos remerciements les plus vifs d'abord à notre promotrice Mme CHOUGUI N., qui nous a fait l'honneur de nous proposer ce sujet et, nous lui sommes très reconnaissantes, pour ses conseils, sa disponibilité, et surtout sa patience. Nos sincères considérations et remerciements sont également exprimés aux membres du jury: Mme AOUIDIA A., et Mr TAMENDJARI A., qui ont accepté d'examiner ce travail et consacré de leur temps pour son évaluation.

Enfin, nos remerciements s'adressent à tous les enseignants et à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail

Dédicace

Ce modeste travail achevé avec l'aide de Dieu le tout puissant, je le dédie à
toutes les personnes que j'aime.

A mon cher père, en signe d'amour, de reconnaissance et de gratitude pour tous
les soutiens et les sacrifices dont il a fait preuve à mon égard.

A ma très chère mère qui a été toujours présente à mes cotes par son amour,
soutien et encouragement. Quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurai point te
remercier comme il se doit.

A mes frères Riad qui ma beaucoup aidé dans la vie et m'a soutenue, à Fawzi
pour son soutien et aide, je vous aime beaucoup.

A mes chères sœurs Naima, Kahina et Fouzia nulle dédicace ne peut exprimer
mes sincères sentiments, merci pour tout leur amour et leur soutien depuis
toujours.

Mes vifs remerciements vont également à Nadir et Nedjima pour leur soutien et
qui étaient à mes côtés dans les moments les plus difficiles. Puisse Dieu vous
donner santé et bonheur et la réussite et succès pour mes petites deux anges.

A mes nièces et neveux: que dieu leur accorde une longue vie pleine de
bonheur et de succès.

A mes oncles, mes tantes, mes belles sœurs, mes cousines, mes cousins et toute
ma famille, en particulier Houda et Rahima.

A ma chère copine et camarade Thilelli et toute sa famille.

A mes très chères copines Nilda, Fahima, Yasmine, Warda et tous mes
meilleurs amis.

A tous les enseignants qui m'ont suivis au long de mon cursus universitaire.

A toute la promotion "Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire".

♥ Merci ♥

Yasmine

Dédicace

Ce modeste travail achevé avec l'aide de Dieu le tout puissant, je le dédie à
toutes les personnes que j'aime.

A mes très chers parents qui ont toujours été présents à mes côtés par leur
amour, soutien et encouragement.

A ma sœur Massiva.

A tous mes oncles et tantes.

A tous mes cousins et cousines.

Aux amis de la famille Khoukha et Athmane

A mes chers amis.

Comme je le dédie également au terme de reconnaissance à Yasmine et toute sa
famille.

A tous les enseignants qui m'ont suivies au long de mon cursus universitaire.

A tous ceux qui m'ont aidé et contribué à ma formation.

A toutes les personnes qui m'ont vraiment soutenue et aidé même si de loin;
vous êtes une source de force pour moi ; je vous estime.

A toute la promotion Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire 2020-2021.

Thilelli

Liste des abréviations

Aw: Activité de l'eau.

BHI: Brain heart
infusion.

DO: Densité optique.

MS: Matière sèche.

NaCl: Chlorure de sodium.

OFI: *Opuntia ficus-indica*.

PF: Poids frais.

PS: Poids sec.

pH: Potentiel hydrogène.

TSB: Bouillon tryptone soja.

UFC : Unité formant colonie.

Liste des figures

Figure N°	Titre	Page
1	Distribution géographique du figuier de Barbarie dans le monde.	4
2	Aspect général de figuier de Barbarie.	7
3	Morphologie du cladodes de figuier de Barbarie:(E) épiderme, (C) chlorenchyme, (V) vaisseaux conducteurs et (P) parenchyme.	9
4	Morphologie d'un stomate entouré par des druses et d'un canal de mucilage.	9
5	Morphologie d'une aréole de cladode présentant deux épines, une feuille éphémère et plusieurs glochides brunâtres.	10
6	Composition en monosaccharides des cladodes d'OFI	12
7	Classification des bactéries selon leurs formes: (a) <i>les Coccis</i> , (b) <i>les Bacilles</i> , (c) <i>les Vibrions</i> , (d) <i>les Spirilles</i> , (e) <i>les Fusiformes</i> .	20
8	Micrographie électronique à balayage colorisée de <i>S. aureus</i> Grossissement x 18,501.	22
9	<i>Escherichia coli</i> vue au microscope électronique.	26
10	Cladode du figuier de Barbarie (d'OFI variété inerme).	29
11	Etapes de préparation de la poudre à partir des cladodes d'OFI (a): découpage, (b): broyage..	30
12	Poudre de cladodes mise dans des bocaux en verre pour le stockage.	30
13	Incubation des milieux des deux souches repiquées.	34
14	Séries de dilutions préparées pour les deux souches bactériennes.	34
15	Photo illustrant le spectrophotomètre.	35
16	Photos illustrant les différentes étapes de la fonte de la gélose jusqu'à son incubation.	36
17	Aspect de d' <i>E. coli</i> sur gélose nutritive.	39
18	Aspect de <i>S. aureus</i> sue gélose nutritive.	40

Liste des tableaux

Tableau N°	Titre	Page
I	Quelques variétés de la figue de Barbarie cultivées à travers le monde.	6
II	Composition chimique de cladodes de différents âges (g / 100 poids sec).	11
III	Principaux minéraux contenus dans les cladodes d'OFI.	12
IV	Teneur en protéines du cladode en fonction de l'âge.	13
V	Teneur en acides aminé dans les cladodes du figuier de Barbarie.	13
VI	Composition des cladodes en acides organiques à deux différents temps de récolte.	14
VII	Composition des milieux TSB et BHI.	24
VIII	Composition de milieu Mac Conkey.	27
IX	Composition du bouillon lysogène.	28
X	Composants du bouillon nutritif.	32
XI	Différentes souches bactériennes testées.	33
XII	Dimensions des cladodes d'OFA frais (variété inerme).	37
XIII	Propriétés physico-chimiques des cladodes d'OFI.	38
XIV	Composition des cladodes et du bouillon nutritif.	41
XV	Les besoins nutritionnels d' <i>E. coli</i> et <i>S. aureus</i> .	42
XVI	Nombre de bactéries étudiées en fonction de la poudre de cladodes incorporée dans le milieu nutritif liquide (ml).	43

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

1-Introduction 1

Partie Théorique

Chapitre I: Figuier de Barbarie et Cladode

1-Généralités sur le figuier de Barbarie 3

1-1-Origine d'*Opuntia ficus-indica* 3

1-2-Distribution géographique d'OFI 3

1-3-Etymologie d'OFI 4

1-4-Classification botanique 5

1-5-Les différentes espèces et variétés de figuier de Barbarie 5

1-6-Description de la plante 6

1-7-Exigences écologiques 7

1-8-Importance du figuier de Barbarie en Algérie 7

2-Cladodes de figuier de Barbarie 8

2-1-Anatomie et histologie des cladodes 8

2-2-Morphologie et description 8

➤ Les stomates 9

➤ Les feuilles 10

➤ Les épines 10

➤ Les fleurs 10

2-3-Composition chimique des cladodes 11

2-3-1-Minéraux 11

2-3-2-Fibres 12

2-3-3-Glucides.....	12
2-3-4-Protéines.....	13
2-3-5-Acidesaminés.....	13
2-3-6-Acidesorganiques.....	14
2-3-7-Acidesgras.....	14
2-3-8-Les caroténoïdes et les chlorophylles.....	15
2-3-9-Les vitamines.....	15
2-4-Intérêts et utilisation des cladodes.....	15
➤ Alimentation humaine.....	15
➤ Production de fourrage pour le bétail.....	16
➤ Production pharmaceutique.....	16
➤ Production cosmétique.....	17

Chapitre II:

Milieux de culture et Microorganismes

1-Les milieux de culture du domaine de la microbiologie.....	18
1-1- Définition d'un milieu de culture.....	18
1-2- Classification des milieux de culture.....	18
1-2-1-Lacomposition.....	18
1-2-L'utilisation.....	18
2-Les microorganismes.....	19
2-1-Définition.....	19
2-2-Lesbactéries.....	19
2-2-1-Définitionetclassification.....	19
3-Données générales <i>Staphylococcus aureus</i>.....	20
3-1-Staphylocoques.....	20
3-2- <i>Staphylococcus aureus</i>	20
3-3-Taxonomie.....	21
3-4-Morphologieetstructure.....	21
3-5-Croissance.....	22
3-6-Besoins nutritionnels des <i>S. aureus</i>	23
a- Besoins en acides aminés.....	23
b- Besoins en minéraux.....	23

c- Milieu de culture.....	23
4-Données générales sur <i>Escherichia coli</i>.....	24
4-1-Définition d' <i>Escherichia</i>	24
4-2-Définition d' <i>E. coli</i>	25
4-3- Taxonomie d' <i>E. coli</i>	25
4-4-Morphologie	26
4-5-Caractères cultureux	26
4-6-Caractères biochimiques	26
4-7-Besoins nutritionnels d' <i>E. coli</i>	26

Partie Pratique

Chapitre I: Matériel et Méthodes

1-Matière végétale.....	29
1-1-Sites de collecte	29
1-2-Préparation du matériel végétal	29
1-3-Préparation de la poudre	29
1-4-Stockage de la poudre.....	30
2-Analyses	30
2-1-Détermination des paramètres physico-chimiques	30
2-1-1-Teneur en eau	30
2-1-2-Matière sèche.....	31
2-1-3-Teneur en cendres.....	31
2-1-4-Teneur en lipides	31
2-1-5-Teneur en protéines	31
2-1-6-Azote total	31
2-1-7-pH	31
2-1-8-Degrés Brix	31
2-2-Microbiologie	32
2-2-1-Les différentes étapes de manipulation	32
2-2-1-1-Préparation des milieux de culture.....	32
A-Préparation de bouillon nutritif.....	32
B-Préparation de milieux de culture à base de cladode d'OFI.....	32
C- Préparation de la gélose nutritive	33

2-2-1-2-Souches utilisées et condition de conservation	33
2-2-1-3-Préparation de l'eau physiologique	34
2-2-1-4-Détermination de la densité optique.....	35
2-2-2-Ensemencement en milieu liquide à base de poudre de cladode d'OFI.....	35
2-2-3-Ensemencement en milieu solide (en masse).....	35
2-3-Analyse statistique	36

Chapitre II: Résultats et discussion

1-Propriétés des cladodes.....	37
1-1-Propriétés physiques	37
1-2-Paramètres physico-chimiques	37
2-Microbiologie.....	39
2-1-Souches ciblées.....	39
2-2-La densité optique du repiquage et des dilutions.....	40
2-3-Comparaison entre bouillon nutritif et la poudre de cladodes	41
3-4-Les besoin nutritionnel d' <i>E. coli</i> et <i>S. aureus</i>	42
3-5-Dénombrement bactérien.....	43
Conclusion.....	45

Références

Bibliographiques Annexe

Résumé

INTRODUCTION

Introduction générale

Ces dernières années, la consommation des aliments d'origine végétale constitue un enjeu de santé publique. Ce phénomène est certainement lié à la prise de conscience quant à la relation entre la qualité des aliments et la santé (**Ginestra et al., 2009**).

Actuellement, un grand intérêt est accordé au figuier de barbarie, *Opuntia ficus-indica*, vu l'élargissement des connaissances sur les bienfaits de la consommation de ces produits sur la santé humaine d'une part et le profit commercial substantiel pouvant être tiré de la valorisation des produits et sous-produits de haute valeur ajoutés, d'autre part (**Mazari et Mahdeb, 2021**).

En effet rien n'est à jeter dans le figuier de barbarie, toutes ses parties peuvent être transformés en divers produits, de ce fait beaucoup de pays l'ont valorisé. Dans le domaine agro-industriel, les fruits du figuier de barbarie sont transformés en confiture, en jus, en colorant alimentaire et boisson alcoolisée. Les cladodes sont consommés comme farine, légume et ingrédient principal de nombreuses spécialités en Amérique, conservées en morceaux dans des boîtes de conserve (**Belkacem et Hammiche, 2015**).

Quant à l'Algérie, elle gagnerait à développer la culture de cette plante et à intensifier la vulgarisation de son usage en tant que source fourragère et son industrialisation (**Khales et Baaziz, 2006**).

Les cladodes, ne manquent pas d'intérêt au vu de ses qualités nutritives et fonctionnelles mais surtout de son capital phytochimique. La vulgarisation de l'usage de ces dernières, passe inévitablement par leur réhabilitation scientifique comme mesure informative rationnelle sur son importance socio-économique (**Moussaoui, 2020**). Leur principal constituant est l'eau, suivi de petites quantités de glucides, fibres et protéines (**Ginestra et al., 2009**).

C'est dans cette optique que s'inscrit notre travail qui vise à étudier l'effet des cladodes d'*Opuntia ficus-indica* sur le développement des microorganismes *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*, car elles sont souvent au cœur des expériences et parmi les exemples les plus connus des bactéries.

Introduction générale

Pour ce faire, le contenu de ce mémoire est structuré en deux parties:

➤ Dans la première partie nous aborderons les différentes connaissances bibliographiques en rapport avec le figuier de Barbarie (*Opuntia ficus-indica*), ses cladodes et les deux types de bactéries.

➤ Dans la deuxième partie qui est expérimentale, concerne le matériel et méthodes utilisés dans ce travail et le dernier les résultats obtenus et discussions.

Et enfin nous terminons ce document par une conclusion générale qui clôturera

CHAPITRE I

FIGUIER DE BARBARIET

CLADODE

1- Généralités sur le figuier de Barbarie

2-1-1- Origine d'*Opuntia ficus-indica*

Le figuier de Barbarie *Opuntia ficus-indica*(OFI), appellation scientifique qui vient du latin *Opuntius* d'Oponthe; nom de la ville grecque (**Schweizer, 1997**). Le nom commun est le cactus qui vient du mot grec « kaktos », qui signifie: la plante épineuse (**Defelice, 2004**). Le genre OFI est originaire de l'Amérique tropicale mais la plus grande diversité est retrouvée dans les plateaux des régions arides et semi-arides du Mexique (**Nobel, 2002**). D'ailleurs, le fruit du figuier de barbarie figure sur l'emblème du drapeau mexicain. Il a été utilisé par l'homme depuis 6500 ans avant Jésus Christ et fût l'une des bases de l'alimentation des populations indigènes (**Araba et al., 2000**).

1-2- Distribution géographique d'OFI

Sa distribution géographique est très large (figure 1): Mexique, Corée, Afrique du Nord... (**Barbera et al., 1992; Nerd et Mizrahi, 1994**). Il a été introduit d'abord en Espagne et plus tard au 16ème siècle au Nord et au Sud de l'Afrique. Il s'est diffusé rapidement dans le bassin méditerranéen et s'y est naturalisé au point de devenir un élément caractéristique du paysage régions côtières et insulaires (**Le Houerou, 1996**). Il est par essence développé sur la partie Ouest de la Méditerranée : Sud de l'Espagne, le Portugal, et l'Afrique du Nord (Tunisie, Algérie et Maroc) (**Bensalem et al., 2002; Araba, 2009**). Dans certains pays tels que l'Italie, l'Espagne, le Mexique, la culture du cactus est pratiquée de façon intensive et moderne avec des programmes de recherche et développement pour la production du fruit ou de fourrage et même pour des usages industriels (**Mulas et Mulas, 2004**).

La figure 1, illustre la distribution géographique du figuier de barbarie dans le monde entier:

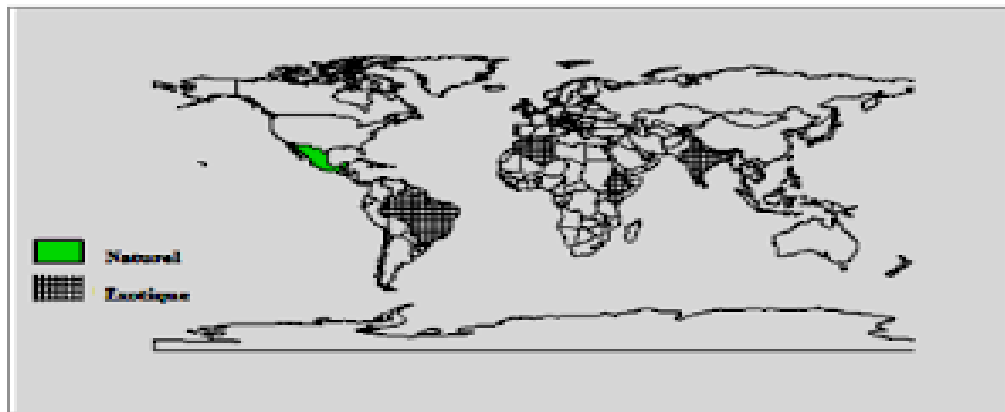


Figure 1 : Distribution géographique du figuier de barbarie dans le monde (Orwa et *al.*, 2009).

La figure 1 distingue le pays d'origine du figuier qui est:



Le Mexique,



Les nouveaux pays de distribution: le Brésil, l'Algérie, l'Inde...

1-3- Etymologie d'OFI

Il existe diverses appellations qui diffèrent d'une région à une autre selon l'idiome local. Nopal est le nom populaire mexicain de la plante, il vient du mot Nochtli en Nahuatl, langue classique des Aztèques, et leurs fruits tuna (Anderson, 2001; Reynolds et Arias, 2001).

Dans les pays francophones du bassin méditerranéen, où il est très populaire, l'*Opuntia* est une appellation savante, vient du latin Opuntius, d'Oponte. L'*Opuntia vulgaris* Miller et l'OFI Miller sont les deux espèces les plus répandues sur terre. L'*Opuntia* est surnommé cardasse, figuier à raquettes, figuier d'inde, *opunce*, raquette, ou chardon d'inde, ou figuier de barbarie (par corruption du mot Berbérie). OFI, fut introduite au Maghreb par les espagnoles qui eurent l'appel Nopallito ou encore Nopalcito (Schweizer, 1997; Mondragon et Perez, 2001).

1-4- Classification botanique

La classification botanique ayant été initiée en Suède, par Carl Von Linné (**Anaya-Perez, 2001**). La famille des Cactacées renferme environ 1600 espèces avec le centre de la diversité maximale au Mexique qui abrite 669 espèces (**Guzman et al., 2006**). Elles sont des angiospermes dicotylédones dialypétales caliciformes de l'ordre des caryophyllacées (**wallace et al., 1997**). Elles font partie des plantes xérophytes et succulentes qui ont réussi à développer une aptitude à se contenter de peu d'eau et qui peuvent donc suivre à des très longues périodes de sécheresse (**Habibi, 2004**).

La classification botanique est comme suit (**Boutakiout, 2015**):

Règne: Plantes.

Ordre: Caryophyllales.

Sous-classe: *Caryophyllidae*.

Famille: *Cactaceae*.

Groupe: *Opuntia*.

Genre: *Opuntia*.

Sous-genre: *Platyopuntia*

Espèces: *Opuntia ficus-indica*.

1-5- Les différentes espèces et variétés de figuier de Barbarie

Selon **Araba et al., (2000)**, plusieurs cultivars existent et se distinguent par:

- La forme des fruits (oblongue ou ronde);
- La couleur de la fleur (jaune, orange, rose);
- La couleur de la pulpe et du fruit (verte, jaune, orange, rouge propre);
- Les périodes de floraison (précoce, tardive);
- Les caractéristiques organoleptiques des fruits (les fruits sucrés, juteux de bonne consistance et avec le moins possible de graines sont les plus appréciés).

L'espèce OFI est la principale espèce productrice de fruits comestibles, mais elle n'est pas la seule. D'autres espèces telles que *O. streptacantha* Lemaire, *O. indheimeri* Engel et *O. robusta* Wendland, produisent également des fruits exotiques très recherchés (**Kenny, 1997**).

D'après, aussi, (**Araba et al., 2000**), il existe de nombreuses variétés de cactus qui se distinguent en deux groupes:

- **Les cactus inermes:** sont souvent domestiqués et cultivés sur des surfaces limitées. Les plants issus de semis sont épineux la première année et les aiguillons disparaissent à partir de la deuxième année.
- **Les cactus épineux:** sont les plus répandus car ils résistent à la destruction par le bétail. Cependant, quand la sécheresse est trop forte et que l'herbe se fait rare, les dromadaires se rabattent sur les raquettes de cactus en dépit de leurs épines.

Les différentes variétés de la figue de barbarie cultivées à travers le monde sont citées dans le tableau (I).

Tableau I: Quelques variétés de la figue de barbarie cultivées à travers le monde:

Pays	Variété	Caractères	Références
Maroc	<i>Moussa</i>	pulpe jaune orangé à maturité tardive, plus sucrée et juteuse.	(Araba, 2009)
Argentine	<i>criollas,</i>	Pulpe jaune et cladode sans épines.	(Saenz, 2013)
Éthiopie	<i>Limo</i>	Pulpe rose et cladode sans épines.	(Ayele, 2010)
Afrique du sud	<i>Algerian</i>	Pulpe rose foncé.	(Keitum et Mashope, 2007)
Algérie	<i>Platyopuntia</i>	/	(Lallouche, 2008)

1-6- Description de la plante

Le figuier de Barbarie est une plante arborescente robuste de 3 à 5 m de haut, possède un tronc épais et ligneux et une organisation en articles aplatis, de forme elliptique ou ovoïdale de couleur vert-mat, ayant une longueur de 30 à 50 cm, une largeur de 15 à 30 cm et une épaisseur de 1,5 à 3 cm appelés cladodes ou raquettes (figure 2) (Reyes-Aguiré et *al.*, 2006;Neffar, 2012).



Figure 2:Aspect général de figuier de barbarie (Sidi Aiche, 2021).

1-7- Exigences écologiques

Le genre *Opuntia* pousse principalement dans des conditions extrêmes (Pinkava et Rebman, 2001), avec des précipitations annuelles de (200 à 250 mm) (Pimienta, 1995). La plante est sensible à la température de congélation, mais extrêmement tolérante à la température élevée (Nobel, 2001). C'est une espèce qui a une large faculté d'adaptation pour différents sols (Skiredj et al., 1998). Comme les autres cactus, il est sensible à la salinité du sol, avec (50 à 70 mM) de chlorure de sodium étant le seuil supérieur pour sa bonne croissance (Inglese et al., 2002).

1-8- Importance du figuier de barbarie en Algérie

Dans le nord, OFI est utilisé comme clôture autour des maisons et des petites villes; les clôtures de plantes sont aussi utilisées pour la production de fruits et, en saison sèche, comme source de fourrage. Les fruits sont récoltés dans des plantations naturelles et sont utilisés pour la consommation humaine ou vendus sur les marchés locaux. Dans le sud, les cladodes d'*Opuntia* émergent comme aliment pour les petits ruminants et les dromadaires. Tout comme dans d'autres pays Africains, la culture suscite de l'intérêt en Algérie qui a aujourd'hui sa première unité de transformation de figues de Barbarie. L'installation basée à Sidi-Fredj et couvrant 5000 m² peut transformer environ 2 tonnes à l'heure. Ses principales fonctions sont le conditionnement des figues de Barbarie et la production d'huiles essentielles, de produits pharmaceutiques, de jus, de confitures et d'aliments du bétail. L'usine de transformation représente un moyen important pour améliorer les revenus des habitants de la wilaya de Souk Ahras (Agence Ecofin, 2015).

2-Cladodes de figuier de Barbarie

2-1- Anatomie et histologie des cladodes

Au cours de l'évolution, l'OFI a développé des caractéristiques morphologiques, anatomiques et physiologiques qui lui ont permis de faire face aux conditions défavorables rencontrées dans les environnements arides (Nobel, 1995; Ventura-Aguilar et *al.*, 2017).

2-2- Morphologie et description

La dénomination « **cladodes** » désigne les feuilles du cactus qui sont communément appelées «raquettes» (Mazari et Mahdeb, 2021).Elles sont charnues succulentes et articulés de formes et de couleurs variables (HDCS, 2005), elles assurent la fonction chlorophyllienne. Ayant une longueur de 30 à 50 cm et une largeur de 15 à 30 cm, celles-ci ne sont que des tiges aplaties (Kenny, 1998).Elles ont la capacité de stocker des quantités considérables d'eau, car elles possèdent un parenchyme abondant (figure 3). Il s'agit d'un tissu blanchâtre dans lequel de l'eau est stockée, ce qui permet aux plantes de survivre pendant de longues périodes de sécheresse (Mazari et Mahdeb, 2021).

Anatomiquement, le cladode dans une section transversale est formée par:

- La peau qui est constituée d'une couche de cellules épidermiques de 6 à 7 couches de cellules hypodermiques avec des murs fondamentaux épais qui ressemblent au tissu laminaire du collenchyme (figure3).
- Les cellules épidermiques sont plates, sveltes et façonnées. La peau reste intacte longtemps et est remplacée finalement par le périderme (écorce) celui-ci formé de cellules épidermiques.
- L'épiderme (figure 3) constitue la couche la plus extérieure de cellules du corps du cactus ; il est constitué par une couche continue de cellules protectrices qui montre des stomates (Sudzuki, 1995).

Celui-ci a trois fonctions majeures :

- Régler le mouvement de l'entrée du dioxyde du carbone et de sortie de l'oxygène,
- Retenir l'eau dans la plante,
- Protéger la plante contre les attaques fongiques, les attaques d'insectes et la lumière intense (Sudzuki, 1995).

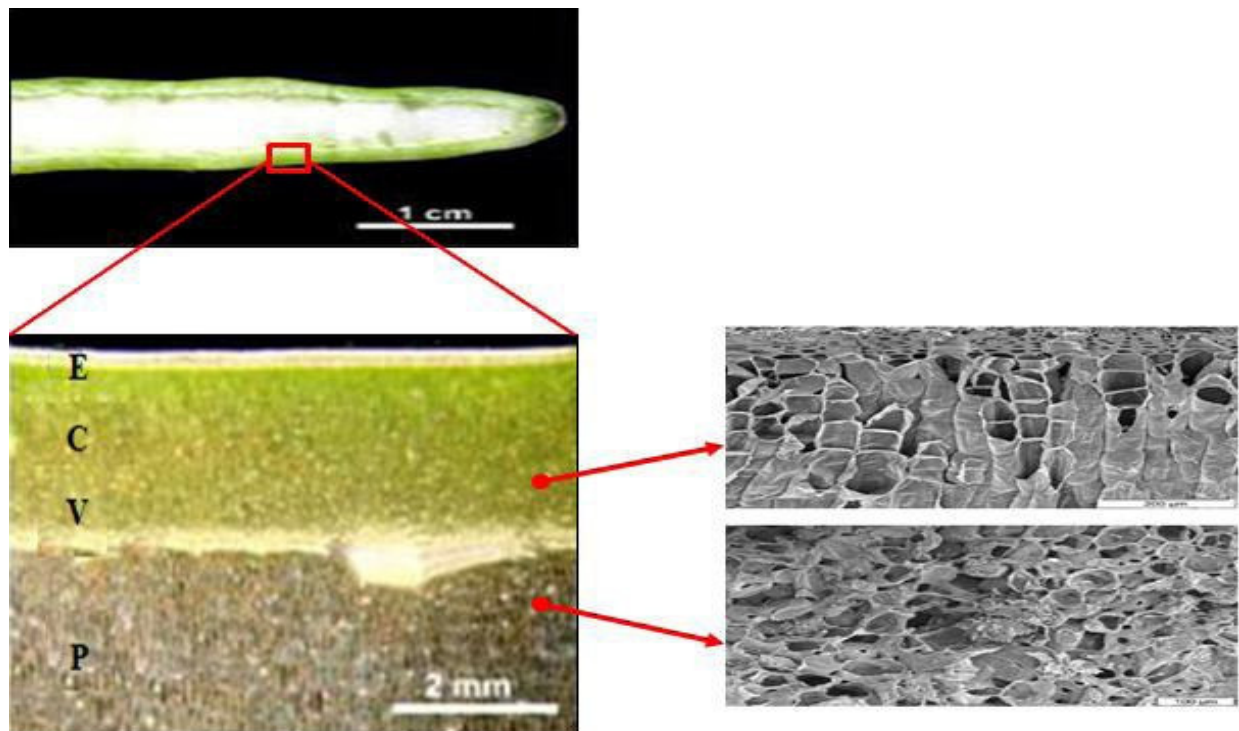


Figure 3 : Morphologie du cladodes de figuier de Barbarie : (E) épiderme, (C) chlorenchyme, (V) vaisseaux conducteurs et (P) parenchyme (Malainine et *al.*, 2001; Ginestra et *al.*, 2009).

➤ Les stomates

Elles ont peu de stomates (figure 4) par unité de surface et présentent la particularité de rester fermés le jour et ouvertes la nuit. Cela permet d'éviter la perte d'humidité par la transpiration pendant la journée et permet au dioxyde de carbone (CO₂) essentiel à la photosynthèse d'être absorbé pendant la nuit (Mazari et *al.*, 2021).

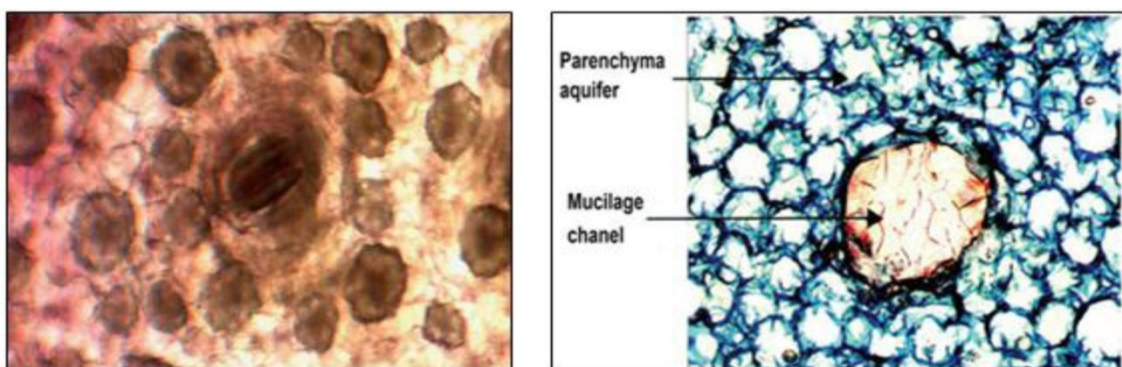


Figure 4: Morphologie d'un stomate entouré par des druses (à gauche) et d'un canal de mucilage (à droite) (Olvera et Romero, 2006; Inglese, 2018).

➤ Les feuilles

Les feuilles coniques de quelques millimètres de long apparaissant sur les cladodes jeunes, où elles sont rudimentaires, éphémères et caduques. A l'aisselle des feuilles se trouvent les bourgeons auxiliaires typiques des cactacées, appelés les aréoles (figure 5), au nombre de 150 par cladode. Leurs méristèmes produisent des épines, des glochides, des racines adventives, de nouvelles cladodes ou des fleurs (Sudzuki, 1995;Neffar, 2012; Boutakiout, 2015; Benattia, 2018).

➤ Les épines

Les épines de 1 à 2 cm sont blanchâtres (figure 5), sclérifiées et solidement implantées. Leur absence ou présence sur les cladodes, définissent la variété inerme ou épineuse (Neffar, 2012). Les glochides (figure 5) facilement décrochantes sont de fines épines brunâtres de quelques millimètres, présentes similairement dans les deux variétés (Benattia, 2018).

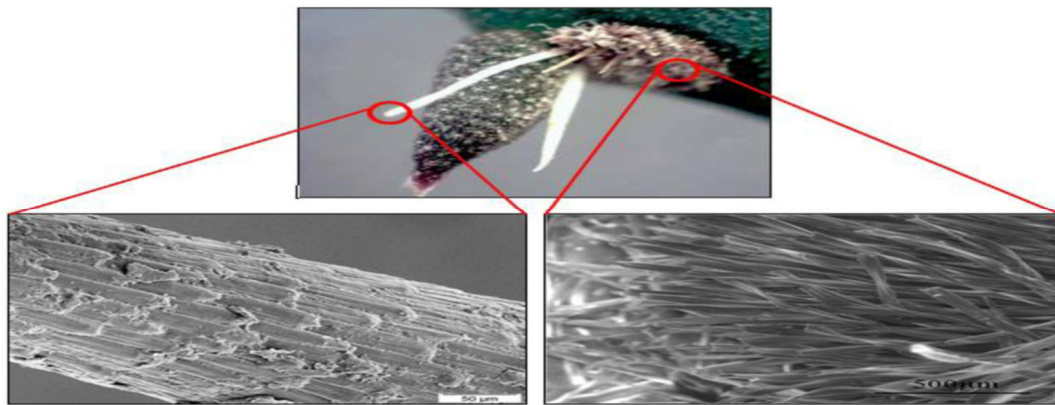


Figure 5: Morphologie d'une aréole de cladode présentant deux épines, une feuille éphémère et plusieurs glochides brunâtres (Malainine et *al.*, 2001; Salem-Fnayouet *al.*, 2014; Inglese, 2018).

➤ Les fleurs

Les fleurs marginales sur le sommet des cladodes âgées d'un an, et le plus souvent sur les aréoles situées au sommet des cladodes ou sur la face la plus exposée au soleil, sont hermaphrodites, à ovaire infère uniloculaire, le pistil est surmonté d'un stigmate multiple. Les étamines sont visibles de couleur jaune-orange. Les fleurs sont de couleur jaunâtre et deviennent rougeâtres à l'approche de la sénescence de la plante. En principe, une seule fleur apparaît dans chaque aréole. Les jeunes fleurs portent des feuilles éphémères caractéristiques de l'espèce et une cladode peut porter jusqu'à une trentaine de fleurs (Reyes-Aguirre et *al.*, 2006).

2-3- Composition chimique des cladodes

Les cladodes d'OFI sont riches en minéraux, en acides aminés, en vitamines et en stérols (**Aragona et al., 2018**). Les cladodes sont une source de composés phénoliques, de fibres, acides gras polyinsaturés et vitamines (**Filannino et al., 2016**). Cette composition chimique ne devrait pas être prise comme une valeur absolue, puisqu'elle varie en fonction des facteurs climato-édaphiques du site de culture, de la saison, en plus des différences attribuées aux espèces, aux variétés et à l'âge de la plante (**Stintzing et Carle, 2005; El Kharrassi, 2015**). Les teneurs en eau des raquettes fraîches varient de 80 à 90%. Les raquettes sont réputées pour être riches en minéraux essentiellement le calcium, les oxalates, en mucilage, polysaccharides de structure chimique parfois très complexe retrouvés dans plusieurs plantes supérieures. Les principaux composants des cladodes d'OFI sont mentionnés dans le tableau (II).

Tableau II: Composition chimique de cladodes de différents âges (g/100 poids sec)(**Mazari et Mahdeb, 2021**) :

Age (années)	Description	Lipides	Cendres	Fibres brutes	Extrait non-azoté
0,5	Jeune cladode (napolitos)	1,0	21	8	60,6
1	Cladodes charnues (penca)	1,29	18,2	12	63,1
2	Cladodes charnues (penca)	1,4	13,2	14,5	66,7
3	Cladodes charnues (penca)	1,33	14,2	17	63,7
4	Cladodes lignifiés	1,67	14,4	17,5	63,9

2-3-1- Minéraux

Comme le montre le tableau (III) Les teneurs en minéraux varient avec les espèces, le site de culture et l'état physiologique du tissu de cladode (**Stintzing et al., 2001**).

Tableau III : Principaux minéraux contenus dans les cladodes d'OFI (**Stintzing et al., 2001**).

Minéraux	Teneur (mg/100g PS)
Potassium	18-57 mg
Calcium	11-17 mg
Magnésium	11-17 mg
Mangèse	62-103 µg
Fer	55-66µg
Zinc	22-27 µg
Cuivre	8-9µg

2-3-2-Fibres

Les cladodes constituent une source intéressante de fibres pour l'alimentation humaine (Saenz, 2002). Ces fibres sont composées de deux fractions l'une soluble, l'autre insoluble. Elles représentent, selon Saenz et al., (2004) respectivement 30,65-36,2 g et 14,2 à 15,66g pour 100g de PS des cladodes.

2-3-3- Glucides

Les glucides constituent un total de 36 % à 37 % de l'ensemble du poids sec des cladodes. Des variations peuvent être dues aux facteurs agronomiques et environnementaux ainsi que l'âge du cladode. Les jeunes cladodes sont plus riches en glucides (Ginestra et al., 2009; Ribeiro et al., 2010). La composition en sucres est illustrée dans (la figure 6).

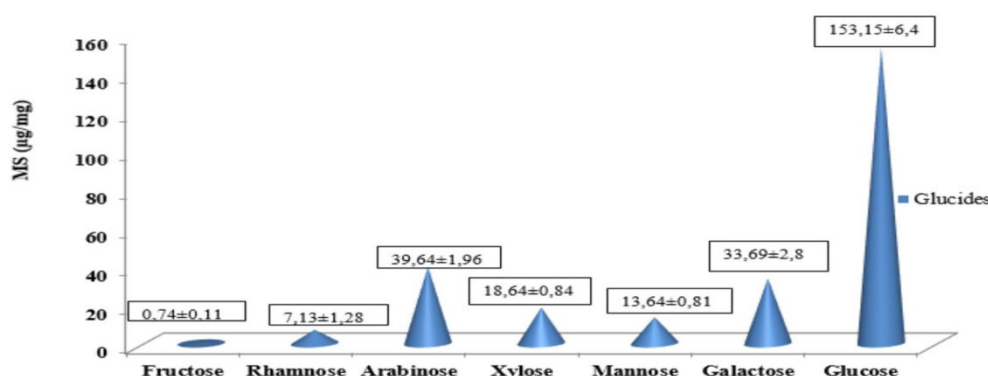


Figure 6 : Composition en monosaccharides des cladodes de l'OFI (Ginestra et al., 2009).

2-3-4- Protéines

La teneur en protéines totales des cladodes varient de 4 à 10 % en fonction de plusieurs déterminants comme la phase de croissance (Astello-García et al., 2015;

Belhadj Slimen et al., 2016) et en fonction de l'âge de la cladode comme l'indique le tableau(IV).

Tableau IV: Teneur en protéines du cladode en fonction de l'âge (**Mazari et Mahdeb, 2021**):

Age (années)	Description	Teneur (g/100 PS)
0,5	Jeunes cladodes	9,5
1	Cladodes charnues	5,4
2	Cladodes charnue	4,2
3	Cladodes charnue	3,7
4	Cladodes lignifiés	2,5

2-3-5- Acides aminés

Comme le tableau (V) l'indique, Il existe 18 acides aminés compris dans les cladodes du figuier de Barbarie (**Bruckner et al., 2003**). Les principaux acides aminés sont la glutamine, suivie par la leucine, la lysine, la valine, l'arginine, la phénylalanine et l'isoleucine (**El-Mostafa et al., 2014**).

Tableau V : Teneur en acides aminés dans les cladodes du figuier de Barbarie (**Bruckner et al., 2003**).

Acides aminés	Teneur (mg /100g PF)	Acides aminés	Teneur (mg /100g PF)
Alanine	0,6	Leucine	1,3
Arginine	2,4	Lysine	2,5
Asparagine	1,5	Méthionine	1,4
Acide asparaginique	2,1	Phénylalanine	1,7
Acide glutamique	2,6	Serine	3,2
Glutamine	17,03	Thréonine	2
Glycine	0,5	Tyrosine	0,7
Histidine	2	Tryptophane	0,5
Isoleucine	1,9	Valine	3,7

2-3-6- Acides organiques

L'acidité des nopals varie pendant la journée du fait du métabolisme acide crassulacéen (CAM) (Cantwell *et al.*, 1992). Ceci est expliqué par l'effet du rythme diurne de ce métabolisme particulier, qui fait varier les teneurs des différents acides tableau (VI) contenus dans les cladodes, dont l'acide malique est le plus fortement présent (Kader, 2002; Salem *et al.*, 2005; Stintzing et Carle, 2005). Les acides phorbique et piscidique rares dans la nature, sont présents exceptionnellement dans les plantes (CAM). Avec l'âge, l'acide piscidique augmente en quantité, alors que l'acide phorbique est réduit de moitié de sa valeur initiale (Teles *et al.*, 1984). **Tableau VI** : Composition des cladodes en acides organiques à deux différents temps de récolte (Stintzing *et al.*, 2001).

Acide organique	PF (mg /100g)	
	6h (du matin)	18h (de l'après-midi)
Acide oxalique	35	35
Acide malique	985	85
Acide citrique	178	31
Acide malonique	36	Traces
Acide succinique	Traces	Traces
Acide tartrique	Traces	Traces

2-3-7- Acides gras

Les analyses chromatographiques des lipides totaux extraits à partir des cladodes de cactus montrent que la contribution totale en acide gras est de 13,87 % pour l'acide palmitique (C16:0), 11,16 % pour l'acide oléique (C18:1), 34,87 % pour l'acide linoléique (C18:2) et 32,83 % pour l'acide linolénique (C18:3). Ces quatre acides représentent ainsi plus de 90% des acides gras totaux. Les acides linoléiques et linoléniques constituent les principaux acides gras polyinsaturés (67,7 %) (Abidi *et al.*, 2009).

2-3-8- Les caroténoïdes et les chlorophylles

Le profil des caroténoïdes se partage en α -cryptoxanthine (20 %), β -carotène (36%) et en lutéine (44 %) (**Jaramillo-Flores et al., 2003**). La Chlorophylle totale dans les cladodes est estimée à 12,5 mg/100 g PF, répartie en 9,5 mg de chlorophylle (a) et 3 mg de chlorophylle (b) (**Guevara et al., 2001**).

2-3-9- Les Vitamines

Les cladodes d'*Opuntia*, notamment ceux du stade jeune, sont une bonne source de vitamines (**Stintzing et Carle, 2005**). La teneur totale des vitamines selon un ordre décroissant de présence dans 100 g de matière fraîche, s'élève à 22 mg pour la vitamine A et la vitamine C (acide ascorbique et déhydroascorbique), 0,46; 0,14 et 0,6 mg pour la riboflavine (B2), la niacine (B3) et la thiamine (B1), présents uniquement dans la raquette; alors qu'elle n'excède pas 11,3 à 53,5 μ g pour le β -carotène (**Stintzing et Carle, 2005; Feugangetal., 2006; Ventura-Aguilar et al., 2017**).

2-4- Intérêts et utilisation des cladodes

De nombreux travaux ont été consacrés à l'intérêt du cladode et à ses divers utilisations fourragère, alimentaire ainsi que pour son rôle en tant que plantes médicinales additif dans les produits cosmétiques et pharmaceutique.

➤ Alimentation humaine

Les jeunes cladodes sont consommés en tant que légume car elles sont tendres et fibreuses. Leur valeur nutritive est similaire à celle d'un grand nombre de légumes et feuilles (**Araba, 2009**). Elles sont habituellement consommées après un processus précédent impliquant l'enlèvement des épines, le lavage, la coupe et la cuisson dans l'eau bouillante (**Feugang et al., 2006**). Elles sont riches en hydrates de carbone, en vitamine C et β -carotène ce qui est un précurseur de la vitamine A. Ces jeunes cladodes sont appelés « Napolitos » au Mexique où elles sont considérées comme un légume traditionnel depuis des siècles. Elles sont consommées à l'état frais ou après cuisson en tant que légume vert (**Araba, 2009**). La poudre de cladodes a été proposée comme un ingrédient dans les boissons à base de lait et les céréales de petit déjeuner. Elle peut être aussi appliquée jusqu'à 20% en tant qu'agent épaississant dans les soupes de légumes et les gels de dessert (**Stintzing et al., 2005**). Il existe d'autres produits dérivés à partir des cladodes: confiture, cornichon et cladodes confits. Alors que les cladodes ont été traditionnellement utilisés comme un substitut de viande pendant les périodes de jeûne, elles sont aujourd'hui servies avec un repas semblable à des haricots verts (**Stintzing and Carle,**

2005).

➤ Production de fourrage pour le bétail

La production de fourrage pour le bétail représente la deuxième importance économique du cactus dans le monde. Il est utilisé depuis longtemps dans l'alimentation du bétail des zones arides et sa production dans ces zones est plus rentable que celle de certaines d'autres espèces fourragères comme le maïs et le sorgho (**Russel, 1986**). Il est cultivé comme espèce fourragère dans plusieurs pays dans le but d'assurer un stock alimentaire pour le bétail dans le cas d'une situation critique de sécheresse (**Pimienta-Barrios, 1993**). Un certain nombre de pays: Mexique, USA, Brésil, Pérou, Chili...etc. Produisent des quantités importantes de raquettes en tant qu'aliment pour le bétail (**Nobel et al., 1987**). Les raquettes du cactus sont appréciées par le bétail car elles sont riches en eau, fibres (**Nefzaoui et Ben Salem, 2000; Le Houérou, 2002**). Leur consommation permet d'améliorer la saveur du lait et la couleur du beurre (**Russel et Felker, 1987**).

➤ Production pharmaceutique

Les cladodes sont largement utilisés en médecine populaire pour le traitement des ulcères, des plaies, du diabète et des douleurs rhumatismales (**Osuna-Martínez et al., 2014**). Elles contribuent positivement sur le plan physiologique dans le métabolisme du glucose et des lipides (**Feugang et al., 2006**). Les principaux avantages pour la santé des cladodes contre les maladies chroniques sont associés à leurs fibres et antioxydants. Il a été montré que les cladodes régulent à la fois la masse corporelle et la glycémie, ce qui permettra de traiter les troubles gastro-intestinaux et d'hyperlipidémie (**Osuna-Martínez et al., 2014**). Pour obtenir un effet de satiété dans le cadre d'un régime amaigrissant, il existe sur le marché beaucoup de compléments alimentaires sous forme de gélules à base de cladodes. Celles-ci sont très riches en fibres solubles et insolubles (**Uebelhack et al., 2014**). Le mucilage isolé des raquettes permet également de réduire le cholestérol total dans le sang (**Habibi, 2004**). En Afrique du Nord comme au Mexique, on utilisait les raquettes hachées sous forme de cataplasmes dans le pansement des foulures, des entorses et dans la réduction des fractures. Les médecins coloniaux préconisaient l'*Opuntia* dans le traitement des abcès, des cors, des durillons, des furoncles et de toutes les inflammations digestives et cutanées. La recherche moderne a non seulement confirmé les vertus du Nopal, que la médecine traditionnelle seule reconnaissait jusqu'à nos jours, mais découvre chaque année de nouvelles propriétés (**Schweizer, 1997**).

➤ Production cosmétique

Dans le domaine cosmétique, des produits de soin comme les crèmes dermiques et les onguents, le savon, les shampoings, les assouplissants des cheveux et les laits hydratants, ont été issus de mucilage des cladodes pour le soin des mains et des visages (**Araba et al., 2000;Bhira, 2012;Boutakiout, 2015**) propriétés biologique de nopal. En effet, le mucilage des cladodes possède des propriétés visqueuses (**Sepúlveda et al., 2007**).

CHAPITRE II

MILIEUX DE CULTURE ET

MICROORGANISMES

1- Les milieux de culture du domaine de la microbiologie

L'idée de culture des microorganismes date du XIXe siècle et à l'époque il n'y avait pas tous les produits et réactifs dont nous disposons à l'heure actuelle. On cultivait sur des milieux naturels (carottes, pommes de terre, viande...). Aujourd'hui, les milieux sont diversifiés et complexifiés (**Branger et al., 2007**).

1-1- Définition d'un milieu de culture

Un milieu de culture est défini comme une préparation destinée au développement, au transport, à la sélection et à la conservation des microorganismes (**Harley et al., 2010**), il doit satisfaire aux besoins nutritifs des microorganismes en carbone, en azote, ions minéraux, et en facteurs de croissance. Ainsi, il doit leur garantir des conditions physico-chimiques proches de leur écosystème naturel (**Baudry et al., 2006**).

1-2- Classification des milieux de culture

Les milieux de culture peuvent être classés selon :

1-2-1- La composition

-**Les milieux naturels** : c'est des milieux formulés à base de substrats naturels : milieux au miel, au lactosérum, au lait, à l'extrait de viande...etc(**Branger et al., 2007**).

-**Les milieux semi-synthétiques** : la composition exacte de certains constituants est connue, mais, on ne maîtrise pas la composition de substances organiques particulières comme les peptones, ou les extraits en tout genre (**Branger et al., 2007**).

-**Les milieux synthétiques** : sont chimiquement bien définis et utilisés pour l'étude de la culture des microorganismes autotrophes, ou auxotrophes (**Branger et al., 2007**).

-**Les milieux complexes** : de réalisation empirique (extraits de viande, de levure, extraits enzymatiques, protéines ou peptones) permettant la croissance de plusieurs espèces bactériennes (**Branger et al., 2007**).

1-2-2- L'utilisation

➤ **Milieux sélectifs** : ils permettent la croissance des microorganismes recherchés tout en inhibant le développement des autres germes, ils contiennent donc des agents sélectifs appelés inhibiteurs (**Meyer et al., 2004**).

- **Milieux d'enrichissement** : c'est des milieux liquides qui contiennent des agents sélectifs et qui sont destinés à enrichir le milieu en germe recherché (Meyer et al., 2004).

- **Milieux d'isolement et d'identification** : ils sont utilisés pour l'isolement des espèces, d'autres pour l'identification parce qu'ils peuvent mettre en évidence une ou plusieurs propriétés chez un microorganisme précédemment isolé (Meyer et al., 2004).

2-Les microorganismes

2-1- Définition

La dénomination « **microorganismes** » est un terme générique pour désigner les organismes invisibles à l'œil nu, unicellulaires ou pluricellulaires. Il regroupe des organismes procaryotes (virus, bactéries, archaebactéries) et des organismes eucaryotes (champignons, algues, protozoaires). Les microorganismes ont des tailles allant de quelques dixièmes de μm (pour les virus) à quelques centaines de μm . La plupart des cellules procaryotes ont un diamètre variant entre 1 et 5 μm , mais il y a des exceptions notables : une nano bactérie de 50 nm ou une cellule procaryote géante de 0,75 mm (Campbell et al., 2006).

2-2- Les bactéries

2-2-1- Définition et classification

Les bactéries sont très nombreuses, peuvent coloniser différents milieux : air, sol, milieux aquatiques, milieux salins...on parle d'une présence ubiquitaire. Certaines d'entre elles sont indispensables pour l'organisme, elles sont utilisées aussi bien dans des applications industrielles, telle que la fabrication des produits médicaux, agroalimentaires que dans des activités de recherches. Cependant, certaines bactéries peuvent nuire gravement à notre santé et causer des infections parfois d'une grande gravité. Les bactéries sont des organismes unicellulaires apparues il y'a plusieurs milliards d'années ; c'est la forme de vie connue la plus ancienne. Leur taille est de l'ordre du micromètre (10 à 100) et elles ne contiennent pas de noyaux : ce sont des procaryotes (Tanouti, 2016). Entre les quelques milliers d'espèces de bactéries actuellement connues, il existe cinq morphologies principales : les bactéries *coccis*, les *bacilles*, les *spirilles*, les *vibrions* et enfin les *fusiformes* (figure 7) (Majdi, 2015).

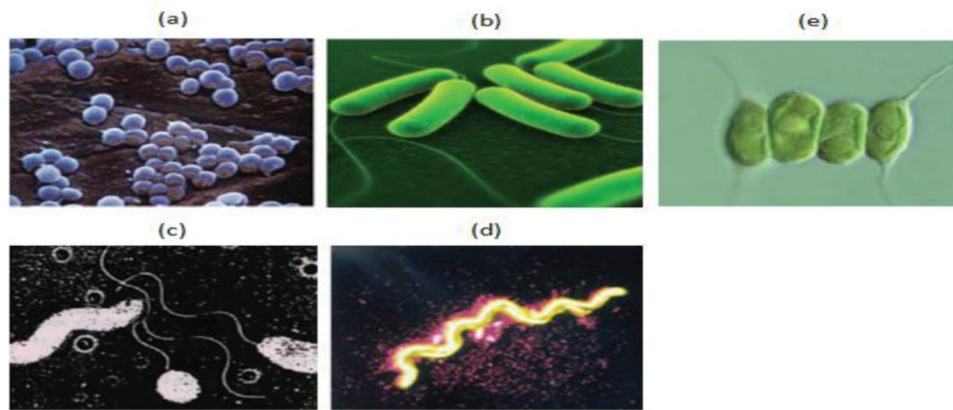


Figure 7 : Classification des bactéries selon leurs formes : (a) les *Coccis*, (b) les *Bacilles*, (c) les *Vibrions*, (d) les *Spirilles*, (e) les *Fusiformes* (Hilali, 2012).

Selon Hans Christian Gram, un bactériologiste danois, les bactéries se classent en deux groupes majeurs à savoir les bactéries Gram-positives et les bactéries Gram-négatives. Ces deux groupes de bactéries se distinguent par la composition de leur paroi cellulaire (Majdi, 2015).

3-Données générales *Staphylococcus aureus*

3-1- Staphylocoques

Les staphylocoques ont été mis en évidence pour la première fois en 1878 dans le pus d'abcès par Koch en Allemagne. La dénomination de *staphylocococcusa* été introduite en 1883 par Boston. Rosenbach fut le premier, en 1884, à décrire leurs caractères cultureux. La classification des staphylocoques a connu de nombreux bouleversements (Baird-Parker, 1971;Pulverer, 1987). Certaines de ces espèces sont rencontrées chez l'Homme et l'animal (*S. aureus*, *S. haemolyticus*, *S. saprophyticus*, *S. simulans*), d'autres espèces sont rencontrées plus particulièrement chez l'homme (*S. epidermidis*, *S. hominis*, *S. auricularis*) ou chez plus souvent chez l'animal (*S. caprae*, *S. pseudintermedius*...). Les staphylocoques sont des germes peu exigeants, ils ont un métabolisme aérobie anaérobie facultatif et se cultivent facilement sur les milieux usuels de laboratoire à 37°C. Ils présentent une activité catalase, ce qui les différencie du genre *Streptococcus* (Bergon,2016).

3-2- *Staphylococcus aureus*

C'est une bactérie commensale de la peau et des muqueuses dont la niche principale est la fosse nasale. La colonisation est définie comme le portage asymptomatique de la bactérie et concerne environ 30 à 50% de la population générale au niveau nasal (Wertheim et al., 2005).

D'autres sites peuvent également être colonisés par *S. aureus* tels que le pharynx, l'intestin, le périnée, la peau et les aisselles. Si l'Homme est le principal réservoir, ces bactéries sont également retrouvées dans l'environnement (eau, air, surfaces, aliments) et chez l'animal, notamment d'élevage (Clotilde, 2015).

3-3- Taxonomie

Selon la 9ème édition du *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, (Prescott, 2010). Les *staphylocoques* sont classés parmi les bactéries à Gram + pauvres en GC, dans le phylum des firmicutes;

Classe: Bacilli,

Ordre: Bacillales,

Famille: *Staphylococcaceae*,

Genre: *Staphylococcus*,

Espèce: *Staphylococcus aureus*.

3-4- Morphologie et structure

S. aureus est de forme sphérique (coque) (figure 8) et se regroupe généralement en amas, souvent qualifiés de grappes de raisin. D'un point de vue macroscopique, cette bactérie se caractérise par la pigmentation dorée de ses colonies, justifiant le nom vernaculaire de « staphylocoque doré ». Ces *cocci* mesurent de 0,5 à 1,5µm de diamètre, sont immobiles, non sporulés et positifs à la coloration de Gram (Tilleetal.,2014). *S. aureus* au métabolisme aérobie prédominant et anaérobie facultatif. Ces bactéries possèdent une activité catalase, coagulase, phosphatase, ainsi que des nucléases thermostables mais pas d'oxydase (Behem et al., 1996; Nandy et al., 2013). La plupart des souches de *S. aureus* possèdent une capsule polysaccharidique, dont la synthèse est hautement régulée et qui leur assure une protection lors de certaines conditions environnementales (Lei et Lee,2018).

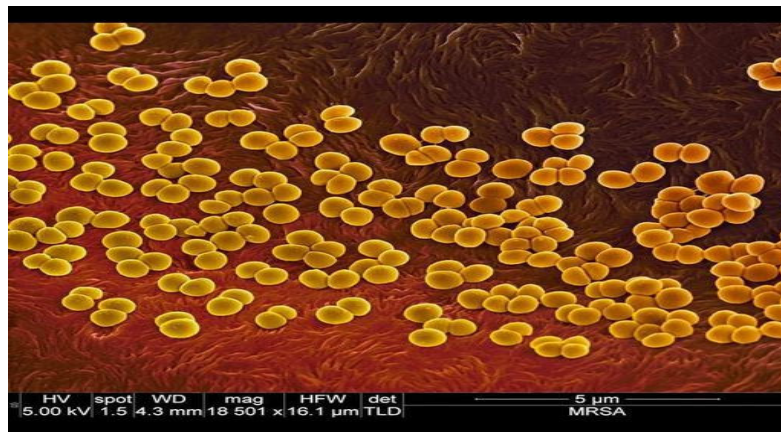


Figure 8: Micrographie électronique à balayage colorisée de *S. aureus* Grossissement x 18,501 (Solène, 2014).

3-5- Croissance

La croissance de *S. aureus* peut être affectée par plusieurs facteurs environnementaux comme la température, pH, l'Aw et la concentration de NaCl (Mossel et Van Netten, 1990).

➤ Température

S. aureus peut se développer entre 7 et 46°C, mais sa croissance optimale est à 37°C (Kosikowski et Mistry, 1997; Sesques et Ballot, 1998).

➤ pH

Pour inhiber la croissance, il faut un pH minimal de 4,0 en aérobiose et de 4,6 en anaérobiose (Mossel et Van Netten, 1990; Hermier et al, 1992). Généralement, les souches peuvent croître entre pH= 4,0 et pH= 9,3, leur optimum étant à des pH proches de la neutralité (pH= 7 à 7,5) (Mossel et Van Netten, 1990; Fox, 1993).

➤ NaCl

Les souches de *S. aureus* tolèrent une concentration de NaCl comprise entre 2,5 et 15 %, mais leur croissance est beaucoup plus faible à 15% (Gomez-Lucia et al., 1992; Fox, 1993; Sesques, 1994; Kosikowski et Mistry, 1997). Une forte augmentation de la concentration en NaCl dans le milieu entraîne une diminution de la croissance bactérienne, même si certaines souches de *S. aureus* peuvent survivre dans 20% de NaCl (Eck et Gillis, 1997).

➤ Activité de l'eau

En dessous d'une Aw de 0,90 il y a inhibition de la croissance de *S. aureus* en anaérobiose,

mais en aérobiose, il faut une A_w plus faible 0,84 pour inhiber la croissance (Mossel et Van Nettan, 1990; Sesques, 1994).

3-6- Besoins nutritionnels des *S. aureus*

Les souches de *S. aureus* présentent des exigences nutritionnelles particulières. Elles ont besoin d'une source organique d'azote et de vitamines (Taylor et Holland, 1989; Kuroda et al., 2001). En aérobiose, *S. aureus* métabolise plusieurs sucres tels que : fructose, galactose, mannose, ribose, saccharose et glycérol (Kloos et Schleifer, 1986). La plupart des souches de *S. aureus* sont capables d'hydrolyser des protéines animales comme l'hémoglobine, la fibrine, l'albumine, les caséines et les polypeptides. De plus, ces souches peuvent hydrolyser divers lipides et phospholipoprotéines. Pour se développer en conditions d'anaérobiose (Kloos et Schleifer, 1986), il leur faut de l'uracile et une source de carbone fermentescible. En anaérobiose et aérobiose *S. aureus* métabolise le glucose, le lactose, le maltose et mannitol (Lamprell, 2003).

a) Besoins en acides aminés

S. aureus a besoin de plusieurs acides aminés, l'acide aminé valine est nécessaire pour la croissance et l'arginine et la cystine sont plus essentielles pour la croissance et la production d'entérotoxines. Ces dernières sont des chaînes polypeptidiques uniques qui contiennent des quantités relativement importantes en lysine, aspartique, acide glutamique, leucine et tyrosine. *S. aureus* n'a pas besoin en ces d'acides aminés pour la croissance, mais la privation de l'un des acides aminés peut réduire la production d'entérotoxines (Onoue et Mori, 1997).

b) Besoins en minéraux

Il existe une relation linéaire entre la production d'entérotoxines staphylococciques et la concentration de magnésium. L'augmentation du taux de magnésium dans un milieu contenant que les acides aminés, les sels et les vitamines ont augmenté la production d'entérotoxine B de *S. aureus* d'environ 80% (Keller et al., 1978).

c) Milieu de culture

Le bouillon de soja tryptique (TSB) et le bouillon cœur-cerveau (BHI) sont les milieux de prédilection pour la culture des staphylocoques. Les cultures sont cultivées à 37°C avec aération (Missiakas et Schneewind, 2013) dont les formules (en g/L d'eau distillée) sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau VII : Composition des milieux TSB et BHI (Marchal et al., 1982):

Composants TSB	Teneurs (g/l)	ComposantsBHI	Teneur (g/l)
Peptone tryptique de caséine	17	Infusion de cervelle de veau	200
Peptone papainique de soja	3	Infusion de cœur de bœuf	250
Chlorure de sodium	5	Peptone de gélatine	10
Phosphate de bipotassique	2	Chlorure de sodium	5
Glucose	2	Phosphate disodique	2,5
		Glucose	2

4-Données générales sur *Escherichia coli*

4-1- Définition d'*Escherichia*

Le genre *Escherichia* appartient à la famille des *Enterobacteriaceae*, qui doit son nom à leur isolement fréquent du tube digestif et/ou des fèces des mammifères (**Greutorex et Thorne, 1994**). Les entérobactéries sont une vaste famille de bactéries qui sont rencontrées tous les jours en bactériologie médicale.

Le terme *Entérobactériaceae* vient de deux mots grecs : Enteron « intestin » et baktéron « petit baton », il signifie bacille intestinal (**Fauchère et al., 2002**).

La famille des Entérobactéries se définit, selon **Le Minor et al., (1990)**, par les caractères suivants:

- Bacille à gram négatif (2 à 4 μ de long sur 0,4 à 0,6 μ de large),
- Immobiles ou mobiles grâce à des flagelles disposés de manière péritriche,
- Poussent sur milieu ordinaire,
- Aérobie-anaérobie facultatif,
- Réduisent le nitrate en nitrite,
- Ont une réaction d'oxydase négative,
- Utilisent le glucose par voie fermentative.

Le genre *Escherichia* regroupe cinq espèces : *E. blattae*, *E. coli*, *E. fergusonii*, *E. hermannii* et *E. vulneris*. Il s'avère important de souligner que les membres d'une même espèce présentent habituellement plus de 70% d'homologie génomique alors qu'entre espèces différentes,

l'homologie est inférieure à 60%. Chaque espèce d'*Escherichia* possède des caractéristiques biochimiques spécifiques, permettant ainsi de les différencier (**Mohammed, 2012**).

4-2- Définition d'*Escherichia coli*

C'est en 1885 que la bactérie *E. coli* est décrite pour la première fois dans des selles de nourrissons, par l'Allemand Theodor Escherich. Toutefois, son nom actuel lui est donné en 1919 par Castellani et Chambers (**Grimont, 1987**).

E. coli est un membre du groupe des coliformes, car elle est capable de croître à des températures relativement élevées (44,5 °C). L'espèce *E. coli* est considérée comme un hôte normal, c'est-à-dire commensal, de la microflore digestive de l'homme et de la plupart des animaux à sang chaud. La niche écologique de cette bactérie se trouve dans la couche de mucus sécrétée par l'épithélium du côlon. Etant donné qu'elle est hautement compétitive dans cet environnement, *E. coli* reste la bactérie anaérobie facultative la plus abondante dans le côlon humain, dans celui d'autres mammifères et des oiseaux (**Freter et al., 1983; Kaper et al., 2004; Russo et Johnson, 2000**). Les souches commensales d'*E. coli* sont donc très bien adaptées à une « coexistence pacifique » avec l'hôte (**Alpha, 2013**).

4-3- Taxonomie d'*E. coli*

Selon **Bergey's manual (2012)**, *E. coli* est classée comme suite:

Règne: *Procaryotae*,

Domaine: *Bacteria*,

Phylum: *Proteobacteria*,

Classe: *Gamma Proteobacteria*,

Ordre: *Enterobacteriales*,

Famille: *Enterobacteriaceae*,

Genre : *Escherichia*,

Espèce: *Escherichia coli*.

4-4- Morphologie

E. coli est sous forme de bacille à bout arrondi, Gram-, mesure approximativement 2 à 4µm de longueur sur 0,6µm de largeur, ne possédant ni capsule ni spores, elle se présente isolée ou en courtes chaînettes, et en quelques cas, sous forme de très longs filaments. Pourvu de cils, elle est généralement mobile grâce à une ciliature péritrichemais cette mobilité est très variable selon le milieu où la souche a étéensemencée (figure 9) (**Bey, 2009; Hart et Shears, 1999**).

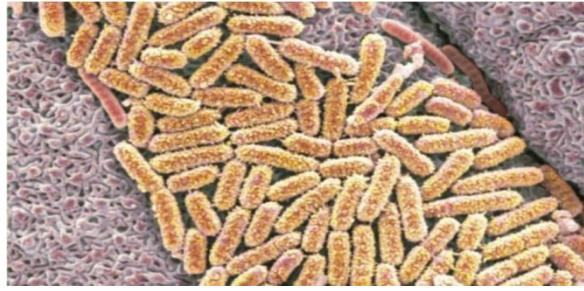


Figure 9: *E. coli* vue au microscope électronique (Chouchaa et Djafri, 2020).

4-5- Caractères cultureux

Elle se développe en 24 h à 37 °C sur les milieux gélosés en donnant des colonies rondes, lisses, à bords réguliers, de 2 à 3 mm de diamètre, non pigmentées sur gélose au sang. Les colonies d'*E. coli* sont lisses, de couleur gris terne, et de 2 à 3 mm de diamètre. Sur milieu Mac Conkey. Les colonies d'*E. coli* lactose-positives, sont de couleur rose à rouge, plates, sèches et de 2 à 3 mm de diamètre, elles sont généralement entourées d'une zone rose plus foncée des sels biliaires précipités. Les colonies *E. coli* lactose-négatives produisent des colonies incolores sur Mac qui sont de 2 à 3 mm de diamètre (Haouzi, 2013; Hart et Shears, 1999; Benabdallah-Khodja et Hamlaoui, 2016).

4-6- Caractères biochimiques

Quelques-uns des tests biochimiques les plus communément utilisés sont le type de fermentation formique, l'utilisation du lactose et du citrate, la production d'indole à partir de tryptophane, l'hydrolyse de l'urée et la production de sulfure d'hydrogène, pour identifier le genre *Escherichia* (Haouzi, 2013).

4-7- Besoins nutritionnels d'*E. coli*

E. coli peut croître rapidement sur un milieu minimal contenant un composé de carbone comme le glucose (qui sert à la fois de source de carbone et de source d'énergie) et des sels qui fournissent de l'azote, du phosphore et des traces de métaux (Elbing et Brent, 2018). Cependant, *E. coli* croît plus rapidement sur un milieu riche qui fournit aux cellules des acides aminés, des précurseurs de nucléotides, des vitamines et d'autres métabolites que la cellule aurait autrement à synthétiser (Elbing et Brent, 2018).

- **Milieux de culture**

L'inhibition des microorganismes à Gram positif est due à la présence de sels biliaires et de cristal violet. Ce colorant inhibe principalement le développement des entérocoques et des staphylocoques. La gélose Mac Conkey est un milieu sélectif pour l'isolement des

entérobactéries. La fermentation du lactose en acide est révélée en présence du rouge neutre par la formation de colonies roses ou rouges. Les microorganismes lactose-négatif présentent des colonies incolores. L'inhibition des microorganismes à Gram positif est due à la présence de sels biliaries et de cristal violet (**Diassana, 2018**). La composition du milieu est mentionnée dans le tableau suivant :

Tableau VIII : Composition de milieu Mac Conkey (**Diassana, 2018**).

Composition	Teneur (g/L)
Peptone de caséine	17
Peptone de viande	3
Sels biliaries	1,500
Cristal violet	0,001
Lactose	10
Rouge neutre	0,030
NaCl	5
Agar	13,500
pH	7,100

Le bouillon lysogène (tableau 11) est un milieu riche utilisé également pour la culture des souches d'*E. coli* (**Inoue et al., 1990**).

Tableau IX : Composition du bouillon lysogène (**Inoue et al., 1990**).

Composition	Teneur (g/L)
Bactotryptone	10
Extrait de levure	5
NaCl	170mM

CHAPITRE I

MATERIEL ET

METHODES

1- Matériel végétal

1-1- Sites de collecte

L'étude a été réalisée sur les cladodes d'OFI la variété inerme, récoltées de trois régions de Bejaia (Boudjellil) en hiver 2020 durant la matinée. Les cladodes sont cueillis aléatoirement (**Chouchaa et Djafri, 2020**).

1-2- Préparation du matériel végétal

Les cladodes de figuier de barbarie récoltés ont été bien nettoyés avec l'eau courante, rincés avec l'eau distillée puis laissés séchés à température ambiante (figure 10). Leurs poids ont été ensuite déterminés avec une balance (RADWAG PS 1200/C/2, Pologne) et leurs longueurs (à partir de point d'attache de la raquette jusqu'à son extrémité), largeur et épaisseur ont été mesurées à l'aide d'un pied à coulisse (**Chouchaa et Djafri, 2020**).



Figure 10: Cladodes du figuier de Barbarie (d'OFI variété inerme).

1-3- Préparation de la poudre

Les cladodes ont été découpés en lamelles très fines, puis séchés dans une étuve ventilée à 40 °C. Les cladodes séchés ont été par la suite broyés avec un broyeur électrique (High Star, Algérie) jusqu'à obtention d'une poudre fine (**Chouchaa et Djafri, 2020**).

La figure ci-après illustre les étapes de préparation de la poudre:



Figure 11: Etapes de préparation de la poudre à partir des cladodes d'OFI,

(a): découpage, (b): broyage.

1-4- Stockage des poudres

La poudre de cladodes des 3 régions ont été stockées dans des bocaux en verre (figure 12) à l'abri de la lumière au congélateur.



Figure 12: Poudre de cladodes mise dans des bocaux en verre pour le stockage.

2- Analyses

2-1- Détermination des paramètres physico-chimiques

2-1-1- Teneur en eau

La teneur en eau a été déterminée par dessiccation des échantillons (2 g) dans une étuve ventilée à une température de 105 °C jusqu'à obtention d'un poids constant (AFNOR NF V03-40).

$$H\% = \frac{(P1-P2)}{P1} \times 100$$

- H %
- P1 : Poids de la plante fraîche(g).
- P2 : Poids de la plante après séchage(g).

2-1-2- Matière sèche

La matière sèche quant à elle, présente ce que l'on obtient lorsqu'on retire l'eau d'un produit:

$MS\% = 100\% - H\%$

2-1-3- Teneur en cendres

La teneur en cendres (matières minérales) exprimés en % de MS a été déterminée par minéralisation de 2 g de matière sèche préalablement réduite en poudre, à 550 °C pendant 3 h (Hadj Sadok, 2010).

2-1-4- Teneur en lipides

La teneur en lipides a été déterminée à l'aide du Soxhlet. La méthode consiste à épuiser la poudre de cladodes avec de l'hexane qui sera ensuite éliminé par évaporation et il ne reste dans le ballon que la matière grasse qui sera quantifiées (Msaddak, 2018).

2-1-5- Teneur en protéines

La quantité d'azote total a été estimée selon la méthode de Kjeldahl. Le principe de cette méthode se base sur la minéralisation de la matière organique par chauffage en présence d'acide sulfurique et de catalyseur (CuSO₄-K₂SO₄). Les groupements aminés des protéines ont été alors convertis en sulfate d'ammonium. L'ammoniac déplacé par basification a été recueilli après distillation dans une solution fixatrice puis dosé par l'acide sulfurique 0,1 N (Msaddak, 2018).

2-1-6- Azote total

Selon la méthode Kjeldahl les résultats ont été exprimés en % de la matière sèche.

2-1-7- pH

Le pH a été mesuré à l'aide d'un pH mètre (S20 SevenEasy, Mettler Toledo).

2-1-8- Degré Brix

Le degré Brix ou l'extrait sec soluble traduit le taux de matière sèche soluble contenue dans une solution mesurée avec un refractomètre (Afnor, 1986).

2-2- Microbiologie

Tous les milieux utilisés pour le développement des bactéries ont été préparés dans des conditions aseptiques.

2-2-1- Les différentes étapes de manipulation**2-2-1-1- Préparation des milieux de culture****A- Préparation du bouillon nutritif**

- **Principe**

Le bouillon nutritif est un milieu largement utilisé pour la culture des micro-organismes peu exigeants. Ce milieu peut être enrichi d'autres ingrédients à des fins particulières. Sa composition est mentionnée dans le tableau (X):

Tableau X: Composants du bouillon nutritif:

Ingrédients	g/l
Extrait de bœuf	1
Peptone	5
Extrait de levure	2
Chlorure de sodium	5
pH	6,8 ± 0,2 à 25°C

B- Préparation de milieux de culture à base de cladodes d'OFI

Pour préparer le milieu de culture liquide à base de cladodes à différentes proportions, des quantités différentes de poudre de cladodes ont été additionnées au milieu de nutritif de base.

Pour chaque proportion, des quantités connues de poudre de bouillon nutritif et de celle de cladodes d'OFI ont été pesées mélangées à 250 ml d'eau distillée. Après agitation jusqu'à ce que le mélange devienne limpide, il a été versé dans des flacons qui sont ensuite stérilisés.

C- Préparation de la gélose nutritive

Pour la préparation de la gélose nutritive, la poudre d'agar et de bouillon nutritif ont été pesés, puis ils ont été versés dans un erlenmeyer contenant 500 ml d'eau distillée. Le mélange a été ensuite agité sur une plaque agitatrice et chauffante jusqu'à l'obtention d'un liquide limpide. Ensuite, il a été versé dans des flacons qui ont subi une stérilisation avant utilisation.

2-2-1-2- Souches utilisées et conditions de conservation

Les souches d'*Escherichia coli* à Gram – et *Staphylococcus aureus* à Gram +, utilisées dans ce présent travail proviennent du Laboratoire de Microbiologie, Université de Bejaia tableau (XI).

Tableau XI : Différentes souches bactériennes testées :

	Souches	Références	Codes
Gram -	<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922	Ec
Gram +	<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 6538	Sa

Les souches testées ont été suspendues dans du bouillon nutritif puis incubées à 37°C pendant 24 h (figure 13).

Les 2 cultures obtenues ont servi pour l'ensemencement des milieux liquide à différentes proportions en cladodes d'OFI.



Figure 13: Incubation des milieux des deux souches repiquées.

2-2-1-3- Préparation de l'eau physiologique

Pour la préparation de l'eau physiologique, le NaCl a été pesé et dissous dans 250 ml d'eau distillée dans l'erlenmeyer. Le mélange a été porté à agitation durant 20 mn. Il a été ensuite versé dans des tubes à essai à raison de 9 ml. Ces derniers ont été stérilisés dans l'autoclave à 120°C pendant 20 mn.

• Préparation des dilutions

Dix tubes à essais contenant 9ml d'eau physiologique et numérotés ont été préparés (figure 14). La suspension mère (bouillon nutritif et souche bactérienne) à prélever a été homogénéisée puis un volume de la suspension mère a été prélevé à l'aide d'une micropipette et introduit dans le premier tube. À partir de ce celui-ci 1 ml a été prélevé et introduit dans le 2^{ème} tube. Cette opération a été répétée pour les autres 8 tubes.

Pour finir, l'absorbance de la série de dilution pour chacune des souches a été mesuré, à l'aide du spectrophotomètre.



Figure 14: Série de dilutions préparées pour les deux souches bactériennes

2-2-1-4- Détermination de la densité optique

Le spectrophotomètre (BIOTECH ENGINEERING, UV-9200, Chypre) (figure 15) a d'abord été réglé à la longueur d'onde spécifique puis la cuve contenant la suspension de bactérie y a été déposée. L'absorbance a été mesurée et la même manipulation a été répétée toujours à la même longueur d'onde.



Figure 15:Photo illustrant le spectrophotomètre.

2-2-2- Ensemencement en milieu liquide à base de poudre de cladode d'OFI

Les tubes à essai contenant les milieux liquides à différentes proportions en cladodes d'OFI ont étéensemencés par un volume connu de chaque souche en culture (*E. coli* ou *S. aureus*). Tous les tubes ont été refermés et agités avant afin de mieux répartir les bactéries dans tout le milieu. Les tubesensemencés ont ensuite été incubés dans l'étuve à 37°C pendant 24 h.

2-2-3- Ensemencement en milieu solide (en masse)

Après une série de dilution des tubes contenant le milieu liquide à différentes proportions en cladodes d'OFI, les dilutions décimales ont été homogénéisés après leur ouverture. Un volume bien déterminé de suspension a été incorporée dans les boites de Pétri vide à l'aide de la micropipette. La gélose nutritive, fondue préalablement au bain marie, a été coulé à seulement le quart de la boite de pétrie. Ensuite, les germes avec toute la masse du milieu ont été homogénéisés en faisant des mouvements en forme de huit. Après solidification de la masse, les boites de pétri ont été incubées dans l'étuve à 37° C pendant 24 h. La figure ci-dessous représente les différentes étapes pendant la manipulation.



Figure 16:Photos illustrant les différentes étapes de la fonte de la gélose jusqu'à son incubation.

2-3- Analyse statistique

Tous les résultats ont été exprimés sous forme de valeurs moyennes $\pm$ écart type. Une étude statistique est réalisée pour la comparaison des résultats et la mise en évidence des différences significatives entre les échantillons, et pour chaque paramètre en appliquant une analyse de la variance (ANOVA).

CHAPITRE II

RESULTATS ET DISCUSSION

1- Propriétés des cladodes

1-1-Propriétés physiques

Les cladodes, récoltés dans la wilaya de Bejaia ont été choisis de manière aléatoire et dont les résultats des mesures des caractéristiques physiques sont mentionnés dans le tableau suivant:

Tableau XII: Dimensions des cladodes d'OFA frais (variété inerme).

Dimension	Valeurs
Largeur (cm)	16,78±1,58
Longueur (cm)	35,68±3,77
Épaisseur (cm)	1,97±0,19
Poids (g)	732,62±174,56

D'après le tableau ci-dessus, les cladodes de la variété étudiée sont caractérisés par une largeur de l'ordre de 16,78 cm, une longueur de 35, 68 cm et un poids de 732,62 g.

En comparant les résultats, obtenus dans la présente étude, avec ceux de **Boutakiout (2015)** sur les cladodes de la même variété récoltés en mois de janvier dans la région d'OuledDlim au Maroc et l'étude menée par **Hadj Sadok (2010)** sur des échantillons récoltés dans la région de Blida en mois d'avril, les paramètres physiques enregistrés s'avèrent très différents. En effet, les résultats enregistrés par **Boutakiout (2015)** sur la largeur (12,40 cm), la longueur (25,08) ainsi que le poids (198,57 g) et ceux indiqués par **Hadj Sedok (2010)** sur les mêmes paramètres à savoir la longueur (30,05 cm), la largeur (13,65) et le poids (342,5 g), sont inférieurs à ceux des cladodes étudiés.

En fonction des résultats obtenus relatifs aux dimensions, il est à noter que le poids des cladodes varie selon leurs dimensions ce qui indique qu'il y'a une différence entre les cladodes d'une région à une autre et même au sein du même buisson (**Boutakiout, 2015**). Ces différences peuvent être dues à l'âge des cladodes, aux facteurs environnementaux tels que l'altitude, le drainage, la température, les précipitations et le sol qui affectent leur développement (**Chouchaa et Djarfri, 2020**).

1-2-Paramètres physico-chimiques

Les résultats de l'analyse des propriétés physico-chimiques des cladodes, sont résumés dans le tableau suivant.

Tableau XIII: Propriétés physico-chimiques des cladodes d'OFI (en %):

Paramètres	Quantité (g /100 de PS)
Teneur en eau	90,84 (MF)
Matière sèche	9,16
Cendres	24,95
Brix	5,51
pH	4,74
Azote total	0,58
Protéines	3,7
Lipides	1,89

Les caractéristiques physico-chimiques des cladodes varient en fonction des facteurs édaphiques, du site de culture, des saisons et de l'âge de la plante (**Retamal et al., 1987**).

La teneur en eau des cladodes analysés est de 90,84 % ce qui est inférieure à celle enregistrée par **Boutakiout (2015)** (95,13 %) et par **Hadj Sedok (2010)** (94,44%). En général, la teneur en eau des cladodes est comprise entre 88 et 95% (**Murillo- Amador et al., 2002**).

A partir de cette teneur en eau, il est possible de déduire le taux de matière sèche qui est de 9,16 %. Le taux de cendre permet d'apprécier la teneur totale en minéraux et par conséquent l'importance de sa valeur nutritionnelle. La valeur obtenue est de 24,95 % ce qui est inférieur par rapport à celle rapportée par **Aiboud et Amara (2019)** (30,40 %) et à celle de **Msaddak (2018)** (27,78 %).

Le Brix des cladodes est de 5,51 %. Selon l'échelle de Brix, notre valeur se situe entre 0 à 20 %, par conséquent les cladodes de la variété étudiée ne sont pas concentrés, voir pauvre en sucres. La valeur obtenue est très proche de celle enregistrée par **Boutakiout (2015)** qui est de 6,1 % et supérieure à celle de **Hadj Sedok (2010)** qui est de 4,22 %.

Le pH des cladodes étudiés est de 4,74, cette valeur est proche de celle notée par **Boutakiout (2015)** qui est de 4,57 et de celle de **Rodríguez-Felix et Cantwell (1988)** qui est de 4,6. Ceci montre que les cladodes ont une acidité moyenne.

La teneur des cladodes en azote est de l'ordre de 0,5 %, elle est faible comparée à celle rapportée par **Hadj Sadok (2010)** (2,51 %) ou encore à celle de **El Kharrassi (2015)** qui est de 2,4 %. D'autres auteurs ont observé que cette teneur diminue après un an et dépend notamment de la nature des sols et de la fumure apportée (**Rodríguez-Felix et Cantwell, 1988; Nefzaoui et Ben Salem, 1995; Lehouerou, 1996**).

Concernant les protéines le taux enregistré (3,7 g/ 100 g de PS) est inférieur à celui indiqué par **Mazari et Mahdeb (2020)** qui est de (9,4 g/ 100 g de PS) mais supérieur à celui de **Rodríguez-Felix et Cantwell (1988)** qui est de (1 g/ 100 g de PS). En revanche, celui des lipides (1,89 g/ 100 PS) est supérieur aux taux rapportés par **Mazari et Mahdeb (2021)** et **Rodríguez-Felix et Cantwell (1988)** qui sont de l'ordre de 1,0 g/100 PS et 0,2 g/100 PS respectivement.

2-Microbiologie

2-1-Souches ciblées

L'objectif de cette étude est de déterminer l'effet de la poudre de cladodes de figuier de barbarie sur deux espèces bactériennes *E. coli* et *S. aureus*.

E. coli sont des bacilles à Gram- (figure 17), aérobies anaérobies facultatives, mobile, non halophiles et non sporulées.

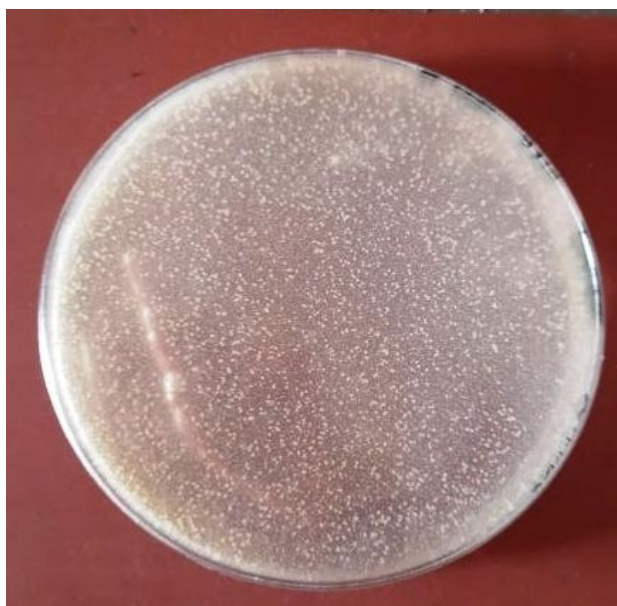


Figure 17:Aspect d'*E. coli* sur gélose nutritive.

S. aureus sont des cocci à Gram + (figure 18), aérobies-anaérobies facultatifs disposés non sporulés, immobiles.



Figure 18: Aspect de *S. aureus* sur gélose nutritive.

Ces deux bactéries sont des organismes qui sont indispensables aux laboratoires.

2-2-La densité optique du repiquage et des dilutions

La densité optique est la technique la plus simple, rapide et utilisée. Elle consiste à mesurer la lumière absorbée par une suspension bactérienne à l'aide d'un spectrophotomètre.

Les deux souches d'*E. coli* et *S. aureus* ont été cultivées dans du bouillon nutritif pendant 24h à 37°C, puis des mesures de leur DO ont été réalisées. Les résultats ont révélé des différences entre les deux souches.

En ce qui concerne les résultats de la DO des dilutions décimales d'*E. coli*, ils varient de 0,174 pour la 10^{-1} jusqu'à 0,081 pour la 10^{-10} . Alors qu'ils oscillent entre 0,151 pour la 10^{-1} et 0,089 pour la 10^{-10} pour *S. aureus*.

2-3- Comparaison entre bouillon nutritif et la poudre de cladodes

La teneur en nutriments du bouillon nutritif est très différente de celle des cladodes, le tableau suivant illustre la composition de ces deux derniers.

Tableau XIV : Composition des cladodes et du bouillon nutritif (**Annonyme, 1**):

La composition des cladodes	La composition du bouillon nutritif
▪Teneur en eau 93%.	/
▪Azote totale: 2,4 à 3,69%.	▪Azote total: 10 à 12%
▪Vitamines: varient de 14,7 à 11mg.	▪Vitamines: varient entre 12 à 60(mg)
▪Acides aminés	▪Acides aminés
▪pH: de 4 à 5.	▪pH: 6,8.
▪Protéines: 9,5 (g/100PS).	/
/	▪Les peptides:
▪Fibres brutes: varient de 8 à 17,5 (g/100Ps).	/
▪Lipides: varient entre 1 à 1,67(g/100Ps).	/
▪Minéraux	▪Minéraux

En se basant sur nos données et celles issues de la littérature, nous avons essayé de comparer la composition de la matrice étudiée et du milieu nutritif et leur apport en nutriments aux microorganismes étudiés. D'après leur composition, l'azote total du bouillon nutritif qui représente une valeur de 10 à 12% est plus élevée que celle du cladode qui est de 2,4 à 3,69 %. Les protéines des cladodes varient de 2,5 à 9,5 (g/100 PS) alors qu'elles sont absentes chez le bouillon nutritif. Pour les peptides ils sont complètement absents chez les cladodes. Les acides aminés des cladodes sont plus variés et plus riches, il renferme les acides aminés suivants : la glutamine, la valine, la serine, l'acide glutamique, la lysine, l'histidine, l'alanine. Alors que le bouillon nutritif ne présente que les acides aminés : l'acide aspartique, l'alanine.

Le pH des cladodes est plus acide avec une valeur de 4 à 5 comparé au bouillon nutritif qui lui est proche de la neutralité avec une valeur de 6,8.

Concernant les fibres brutes, elles varient de 8 à 17,5 (g/100 PS), et les lipides entre 1 et 1,67 (g/100 PS) chez les cladodes. Enfin, on retrouve les mêmes minéraux dans les deux milieux. Il apparaît, d'après cette comparaison que les cladodes ont une composition variée et grande teneur en nutriments et sont notamment riches en protéines, fibres, lipides.

2-4-Les besoins nutritionnels d'*E. coli* et *S. aureus*

Pour assurer sa croissance ou sa survie, une bactérie doit trouver dans son environnement de quoi satisfaire ses besoins nutritifs: substances énergétiques permettant à la cellule de réaliser la synthèse de ses constituants et substances élémentaires ou matériaux constitutifs de la cellule.

Les exigences nutritionnelles sont mentionnées dans le tableau suivant :

Tableau XV : Les besoins nutritionnels d'*E. coli* et *S. aureus*:

<i>Escherichia coli</i>	Besoins nutritionnels	<i>Staphylococcus aureus</i>	Besoins nutritionnels
	Glucose		Glucose
	Sels		Sels
	Acides aminés		Minéraux
	Source organique d'azote		Acides aminés
	Vitamines		Source organique d'azote
	pH		Vitamines
			pH

2-5-Dénombrement bactérien

Après ensemencement dans un milieu nutritif liquide, le dénombrement a été fait sur milieu solide après une série de dilutions. Les résultats obtenus sont mentionnés dans le (tableau XVII).

Tableau XVI : Nombre de bactéries étudiées en fonction de la poudre de cladode incorporée dans le milieu nutritif liquide (ml) :

Poudre de cladodes (%)	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>
1	13	570
2	51	1280
3	39	610
4	36	569
5	23	371

Globalement, d'après les résultats, un effet concentration en poudre de cladodes et un effet bactéries ont été observés.

Concernant *E. coli*, à la concentration 1 qui correspond au milieu nutritif, la croissance bactérienne est la plus faible, probablement parce que le milieu ne renferme pas, en quantité suffisante et en qualité, les besoins nutritionnels essentiels à la croissance de la bactérie. A la concentration 2 de poudre de cladodes, le développement bactérien est à son maximum, ceci

indiquerait que le milieu a offert plus d'éléments nutritifs et les conditions favorables à son développement.

À partir de la concentration 3 le nombre de bactéries diminue. En effet, on note à 3 un nombre de 39UFC/ml et à 75% 36UFC/ml, dont la différence n'est pas significative à $p < 0,05$. Enfin à 5 de poudre de cladodes, le nombre de bactéries diminue encore plus à un niveau de 23 UFC/ml, mais qui reste supérieur à celui obtenu à 1.

En ce qui concerne *S. aureus*, à la concentration 1, le développement bactérie atteint 570 UFC/ml qui augmente également et considérablement à un niveau de 1280 UFC/ml dans un milieu contenant une concentration de 2 montrant que ce milieu est plus idéal à son développement étant donné que la poudre apportée beaucoup de nutriment. A la concentration de 3, ce nombre diminue de presque de moitié puis à 569UFC/ml en augmentant la concentration de la poudre de cladodes de 2 dans le milieu. Et enfin à 5, le nombre de bactéries diminue encore d'environ de moitié pour atteindre un niveau de 371 UFC/ml.

D'après ces résultats, il s'avère qu'une petite quantité de poudre de cladodes combinée au milieu nutritif est idéal pour la croissance des 2 bactéries étant donné que la meilleure croissance a été observée.

CONCLUSION

Conclusion

L'objectif de cette présente étude est d'élaborer un milieu de culture à base de dérivés alimentaires. Nous avons en premier déterminé quelques propriétés des cladodes d'*Opuntia ficus-indica* de la région de Boudjllil pour substituer les milieux de référence, dans cette étude le milieu nutritif a été choisi. L'analyse physico-chimique a montré qu'ils sont riches en eau (90 %), renfermant une quantité non négligeable en protéines et dont le pH est légèrement acide (4,74).

A travers les résultats rapportés dans la littérature, sur la composition des cladodes d'OFI et les besoins des microorganismes en éléments nutritifs et conditions de croissance, il est possible d'affirmer que la poudre de cladodes pourrait constituer un apport qualitatif et quantitatif sur le plan nutritionnel d'une part et une source prometteuse.

En perspective il serait donc intéressant d'envisager les analyses suivantes:

- Réaliser les analyses physico-chimique et biochimiques des cladodes (acidité, sures, pectine, fibres, acides aminés, acides gras), pigments (caroténoïdes, betalaine, chlorophylle), antioxydants (vitamines, composés phénoliques, flavonoïdes, anthocyanine, tanin condensé) et activités antioxydantes (DPPH, ABTS, FRAP, phosphomolybdate),
- Réaliser les analyses microbiologiques.

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

A

- Abidi S., Ben Salem H., Vasta V. et Priolo A. (2009).** Supplementation with barley or spineless cactus (*Opuntia ficus-indica* L. inermis) cladodes on digestion, growth and intramuscular fatty acid composition in sheep and goats receiving oaten hay. *Small Rumin. Res.* Pp9–16.
- Afnor. (1986).** Jus de fruits et légumes : spécification d'analyse. 2ème éd, Tour Europe, Paris. Pp155.
- Agence Ecofin. (2015).** L'Algérie s'enorgueillit de sa première usine de transformation de figue de Barbarie
- Aïboud L. et Amara W. (2019).** Évaluation de quelques activités biologiques d'extraits de cladodes d'*Opuntia ficus-indica* jeunes et matures issus de deux régions (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).
- Alpha Diallo A. (2013).** *Escherichia coli* pathogènes et résistantes aux antibiotiques dans les effluents d'origine humaine et animale: Prévalence et caractérisation avant et après traitement épuratoire. Thèse doctorat de l'université de Toulouse.
- Tanouti A. (2016).** Microorganismes pathogènes portés par les aliments: classification, épidémiologie et moyens de prévention. Thèse d'Université Mohammed v – Rabat. Pp 7.
- Anaya-Perez M.A. (2001).** History of the use of *Opuntia* as forage in Mexico. In: Mondragon-Jacobo and S. Perez-Gonzalez (Eds), Cactus (*Opuntia spp*) as forage. FAO plant production and protection. Pp 169.
- Anderson E.F. (2001).** The cactus family. Timber press, Portland, Oregon, USA. Pp 776.
- Araba M. (2009).** Le cactus *Opuntia*, une espèce fruitière et fourragère pour une agriculture durable au Maroc. Agriculture durable en région Méditerranéenne AGDUMED. Rabat. Maroc.
- Araba M., Aich E., Sarti A., Belbahhri B., Boubkraoui L., Hammou A., Zemmouri A. et Sbaa A. (2000).** Valorisation du figuier de Barbarie en élevage. *Transfert de technologie en agriculture*.
- Aragona M., Lauriano E., Pergolizzi S. et Faggio C. (2018).** *Opuntia ficus-indica* (L.) miller as a source of bioactivity compounds for health and nutrition. *Natural product research*. Pp 2037–2049.
- Astello-García M.G., Cervantes I., Nair V., del Socorro Santos-Díaz M., Reyes-Agüero A., Guéraud F. et de la Rosa A.P.B. (2015).** Chemical composition and phenolic compounds profile of cladodes from *Opuntia spp.* cultivars with different domestication gradient. *Journal of Food Composition and Analysis*. Pp119-130.

Ayele A. (2010). Chromosome Study of Local Farmer's Varieties of *Opuntia ficus-indica*(L.)Mill. Cactaceae from Tigaray, Northern Ethiopia.Master of Science in Biology.ADDIS ABABA University.Departement of Biologie.Pp 1-68.

B

Badreddine M. (2020). *Les Propriétés Biologiques d'Extraits des Cladodes d'Opuntia ficus indica*(L.)(Doctoral dissertation, UNIVERSITE ABDELHAMID IBN BADIS MOSTAGANEM).

Baird-Parker A.C. (1971). The grouping of staphylococci and micrococci.*J ClinPathol.* 24. Pp 769-770.

Barbera G., Carimi F. etInglese P. (1992). Past and role of the Indian-fig prickly pear (*Opuntia ficus-indica*(L.)Miller, Cactaceae) in the agriculture of Sicily.Economic Botany. Pp10-20.

Baudry C. et Brezellee H. (2006). Microbiologie, immunologie. Édité par : *Porphyre*, 2ème édition. Pp126.

BehmeR.J.,Shuttleworth R., McNabb A. et Colby W.D. (1996). Identification of staphylococci with a self-educating system using fatty acid analysis and biochemical tests.*J Clin micrbiol.* Pp 34.

Belhadj S.I., Najar T. et Abderrabba M. (2017). Chemical and antioxidant properties of betalains. Journal of agricultural and food chemistry. Pp675-689.

Belkacem S. etHammiche H. (2015). Une ressource territoriale à valoriser : cas du figuier de Barbarie. Université MouloudMammeri.

Benattia F.K. (2018). Analyse et application des extraits de pépins de figes de Barbarie (Doctoral dissertation).

Benabdallah-Khodja A. et Hamlaoui Y. (2016). Étude phénotypique de quelques souches d'*Escherichia coli* productrices des carbapénèmases. Université des frères Mentouri Constantine. Pp 41.

Ben Salem H., Nefzaoui A. et Ben Salem L. (2002). Supplementing spineless cactus (*Opuntia ficus-indica*f. *inermis*) based diets with urea-treated straw or oldman saltbush (*Atriplex nummularia*L.). Effects on intake, digestion and sheep growth. *J. Agric. Sci. Camb.* Pp 85-92.

Bergon L. (2016). *S. capitis*, *S. caprae*et *S. lugdunensis*: rôle dans les infections ostéo-articulaires et impact du biofilm sur la sensibilité aux antibiotiques. Thèse d'université Toulouse III Paul Sabatier. Pp 14.

Bey F. (2009). Etude de l'interaction antagoniste entre *Lactobacillus spp* et quelques souches d'entérobactéries. Mémoire. Université d'Oran Es-Senia. Pp109.

Bhira O. (2012). Potentialités thérapeutiques d'*Opuntia ficus indica* au Maroc et en Tunisie. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université Mohammed 5, Rabat, Maroc. Pp 29.

Boudechiche L. (2012). Valorisation du figuier de Barbarie en alimentation animale. Renc. Rech. Ruminants. Pp 218.

Boussena S. (2019-2020). Manuel des travaux pratiques de bactériologie. Institut des sciences vétérinaires .Département de production animale. Pp 14.

Boutakiout A. (2015). Etude physico-chimique, biochimique et stabilité d'un nouveau produit : jus de cladode du figuier de Barbarie marocain (*Opuntia ficus-indica* et *Opuntia megacantha*)
Doctoral dissertation, Université d'Angers.

Branger A., Richer M. et Roustel S. (2007). Alimentation, sécurité et contrôles microbiologiques. EducagriEditions.Pp 203.

Brückner H. et Westhauser T. (2003). Chromatographic determination of L-and D-amino acids in plants.*Aminoacids*. Pp 43-55.

C

Campbell N.A., Reece J.B. et Mathieu R. (2006). Biologie. *De Boeck Université*. Pp 1482.

Cantwell M., Rodriguez-Felix A. et Robles-Contreras F. (1992). Postharvest physiology of prickly pear cactus stems. *Scientia Horticulturae*. Pp 1-9.

Chouchaa N. et Djafri C. (2020). Valorisation des cladodes de figuier de Barbarie. Université Abderrahmane Mira-Bejaia.

Clotilde C. (2015). Impact des antibiotiques sur l'histoire naturelle de la colonisation nasale par *staphylococcus aureus*. Thèse d'université Pierre et Marie curie. Pp 19.

D

Defelice M.S. (2004). Prickly pear cactus, *Opuntia spp*. Aspinetingling tale. Weed Technology18. Pp 869-877.

Diassana Abraham M. (2018). Identification des souches d'*Escherichia coli* dans les selles en rapport avec la malnutrition a dioro. Université des sciences, Des techniques et des technologies de Bamako.

E

Eck A. et Gillis J. (1997). Le Fromage. Paris, *Lavoisier*.

Elbing K.L. et Brent R. (2018). Recipes and tools for culture of *Escherichia coli*. *Current protocols in molecular biology*, 125. Pp 83.

El Kharrassi Y. (2015). Mise en évidence de la diversité des populations de cactus (*Opuntia* spp.) au Maroc et de la modulation du métabolisme lipidique par des extraits naturels et de phytostérols issues de cactus ou d'huile d'Argan dans les cellules microgliales BV2 (Doctoral dissertation).

El-Mostafa K., El Kharrassi Y., Badreddine A., Andreoletti P., Vamecq J., El Kebbaj M. et Cherkaoui-Malki M. (2014). Nopal cactus (*Opuntia ficus-indica*) as a source of bioactive compounds for nutrition, health and disease. *Molecules*. Pp 14879-14901.

F

Fauchère J.L. et Avril J.L. (2002). Bactériologie générale et médicale. Ellipses édition Marketing S.A. Pp 237-239.

Feugang J.M., Konarski P., Zou D., Stintzing F.C. et Zou C. (2006). Nutritional and medicinal use of Cactus pear (*Opuntia* spp.) cladodes and fruits. *Front Biosci*, 11(1). Pp 2574- 2589.

Fox P. (1993). General Aspects. In Cheese: chemistry, physics and microbiology. 1, *Chapman and Hall*.

Freter R., Brickner H., Fekete J., Vickerman M.M. et Carey K.E. (1983). Survival and implantation of *Escherichia coli* in the intestinal tract. *Infect Immun*. Pp 686-703.

G

Garrity G.M. (2012). Bergey's manual of systematic bacteriology: Volume one: the Archaea and the deeply branching and phototrophic bacteria. Springer Science & Business Media.

Ginestra G., Parker M.L., Bennett R.N., Robertson J., Mandalari G., Narbad A. et Waldron K.W. (2009). Anatomical, chemical, and biochemical characterization of cladodes from prickly pear [*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.]. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. Pp 10323-10330.

Gomez-Lucia E., Goyache J., Orden J., Domenech A., Hernandez F., Ruiz-Santa Quitteria J., Lopez B., Blanco J. et Suarez G. (1992). Growth of *Staphylococcus aureus* and synthesis of enterotoxin during ripening of experimental Manchego-type cheese. *J. Dairy Sci.*, **75**. Pp 19-26.

Greatorex J.S. et Thorne G.M. (1994). Humoral immune responses to Shiga-like toxins and *Escherichia coli* O157 lipopolysaccharide in hemolytic-uremic syndrome patients and healthy subjects. *J. Clin. Microbiol.* Pp 1172-1178.

Grimont P. (1987). Taxonomie des *Escherichia*. *Méd. Mal. Infect.* Numéro spécial.

Guevara J.C., Yahia E.M. et De La Fuente E.B. (2001). Modified atmosphere packaging of prickly pear cactus stems (*Opuntia spp.*). *LWT-Food Science and Technology.* Pp 445-451.

Guzman U., Arias S., Dávila P. (2006). In: Reyes-Aguero JA, Aguirre JR, Valiente-Banuet A. Reproductive biology of *Opuntia*: A review. *Journal of Arid Environments.* Pp.549-589.

H

Habibi Y. (2004). Contribution à l'Étude Morphologique, Ultra structural et chimique de la figue de Barbarie, Les polysaccharides pariétaux : Caractérisation et modification chimique. Thèse de Doctorat en chimie molécules organique d'intérêt biologique et industriel. Université Joseph Fourier et Cadi Ayyed, Faculté des sciences semlalia-Marrakech. Pp3-115.

Haddou F. et Besseghir D. (2017). Exploitation et protection des ressources marine vivantes. Master en hydrobiologie marine et continentale. Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem. Pp 24-26.

Hadj Sadok T. (2010). Composition chimique des jeunes cladodes d'*Opuntia ficus indica* et possibilités de valorisation alimentaire. Ecole Nationale Supérieure Agronomique.

Haouzi R. (2013). Etude biologique des effets des microondes sur *Escherichia coli*. Mémoire. Université des sciences et de la technologie d'Oron Mohamed Boudiaf. Pp 60.

Harley J.P., Klein D. et Lansing M. (2010). Microbiologie. 3ème édition. Pp 1216.

Hart T. et Shears P. (1999). Atlas de poche de microbiologie. Flammarion Médecine- Science. Paris. Pp 118.

HCDS. (2005). «La situation actuelle des parcours», Document de l'HCDS de Djelfa.

Hermier J., Lenoir J. et Weber F. (1992). Les groupes microbiens d'intérêt laitier. Paris, CEPIL.

Hilali S. (2012). Application de la photocatalyse pour la dégradation des polluants chimiques et bactériologiques dans l'eau en utilisant des catalyseurs irradiés par des photons de lumière naturelle ou artificielle (UVA/UVB), Thèse de doctorat d'université, Université de Lyon, Lyon. Pp 220.

I

Inglese P. (2018). Ecologie, Culture Et utilisations du Figuier De Barbarie. Food and Agriculture Organization of the United Nations. ISBN: 9789251303443-9251303444. Pp 250.

Inglese P., Basile F. et Schirra M. (2002). Cactus pear fruit production. In: Cacti Biology and Uses. (Nobel, P.S. ed.). University of California Press, Berkeley, California, United States of America. Pp 163-183.

Inoue H., Nojima H. et Okayama H. (1990). Transformation à haute efficacité d'*Escherichia coli* avec des plasmides. Gene. Pp 23-28.

J

Jaramillo-Flores M.E., González-Cruz L., Cornejo-Mazon M., Dorantes-Alvarez L., Gutierrez-Lopez G.F. et Hernandez-Sanchez H. (2003). Effect of thermal treatment on the antioxidant activity and content of carotenoids and phenolic compounds of cactus pear cladodes (*Opuntia ficus-indica*). *Food science and technology international*. Pp 271-278.

Johnson J.R. et Russo T.A. (2002). Uropathogenic *Escherichia coli* as Agents of Diverse Non-Urinary Tract Extraintestinal Infections. *J. Infect. Dis.* Pp 859-864.

Joussier D. et Catroux G. (1976). Mise au point d'un milieu de culture pour le dénombrement de *Beauveria tenella* dans les sols. *Entomophaga*. Pp 223-225.

K

Kader A.A. (2002). Cactus (prickly) pear: recommendations for maintaining postharvest quality. *Postharvest Technology Research and Information Centre, California, USA*.

Keller G.M., Hanson R.S. et Bergdoll M.S. (1978). Effect of minerals on *staphylococcal* enterotoxin B production. *Infection and immunity*. Pp 158-160.

Kaper J.B., Nataro J.P. et Mobley H.L.T. (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. *Nat. Rev. Microbiol.* Pp 123-140.

Kenny L. (1998). «Le Figuier de Barbarie Importance économique et conduite technique», Bulletin réalisé à l'Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Programme National de Transfert de Technologie en Agriculture (PNTTA), BTT n°35. Rabat Maroc.

Keitumet Mashope B. (2007). Characterization of cactus pear germ plasm in South Africa. *Philosophiae Doctor. Department of Plant Sciences (Plant Breeding Division), University of the Free State*. Pp 207.

Khales A. et Baaziz M. (2006). Etude des peroxydases d'écotypes d'*Opuntia ficus indica* L. en relation avec le développement dans les conditions de stress salin. *Congrès international de Biochimie*.

Kloos W. et Schleifer K.H. (1986). Genus IV. *Staphylococcus*.inBergey's Manual of Systematic Bacteriology. P. H. Sneath. Baltimore, Williams & Wilkins.Pp1013-1035.

Kosikowski F. etMistry V. (1997). Origins and principles.1. Westport, *FV Kosikowski LLC*.

Kuroda., Ohta., Uchiyama., Baba., Yuzawa., Kobayashi., Cui., Oguchi., Aoki., Nagai., Lian.et Ito. (2001). Whole genome sequencing of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*.Lancet. Pp 1225-1240.

L

Lallouche B. (2008). *Hybridation de l'opuntia ficus indica mill. f. inermis par quatre especes d'opuntia (o. robusta var. robusta; o. engelmannilivar. languiformis; O. ficus indica Mill .f. amyclea;O. streptacanthaLem.) dans les zones arides et semi-arides.* (Doctoral dissertation, Blida).

Lamprell H. (2003). Production des entérotoxines dans les fromages en fonction de la diversité phénotypique et génétique des souches de *Staphylococcus aureus* (Doctoral dissertation, Université de Bourgogne).

Le Houerou H.N. (1996). The role of cacti (*Opuntia spp.*) in erosion control, land reclamation, rehabilitation and agricultural development in the Mediterranean Basin. *Journal of Arid Environments*.Pp135-159.

Le Minor L., Popoff M.Y. etBockemuhl J. (1990). Supplement 1989 to the Kauffmann- White scheme. *Res. Microbiol.* Pp1173-1177.

Lei M.G. et Lee C.Y. (2018). Repression of Capsule Production by XdrA and CodY in *Staphylococcus aureus*.*Journal of Bacteriology* .Pp 200.

M

Majdi K. (2015). Inactivation bactérienne par photocatalyse hétérogène application à *Escherichia coli*. Thèse d'Université de perpignan via domitia. Pp 30.

Malainine M.E., Dufresne A., Dupeyre D., Mahrouz M., Vuong R. et Vignon M.R. (2001). Structure et morphologie des raquettes et des epines du figuier de barbarie.Cellulose. Pp 17-5.

Marchal N., Bourdon J.L. et Richard C.L. (1982). Les Milieux de Cultures : pour l'isolement et l'identification biochimiques des bactéries, Doin, Paris. Pp 482.

Mazari A. et Mahdeb A. (2021). Importance nutritionnelle et agro-économique des produits issus du figuier de Barbarie : revue de la littérature. Pp 43-63.

Meyer A., Deiana J., Bernard A. (2004). Cours de microbiologie général : avec problèmes et exercices corrigés.

Missiakas D.M. et Schneewind O. (2013). Growth and laboratory maintenance of *Staphylococcus aureus*. Current protocols in microbiology. Pp 28.

Mohammed-Salih B. (2012). Recherche et Caractérisation d'*Escherichia coli* Entérohémorragique O157 :H7 dans les viandes bovines importées en Algérie. Université d'Oran. Pp 5.

Mondragon J.C. et Perez G.S. (2001). Germplasm resources and breeding *Opuntia* for fodder production .In: Cactus (*Opuntia spp.*) as Forage (Mondragon, J.C. et Perez, G.S.eds.).FAO, plant production and protection paper-169p.Italy, Rome. Pp 21-28.

Mossel D. et Van Netten P. (1990). *Staphylococcus aureus* and related staphylococci in foods: ecology, proliferation, toxinogenesis, control and monitoring. *J. Appl. Bacteriol. Symp. Sup.*

Msaddak L. (2018). Propriétés techno-fonctionnelles et substances bioactives de deux ingrédients alimentaires : cladodes du figuier de barbarie et feuilles de vigne. Université de Gabès. Pp 42.

Mulas M. et Mulas G. (2004). Potentialités d'utilisation stratégique des plantes des genres *Atriplex* et *Opuntia* dans la lutte contre la désertification. Short and Medium-Term Priority Environmental Action Programme (SMAP). Université des études de SASSAR. Pp 112

Murillo-Amador B., López-Aguilar R., Kaya C., Larrinaga-Mayoral J. et Flores-

Hernández A. (2002). Comparative effects of NaCl and polyethyleneglycol on germination, emergence and seedling growth of cowpea. *Journal of Agronomy and Crop Science*. Pp 235-247.

N

Nandy P., Roy S., Thakur A.R. et Chaudhuri S.R. (2013). Comparative study on characterization of the *staphylococcal* isolates from varied origin.

Neffar S. (2012). Etude de l'effet de l'âge des plantations de figuier de Barbarie (*Opuntia ficus indica* L. Miller) sur la variation des ressources naturelles (sol et végétation) des steppes algériennes de l'Est. Cas de Souk- ahras et Tébessa. Thèse Université de badjimokhtar. Annaba.

Nefzaoui A. et Ben Salem H. (2000). *Opuntiae*: A strategic fodder and efficient tool to combat desertification in the Wana region. Cactusnet FZAO International Cooperation Network on Cactus Pear News Letter. Pp 2-24.

Nefzaoui A., Salem H.B., Abdouli H. et Ferchichi H. (1995). Palatability for goat of some Mediterranean shrubs. Comparison between browsing time and cafeteria technique. In *Annales de zootechnie*.

Nerd A. et Mizrahi Y. (1994). Effect of nitrogen fertilization and organ removal on rebudding in *Opuntia ficus indica* (L.). *Scientia Horticulturae*. Pp 115-122.

Nobel P.S. (1995). Environmental biology. In: Barbera G, Inglese P, Pimienta-Barrios E (eds) *Agro-ecology, cultivation and uses of cactus pear*. FAO Plant Production and Protection. Pp 36-48.

Nobel P.S. (2001). Ecophysiology of *Opuntia ficus indica*. In: *Cactus (Opuntia spp.) as Forage*. (Mondragon, J.C. and Perez, G.S. eds.). FAO, plant production and protection paper -169. Italy, Rome. Pp 13-20.

Nobel P.S. (2002). *Cacti. Biology and Uses*. University of California Press, Berkeley.

O

Olvera P. et Romero C.D. L.P.C. (2006). Atlas de anatomía vegetal. / carmen de la paz pérez olvera y jacqueline cejaromero (No. QK641. Pp 47.

Onoue Y. et Mori M. (1997). Amino acid requirements for the growth and enterotoxin production by *Staphylococcus aureus* in chemically defined media. *International journal of food microbiology*. Pp 77-82.

Orwa C., Mutua A., Kindt R., Jamnadass R. et Simons A. (2009). *Agro forestree Database: a tree reference and selection guide version 4*.

Osuna-Martínez U., Reyes-Esparza J., Rodríguez-Fragoso L. (2014). *Cactus (Opuntia ficus indica)*: a review on its antioxidants properties and potential pharmacological use in chronic diseases. *Natural Products Chemistry & Research*. Pp 153.

P

Pimienta-Barrios E. (1995). An overview of genetic resources for *Opuntia* production in Mexico. *Proceeding of PACD*. Pp 13-22.

Pimienta-Barrios E. (1993). Vegetable cactus (*Opuntia*). In *Underutilized Crops: Pulses and Vegetables*. Ed J. Williams. London. UK. Pp 177-191.

Prescott L.M., Harley J.P. et Klein D. (2010). Microbiologie .2ème Edition Français, Université de Boeck.

Pulverer G., Peters G. et Schumacher-Perdreau F. (1987). Coagulase-negative staphylococci. *ZentralblBakteriolMikrobiolHyg [A]*. Pp1-28.

R

Rebman J.P. et Pinkava D.J. (2001). *Opuntiacacti* of North America: An overview. *Flor. Entom.* Pp 474-482.

Reyes-Aguero J.A., Aguirre J.R. et Valiente-Banuet A. (2006). Reproductive biology of *Opuntia*: A review. *Journal of Arid Environments*. Pp 549-585.

Reynolds S.G. et Arias E. (2001). General background on *Opuntia* .In: *Cactus Pear (Opuntiaspp.) as Forage* (Mondragon, J.C. et Perez, G.S.eds.).FAO, plant production and protection paper-169. Itlaly, Rome. Pp 1-4

Rodriguez-Felix A. et Cantwell M. (1988). Developmental changes in composition and quality of prickly pear cactus cladodes (nopalitos). *Plant foods for Human nutrition*. Pp 38.

Russel C.E. (1986). Cactus, ecology and range management during drought. Proceeding of the symposium on livestock and wild life management during drought. Caesar Kleberg wildlife researches Institute. Univ. Kingsville. Texas. Pp 59-69.

Russel C.E. et Felker P. (1987). The prickly pears (*Opuntiaspp*, Cactaceae): A source of Human and Animal food in semiarid regions. *Economic botany*. Pp 433-445.

S

Saenz C. (2002). Cactus pear fruit and cladodes: a source of functional components for foods. *Acta Hort* 581. Pp 253-263.

Saenz C. (2013). Agro-industrial utilization of cactus pear. FAO. Agricultural Services of FAO. Roma 162. Pp 4-30.

Saenz C., Sepulveda E. et Matsuhira B. (2004). *Opuntiaspp* mucilage's: A functional component with industrial perspectives, *J. of Arid Environments* 57. Pp 275–290.

Salem Fnayou A. B., Zemni H., Nefzaoui A. et Ghorbel A. (2014). Micromorphology of cactus-pear (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill) cladodes based on scanning microscopies. *Micron*, 56. Pp 68-72.

- Salem H.B., Abdouli H., Nefzaoui A., El-Mastouri A. et Salem L.B. (2005).** Nutritive value, behaviour, and growth of Barbarine lambs fed on oldman saltbush (*Atriplexnummularia* L.) and supplemented or not with barley grains or spineless cactus (*Opuntia ficus-indica* f. *inermis*) pads. *Small Ruminant Research*, 59. Pp 229-237.
- Schweizer M. (1997).** Docteur Nopal, le médecin du Bon Dieu. Clamecy ; PARIS (France). Imprimerie Laballery. Pp 81.
- Sepúlveda E., Sáenz C., Aliaga E. et Aceituno C. (2007).** Extraction and characterization of mucilage in *Opuntia* spp. *Journal of Arid Environments*. Pp 534–545.
- Sesques M. (1994).** *Staphylocoques* à coagulase positive dans le fromage fermier au lait cru de St.Nectaire. Thèse de Doctorat de Claude Bernard Lyon1.
- Sesques M. et Ballot N. (1998).** *Staphylococcus aureus* dans les fromages d'AOC du Massif central.
- Skiredj A., Walali D.M.L. et El Attis H. (1998).** Le figuier de Barbarie (*Opuntia ficus indica*). Institut Agronomique et Vétérinaire, Hassan II. Rabat.
- Solène Accarias (2014). Impact du phénotype des macrophages résidents sur la nature de la réponse inflammatoire précoce lors d'une infection par *staphylococcus aureus*. Thèse de L'université de Toulouse. Pp 19.
- Stintzing F.C. et Carle R. (2005).** Cactus stems (*Opuntia* spp.): A review on their chemistry, technology, and uses. *Molecular nutrition & Food Research*. Pp 175–194.
- Stintzing F.C., Herbach K.M., Mosshammer M.R., Carle R., Yi W., Sellappan S. et Felker P. (2005).** Color, betalain pattern, and antioxidant properties of cactus pear (*Opuntia* spp.) clones. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. Pp 442-451.
- Stintzing F.C., Schieber A. et Carle R. (2001).** Phytochemical and nutritional significance of cactus pear. *European Food Research and Technology*. Pp 396–407.
- Sudzuki H.F. (1995).** «Anatomy and morphology», In: Barbera. G, Inglese. P et Pimienta. B.E, (eds.). *Agro-ecology, cultivation and uses of cactus pear*. FAO. Rome Italy. Pp 28 – 35.

T

Taylor D. et Holland K. (1989). Amino acid requirements for the growth and production of some exocellular products of *Staphylococcus aureus*. J. Appl. Bacteriol. Pp 319-329.

Teles F.F., Stull J.W., Brown W.H. et Whiting F.M. (1984). Amino and organic acids of the prickly pear cactus (*Opuntia ficus indica* L.). Journal of the Science of Food and Agriculture. Pp 421-425.

Tille P.M., Bailey et Scott's. (2014). Diagnostic microbiology.

U

Uebelhack R., Busch R., Alt F., Beah Z.M. et Chong P.W. (2014). Effects of cactus fiber on the excretion of dietary fat in healthy subjects: a double blind, randomized, placebo controlled, crossover clinical investigation. Current Therapeutic Research. Pp 39–44.

V

Ventura-Aguilar R.I., Bosquez-Molina E., Bautista-Baños S. et Rivera-Cabrera E (2017). Cactus stem (*Opuntia ficus indica* Mill): Anatomy, physiology and chemical composition with emphasis on its biofunctional properties. Journal of the Science of Food and Agriculture. Pp 5065-5073.

W

Wallace R.S. et Gibson A.C. (1997). Evolution and systematics. Dans cacti: biology and uses; P.S. Nobel Edition. Pp 21.

Wertheim H.F., Melles D.C. et Vos M.C. (2005). The role of nasal carriage in *Staphylococcus aureus* infections. Lancet Infect Dis. Pp 5

Annexe:

Tableau XVIII: Appareils et matériels consommables utilisés :

Appareils	Spectrophotomètre UV-visible 600nm Balance Thermomètre Autoclave (120 pendant 20mn) Étuve d'incubation (37 °C pendant 24h) Bain marie (100 pendant 40mn) Plaque chauffante agitatrice Four pasteur 180°C 90mn. Hotte PH mètre Refractomètre
Matériels	Flacons stériles Tubes à essai stériles L'anse de platine Portoir Bec benzène Micropipette Boîte de pétri Pipette pasteurs Embouts bleu Cuves du spectrophotomètre Erlenmayer Barreau magnétique Spatule Parafilm Pipette Gants médicale.
Milieu de culture solide	Milieu à base de cladodes
Milieu liquide	Bouillon nutritif
Solvant	Éthanol Eau distillée
Sel	Na Cl

Résumé

L'objectif de ce présente travail est l'étude de l'effet des constituants des cladodes d'*Opuntia ficus-indica* sur la croissance de deux espèces bactériennes *Staphylococcus aureus* (Gram +) et *Escherichia coli* (Gram -).

L'étude a été réalisée sur la poudre de cladodes récoltés de la région de la wilaya de Bejaia durant l'hiver 2020. Des analyses physico-chimiques ont été effectuées sur les cladodes, ainsi que microbiologiques après élaboration de milieu de culture liquide à différentes concentrations en cette matrice. Un dénombrement des 2 bactéries a été réalisé ensuite sur un milieu nutritif solide.

La variété choisie est inerme et présentant un poids de 733g et une longueur de 36cm. Elle est riche en eau (90%) et en cendres (24%), renferme une quantité considérable en protéines (3,7g/100 de PS), une teneur faible en lipides (1,89 g /100 PS) et son pH est assez acide (4,47). L'analyse microbiologique sur milieu à base de poudre de cladodes, en comparaison avec le milieu nutritif, a révélé des résultats prometteurs, en termes de développement microbiens.

Ces résultats ont démontré que le milieu de culture à base de poudre de cladode constitue un bon milieu de culture renfermant des éléments nutritifs suffisante, du point de vue qualitatif et quantitatif et offrant des conditions plus favorables au développement.

Mots clés: Figuier de Barbarie (*Opuntia ficus-indica*), cladodes, *E. coli*, *S. aureus*, milieu de culture, paramètres physico-chimiques et microbiologiques.

Abstract

The objective of this work is the study of the *Opuntia ficus-indica* cladodes constituents on the growth of two bacterial species *Staphylococcus aureus* (Gram +) and *Escherichia coli* (Gram -).

The study was conducted on the powder of cladodes harvested from the region of Bejaia during the winter of 2020. Physicochemical analyses were performed on cladodes, as well as microbiological analyses after elaboration of liquid culture medium with different concentrations of this matrix. A count of the 2 bacteria was then performed on a solid nutrient medium.

The chosen variety is inert and has a weight of 733g and a length of 36cm. It is rich in water (90 %) and ash (24 %), contains a considerable amount of protein (3,7 g/100 PS), alow lipid content (1,89g /100 PS) and its pH is quite acidic (4,47).

The microbiological analysis on cladode powder medium, in comparison with the nutritive medium, revealed promising results, in terms of microbial development.

These results showed that the cladode powder-based culture medium is a good medium containing sufficient nutrients, from a qualitative and quantitative point of view, and offering more favorable conditions for the development bacteria.

Key words: Prickly pear (*Opuntia ficus-indica*), cladodes, *E. coli*, *S. aureus* culture medium, physico-chemical and microbiological parameters.