

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

**République Algérienne Démocratique et Populaire**  
**Ministère de L'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**

جامعة محمد الصديق بن يحيى - جيجل



Faculté : Sciences de la Nature et de la vie

كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Microbiologie Appliquée

قسم الميكروبيولوجيا التطبيقية

et Sciences Alimentaire

وعلوم التغذية

## Mémoire de Master

Filière : Sciences Biologiques

Option : Microbiologie Appliquée

### Thème

**Importance des critères hydrophobicité et auto-agrégation des souches de bactéries lactiques à propriétés probiotiques**

#### Membres de Jury :

Président : M<sup>r</sup> Yazid RAHMOUNE

Examinatrice : M<sup>me</sup> Souad ALIOUA

Encadreur : M<sup>r</sup> Tarek KHENNOUF

#### Présenté par :

M<sup>elle</sup> Rania LAHMAR

M<sup>elle</sup> Samia AMIROUCHE

M<sup>elle</sup> Soumia SALEM

Année Universitaire 2019-2020

Numéro d'ordre (bibliothèque) : .....



# *Remerciements*



Nous tenons à remercier tout d'abord le Dieu  
le tout puissant qui nous a procuré du courage  
et de la volonté pour avoir terminé ce travail.

On tient à remercier notre promoteur: Mr Tarek KHENNOUF, pour avoir assuré  
l'encadrement de ce mémoire.

Depuis les premiers instants, sa pédagogie, son écoute, et son ouverture d'esprit, ont été  
importants pour nous que ses connaissances et ont largement contribué à l'évolution de  
cette étude. On ne peut sincèrement vous exprimer nos respects et notre gratitude

Nos remerciements vont également aux membres du jury : Mr Yazid RAHMOUNE et  
Mme Souad ALIOUA Qui nous ont fait l'honneur de juger notre travail

Nos remerciements s'adressent aussi à tous ce qui a contribué à l'évolution de cette étude  
De près ou de loin pour leurs soutien et encouragements



# Dédicaces

*C'est avec un énorme plaisir et une immense joie, que je dédie ce modeste travail :*

*A ceux qui m'ont tout donné sans rien en retour ;*

*A ceux qui m'ont aidé, encouragé et soutenu dans les moments les plus difficiles et ceux à qui je dois tant*

*A mes très chers parents Rachid et Aziza pour leur amour, tendresse et leur soutien continu, qu'ils trouvent dans ce travail la preuve modeste d'une reconnaissance infinie et d'un profond amour.*

*A mes chers frères Ramzi et Redouane, auxquels je souhaite beaucoup de réussite et tout le bonheur du monde.*

*A tous les membres de ma famille : mes grands-mères, mes tantes, oncles, mes cousins, mes cousines paternelle et maternelle*

*A mon amie Soumia et surtout à ma chère amie Samia et sa famille*

*A toute ma promotion microbiologie appliqué 2020*

*Et A tous ce qui m'ont apportée d'aide de près ou de loin.*

*Je vous dis Merci*



**RANJA**

# Dédicaces

*Je dédie ce travail :*

*A mes très chères parents, les deux personnes les plus précieuses au monde*

*Qui m'ont appris tout ce que je sais*

*Qui m'ont guidé vers le tunnel éclairé du savoir*

*Qui m'ont nourri d'amour, enveloppé de confort*

*Qui m'ont encouragé durant tous mon cursus universitaire, je souhaite  
qu'ils soient heureux pendant toute leur vie.*

*A mes frères Imed, Aissam, Adnane, Boualem et Mohamed.*

*A mes sœurs Siham, Amel et son mari, Afaf et son mari Samir.*

*A mes grands-parents.*

*A mon cher neveu Djawed Siradj Eddine.*

*A toute ma famille.*

*A ma chère Rania et sa famille.*

*A mes amies Chahnez et Soumia.*

*A mes collègues de promotion microbiologie appliquée 2020.*



**SAMJA**

## Dédicaces

*Je dédie ce travail surtout à mes parents pour avoir toujours su me montrer les valeurs essentielles, merci pour votre amour et votre soutien inestimable. Je souhaite ici vous témoigner très sincèrement toute mon affection et ma reconnaissance.*

*A ma chère amie et ma sœur Rania Sallhani pour m'avoir toujours écoutée et pour sa patience, et son soutien.*

*A mes frères Soufiane, Toufik et Mohamed*

*A ma grande sœur Nadia pour leur encouragement sans faille*

*A à mes nièces préférées Kenza et Lina.*

*A mes neveux: Meriem, Naila, Wassila, Djana, Haroune et Ayoub.*

*Merci A mes deux chères amies : Rania et Nadjete.*

*Pour tous ces bons moments passés ensemble et ceux à venir A ceux que j'ai manqué de citer.*

*Merci*



**SOUMJA**

## Sommaire

Liste des abréviations.....	i
Liste des figures.....	ii
Liste des tableaux .....	iii
Introduction .....	1
1 Bactérie lactique.....	2
1.1 Définition des bactéries lactiques .....	2
1.2 Caractères généraux des bactéries lactiques .....	2
1.3 Caractéristiques des principaux genres des bactéries lactiques .....	3
1.3.1 Genre <i>Lactobacillus</i> .....	3
1.3.1.1 Caractères morphologiques, culturels et exigences nutritionnelles.....	4
1.3.1.2 Exigences en vitamines.....	4
1.3.1.3 Exigences en bases azotées.....	5
1.3.1.4 Exigences en cations .....	5
1.3.1.5 Caractères biochimiques .....	5
1.3.1.6 Habitat.....	7
1.3.1.7 Identification .....	7
1.3.1.8 Intérêt technologique des lactobacilles .....	7
1.3.2 Genre <i>Bifidobacterium</i> .....	8
1.3.3 Genres <i>Enterococcus</i> , <i>Lactococcus</i> et <i>Streptococcus</i> .....	8
1.3.3.1 Genre <i>Enterococcus</i> .....	9
1.3.3.2 Genre <i>Lactococcus</i> .....	9
1.3.3.3 Genre <i>Streptococcus</i> .....	9
1.3.4 Genres <i>Leuconostoc</i> , <i>Oenococcus</i> , <i>Weissella</i> .....	10
1.3.4.1 Genre <i>Leuconostoc</i> .....	10
1.3.4.2 Genre <i>Oenococcus</i> .....	10
1.3.4.3 Genre <i>Weissella</i> .....	10
1.3.5 Genres <i>Pediococcus</i> et <i>Tetragenococcus</i> .....	11

2	Probiotiques.....	12
2.1	Historique.....	12
2.2	Définition.....	12
2.3	Microorganismes probiotiques .....	12
2.3.1	Lactobacilles en tant que probiotiques .....	13
2.4	Critères de sélection des probiotiques .....	14
2.4.1	Critères de sécurité .....	14
2.4.2	Critères Fonctionnels.....	15
2.4.3	Critères Technologiques .....	16
2.5	Mécanisme d'action.....	16
2.5.1	Renforcement de la barrière épithéliale.....	16
2.5.2	Production de substances inhibitrices.....	17
2.5.3	Compétition pour l'adhésion .....	17
2.5.4	Compétition pour les nutriments .....	18
2.5.5	Modulation du système immunitaire .....	18
2.6	Autre microorganismes.....	18
2.6.1	Levures .....	18
2.6.2	Bactéries non lactiques .....	19
2.6.2.1	<i>Escherichia coli</i> Nissle 1917 .....	19
2.6.2.2	<i>Bacillus</i> .....	19
3	Aptitude adhésive des souches probiotiques.....	21
3.1	Généralités .....	21
3.2	Propriétés de surface bactérienne.....	22
3.2.1	Hydrophobicité .....	22
3.2.1.1	Mécanisme d'hydrophobicité .....	22
3.2.1.2	Méthodologie d'évaluation d'hydrophobicité .....	22
3.2.2	Auto-agrégation.....	24
3.2.2.1	Mécanisme d'auto-agrégation.....	25

3.2.2.2	Méthodologie d'évaluation de l'auto-agrégation.....	25
3.2.3	Relation de l'hydrophobicité et l'auto-agrégation avec l'adhésion bactérienne .....	26
3.2.4	Facteurs influençant l'hydrophobicité et l'auto-agrégation.....	27
3.2.4.1	pH.....	27
3.2.4.2	Température .....	28
3.2.4.3	Composition ionique du milieu.....	28
3.2.4.4	Sels biliaires .....	28
	Conclusion.....	29
	Références bibliographiques.....	30



## Liste desabréviations

**ADN** : L'acide désoxyribonucléique

**ADP** : adénosine diphosphate.

**Apf** : facteurs favorisant l'agrégation

**API 50 CH** : Application Programming Interface 50 Carbohydrates.

**ATP**: adénosine triphosphate.

**B**: *Bifidobacterium*

**BATH**: bacterial adherence to hydrocarbons

**BSH**: bile salts hydrolases

**CIH** : La chromatographie d'interaction hydrophobe

**CO<sub>2</sub>** : Le dioxyde de carbone

**CSH** : hydrophobicité de la surface cellulaire

**DO**: densité optique

**EMP**: Embden Myerhoff Parnas

**EPS** : exopolysaccharide

**FAO** : l'Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

**Fe<sup>2+</sup>** : Ion Fer.

**GC%** : Pourcentage en Guanine et Cytosine

**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** : Le peroxyde d'hydrogène

**IgA** : immunoglobulines A

**Lb** : *Lactobacillus*

**MAC** : mesures de l'angle de contact

**MATH**: microbial adherence to hydrocarbons

**Mg<sup>2+</sup>**: Ion Magnésium.

**Mn<sup>2+</sup>**: Ion Manganèse.

**MRS**: Man Rogosa et Sharpe

**NAD<sup>+</sup>/ NADH, H<sup>+</sup>** : Couple oxydant/réducteur du nicotinamide adénine dinucléotide.

**OMS** : l'organisation mondiale de la santé

**P**: *Pediococcus*

**PBS**: phosphate buffered saline

**Pi** : phosphate inorganique.

**PKC** : la protéine kinase C

**S** : *Streptococcus*

**TPP** : Technique de partage de deux phases liquide

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> Représentation schématique des principales voies de fermentation chez les bactéries lactiques.....	3
--	---

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> Les principaux groupes du genre <i>Lactobacillus</i> , selon le type fermentaire.....	6
<b>Tableau 2</b> principales espèces microbiennes utilisées comme probiotiques.....	13

# Introduction

## Introduction

Les bactéries lactiques sont présentes dans l'alimentation humaine et ont souvent montré un effet bénéfique sur la santé et en particulier sur l'équilibre de la flore intestinale (**Badis *et al.*, 2005 ; Hassan et Frank, 2001**). Ces derniers temps un intérêt considérable s'est développé autour de l'utilisation des bactéries lactiques ayant des effets probiotiques et pharmaceutiques à travers le monde (**Krasaekoopt *et al.*, 2003**).

Les probiotiques sont des microorganismes vivants lorsqu'ils sont administrés en quantités adéquates, donnent un effet bénéfique sur la sante de l'hôte (**FAO/WHO, 2002**). Cependant, pour qu'un probiotique exerce son effet convenablement, il doit répondre aux critères suivants : sécurité (non pathogène, sensibilité au antibiotiques), fonctionnels (résistance à l'acidité et à la bile, production de substances antibactériennes, adhésion aux cellules épithéliales) et technologiques (stabilité au cours de la production et conservation des propriétés probiotiques après production) (**Maurad et Meriem, 2008 ; Szajewska, 2006**).

Une propriété importante de ces microorganismes est leur capacité d'adhérer aux cellules épithéliales et aux surfaces muqueuses (**Vadillo-Rodriguez *et al.*, 2005**).

L'adhésion des cellules est un processus impliquant le contact de la paroi bactérienne de la cellule et des surfaces épithéliales de l'hôte (**Kos *et al.*, 2003 ; Trivedi *et al.*, 2013**). Elle est liée à la fois à la capacité d'auto-agrégation et aux propriétés hydrophobes de la surface cellulaire (**Kos *et al.*, 2003**).

L'hydrophobicité de la surface cellulaire est l'une des propriétés physico-chimiques qui facilitent le premier contact entre le micro-organisme et les cellules hôtes. Cette interaction initiale non spécifique est faible, réversible et précède le processus d'adhésion subséquent induit par des mécanismes plus spécifiques impliquant des protéines de surface cellulaire et des acides lipoteichoïques (**Petrova *et al.*, 2019 ; Rojas *et al.*, 2002 ; Roos et Jonsson, 2002**). L'auto-agrégation des bactéries probiotiques est une caractéristique importante pour l'adhésion (**Chaffanel *et al.*, 2018**). Elle semble être la première étape du processus d'adhésion, permettant aux bactéries de former une barrière et d'empêcher l'adhésion des bactéries indésirables (**Saito *et al.*, 2019**), et permet au probiotique d'atteindre une densité cellulaire élevée contribuant ainsi au mécanisme d'adhésion (**de Melo Pereira *et al.*, 2018**).

L'objectif de notre travail est l'étude de quelques paramètres de surface bactérienne comme l'auto-agrégation, l'hydrophobicité et la relation de ces derniers avec le pouvoir adhésif chez les souches probiotiques.

Bactérie lactique

## 1 Bactérie lactique

### 1.1 Définition des bactéries lactiques

Le terme « bactéries lactiques » ne se rapporte pas à une classe phylogénétique d'organisme, mais plutôt aux capacités métaboliques de l'espèce. Ce terme désigne des bactéries produisant de l'acide lactique par fermentation des carbohydrates (Nuraida, 2015 ; Sharma *et al.*, 2020). Elles regroupent un ensemble d'espèces hétérogènes non pathogènes composé de coques et de bacilles, et appartiennent à divers genres comme *Bifidobacterium*, *Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Leuconostoc*, *Pediococcus*, *Streptococcus*, *Aerococcus*, *Lactosphaera*, *Melissococcus*, *Oenococcus*, *Tetragenococcus*, *Vagococcus*, *Weissella*, *Alloicoccus* et *Carnobacterium* (Banwo *et al.*, 2013 ; Das, 2019 ; Iyer *et al.*, 2013 ; Singhal *et al.*, 2019).

Depuis longtemps, les bactéries lactiques sont utilisées de façon consciente ou non pour leurs activités technologiques. Elles sont consommées dans les produits alimentaires fermentés (produits dérivés du lait, de la viande et du poisson, le vin, la bière, le pain, les produits végétaux...), car ces bactéries se caractérisent par une sécurité hygiénique, une stabilité de stockage et des propriétés sensorielles attrayantes (Muthusamy *et al.*, 2020 ; Reuben *et al.*, 2020), elles développent certaines caractéristiques organoleptiques et augmentent la durée de conservation (Ait Meddour *et al.*, 2015 ; Sharafi *et al.*, 2013). Elles sont devenues les principaux candidats probiotiques et bénéficient d'un statut GRAS (Generally Regarded As Safe) (Barbieri *et al.*, 2019 ; Loh, 2017 ; Maurad et Meriem, 2008).

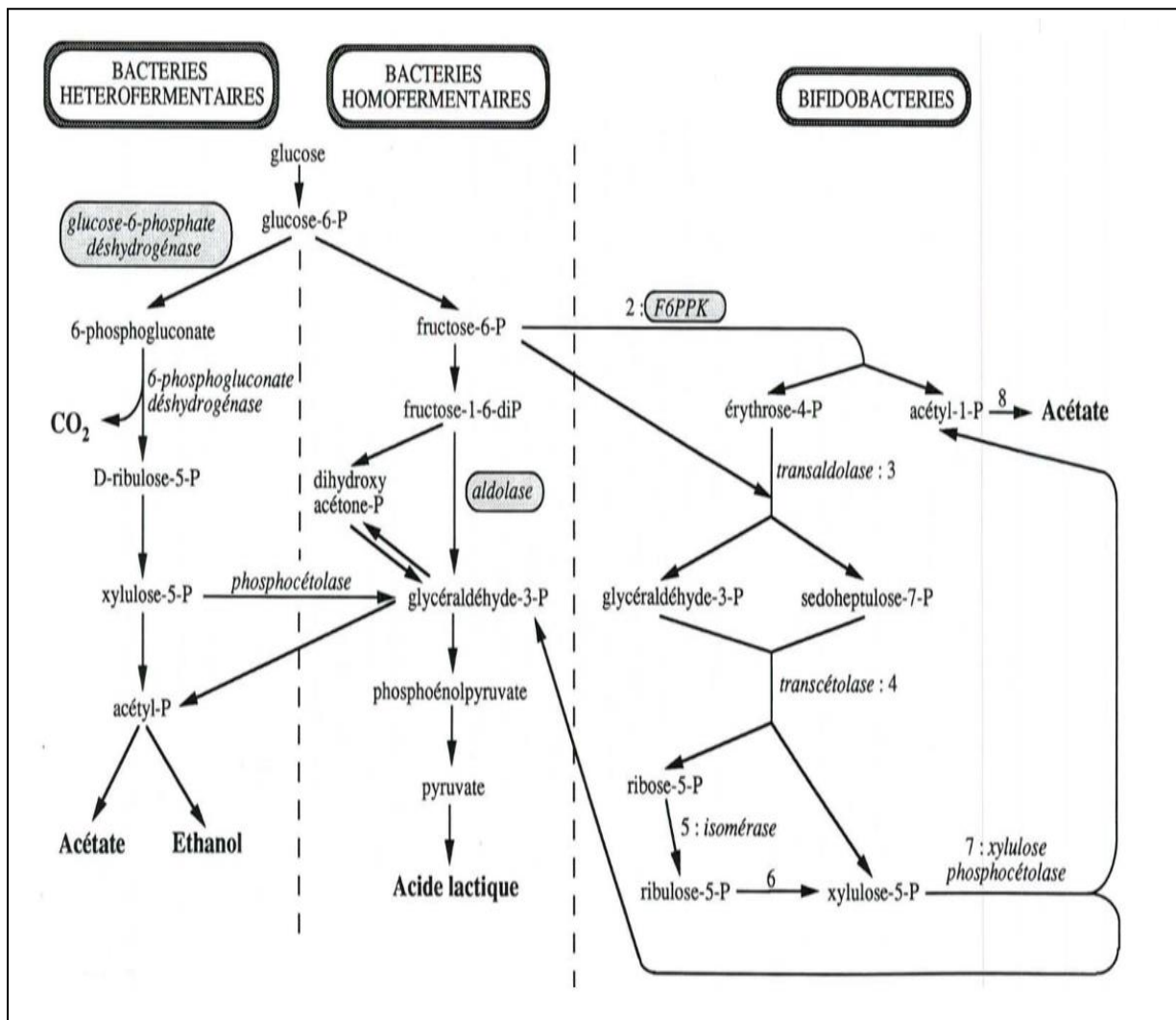
### 1.2 Caractères généraux des bactéries lactiques

Les bactéries lactiques sont des bactéries hétérotrophes, chimioorganotrophes, à Gram positif, généralement immobiles, asporulées, aéro-anaérobie facultatives ou micro-aérophiles, catalase négative, oxydase négative, dépourvues de cytochrome et capables de croître à des températures comprises entre 10°C et 45°C (Abriouel *et al.*, 2012 ; Lin *et al.*, 2020 ; Mulaw *et al.*, 2019 ; Wedajo, 2015), leur capacité de biosynthèse est faible.

Leur principale caractéristique est la production d'acide lactique à partir de la fermentation des sucres, d'où une diminution du pH favorable à la conservation des aliments (Bosma *et al.*, 2017 ; Labioui *et al.*, 2005). Elles sont capables de réaliser la fermentation en anaérobiose comme en aérobie et elles peuvent être :

- Homofermentaire : Ce groupe comporte majoritairement les souches du genre *Lactobacillus* (Figure 1), ces derniers produisent à partir de la voie *d'Embden Myerhoff Parnas* (EMP) deux molécules de lactate par molécule de glucose fermenté où l'acide lactique est le seul produit de la fermentation (Das, 2019 ; Šušković *et al.*, 2010).
- Hétérofermentaire : regroupe *Leuconostoc*, *Oenococcus*, *Weissella* et quelques espèces

appartenant au genre *Lactobacillus* (Figure 1), ces espèces synthétisent d'autres produits finaux à partir la voie de *Pentose Phosphates* dans laquelle la fermentation du glucose aboutit à la formation de l'acide lactique avec d'autres composés comme : l'éthanol, l'acide acétique et le dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) (Das, 2019 ; Federighi, 2005 ; Kermanshahi et Qamsari, 2015).



**Figure 1** Représentation schématique des principales voies de fermentation chez les bactéries lactiques (Baratte-Euloge, 1992).

### 1.3 Caractéristiques des principaux genres des bactéries lactiques

#### 1.3.1 Genre *Lactobacillus*

Au sein des bactéries lactiques, les lactobacilles forment un ensemble très disparate (Kumar et Kumar, 2014). Ils appartiennent à l'embranchement des Firmicutes, à la classe des *Bacilli*, à l'ordre des *Lactobacillales* et à la famille des *Lactobacillaceae* (Behera *et al.*, 2018 ; Felis *et*



**Dellaglio, 2007**). Le genre *Lactobacillus* est quantitativement le plus important des genres du groupe des bactéries lactiques (**Al Kassaa et al., 2019 ; Gaucher et al., 2019**), crée pour la première fois par Beijerinck en 1901, il comprend actuellement plus de 200 espèces reconnues (**Diaz et al., 2020**), qui présentent une diversité phylogénétique, phénotypique et écologique extrême (**Zhang et al., 2014**). Ils sont caractérisés par l'hétérogénéité de la composition de leur ADN: le GC% varie de 30 à 55% et leur capacité à inhiber la croissance de divers agents pathogènes, ils sont utilisés comme probiotiques depuis des décennies (**Kumar et al., 2011**).

#### **1.3.1.1 Caractères morphologiques, culturels et exigences nutritionnelles**

Ils se présentent sous forme de bacilles longs et fins ou de coccobacille en passant par la forme bâtonnet court ou légèrement flexueux souvent allongés, Gram positif, isolés ou en chaînettes, non sporulés et immobiles ou mobiles grâce à une ciliature péritriche (**Ahirwar et al., 2017 ; Bousmaha-Marroki et Marroki, 2015 ; Goldstein et al., 2015 ; Singh et al., 2009**). Le milieu le plus adapté à leur culture est celui de Man Rogosa et Sharpe (MRS), il favorise la croissance des bactéries lactiques y compris le genre *Lactobacillus* car il contient des ingrédients essentiels (polysorbate, acétate, magnésium et manganèse) ainsi que des réactifs inhibant la croissance de bactéries indésirables. Sur la gélose MRS les colonies se développent en 24 à 48 heures (**Hayek et al., 2019 ; Wu et al., 2014 ; Yeo et al., 2018**), elles sont généralement de petites tailles, lisses ou rugueuses, brillantes, arrondies ou lenticulaires, non pigmentées et souvent opaques. Dans des cas rares, certaines espèces comme *Lb. plantarum* donnent des colonies jaunâtres ou rougeâtres. La plupart des *Lactobacillus* se développent à un optimum de température situé entre 30 et 40°C. Certaines souches de lactobacilles dites « thermophiles » restent viables à 55°C (**Pot et al., 2014 ; Tailliez, 2004**). Ils se développent au mieux dans des conditions acides, quand le pH optimum de croissance est de 5.5 (**Gaucher et al., 2019**), mais leur croissance s'arrête lorsque le pH avoisine 3.5 (**Kumar et Kumar, 2014**).

#### **1.3.1.2 Exigences en vitamines**

Toutes les espèces ont un besoin absolu en vitamines qui agissent comme précurseurs ou participent dans de nombreuses réactions enzymatiques importantes ou même à la chaîne de transport d'électrons, telles que la pantothenate (B5), la niacine (B3) et la cobalamine (B12). Les déficiences en vitamine B12 peuvent induire une diminution de la synthèse de l'ADN et entraîner des changements morphologiques et les cellules deviennent filamenteuses (**Bhushan et al., 2016 ; Hati et al., 2019 ; Kaprasob et al., 2018 ; Li et al., 2017**).

### 1.3.1.3 Exigences en bases azotées

Dans les milieux synthétiques, les lactobacilles exigent la présence d'adénine, de la cytosine, de désoxyguanosine, de la guanine, de thymidine et d'uracile. Ces exigences sont variables selon les espèces (Devlieghere *et al.*, 2000 ; Verluyten *et al.*, 2003). Elles ont un effet énorme sur la croissance de *Lactobacillus*, mais chez certaines souches l'addition de ces composés peut entraîner des phénomènes d'inhibition de la croissance (Solval *et al.*, 2019).

### 1.3.1.4 Exigences en cations

Les ions  $Mg^{2+}$ ,  $Mn^{2+}$  ou  $Fe^{2+}$  sont nécessaires pour la croissance des lactobacilles (Letort et Juillard, 2001). Il a été démontré que le magnésium intervient comme activateur d'un grand nombre de réactions métaboliques (division cellulaire, stabilisation des acides nucléiques ou l'hydrolyse peptidique) et serait indispensable pour la croissance de quelques souches de *Lactobacillus*. Tandis que, le manganèse est nécessaire à la structure et le fonctionnement des enzymes et à la détoxification des cellules mise en présence de l'oxygène (Leroy et De Vuyst, 2004 ; Petrov *et al.*, 2017 ; Yang *et al.*, 2017). Les lactobacilles ne produisent pas de sidérophores pour séquestrer le fer et leur croissance est similaire dans les milieux avec et sans fer (Parmanand *et al.*, 2019).

### 1.3.1.5 Caractères biochimiques

Les espèces du genre *Lactobacillus* ont été regroupées en fonction de leur température de croissance et la capacité de fermenter les hexoses et par la suite en fonction de leur profil homo/ hétérofermentatif (Carr *et al.*, 2002). Les lactobacilles sont divisés en 3 groupes (Tableau 01) :

**Groupe I :** Ces bactéries ont un métabolisme homofermentaire obligatoire (*Thermobacterium*) (ni les pentoses ni le gluconate ne sont fermentés), produisant exclusivement de l'acide lactique à partir de la fermentation du glucose par la voie d'Embden-Meyerhof-Parnas (EMP) de la glycolyse (Florou-Paneri *et al.*, 2013 ; Salvetti *et al.*, 2018).

**Groupe II :** Ce groupe comprend des espèces à métabolisme hétérofermentaire facultatif (*Streptobacterium*). Rassemblant les lactobacilles qui métabolisent les hexoses en acide lactique par la voie homofermentaire d'Embden-Meyerhof-Parnas et dégradent les pentoses en éthanol, acide acétique ou d'autres acides organiques à courte chaîne par voie de *Pentose Phosphates*. Ils ne produisent pas de  $CO_2$  lors de la fermentation du glucose mais ils l'en produisent lors de la fermentation du gluconate (Hammes et Hertel, 2006 ; Salvetti *et al.*, 2018 ; Tailliez, 2004).

**Groupe III :** Ces espèces ont un métabolisme strictement hétérofermentaire (*Betabactrium*). Elles fermentent les hexoses et les pentoses en acide lactique, acide acétique et/ou éthanol et

CO<sub>2</sub> en quantités équimolaires. La production du gaz à partir de la fermentation du glucose est un trait caractéristique de ces bactéries (Axelsson, 2004 ; Salvetti *et al.*, 2018 ; Tailliez, 2004).

**Tableau 1** Les principaux groupes du genre *Lactobacillus*, selon le type fermentaire (Buron-Moles *et al.*, 2019 ; Campedelli *et al.*, 2019 ; Claesson *et al.*, 2007).

Groupe 1 Homofermentaires strictes	Groupe 2 hétérofermentaires facultatifs	Groupe 3 hétérofermentaires strictes
<i>Lb. Acidophilus</i>	<i>Lb. acetotolerans</i>	<i>Lb. brevis</i>
<i>Lb. amylophilus</i>	<i>Lb. agilis</i>	<i>Lb. buchneri</i>
<i>Lb. amylovorus</i>	<i>Lb. alimentarius</i>	<i>Lb. collinoides</i>
<i>Lb. aviariussubsp. araffinosus</i>	<i>Lb. bif fermentans</i>	<i>Lb. fermentum</i>
<i>Lb. aviariussubsp. Aviarius</i>	<i>Lb. casei</i>	<i>Lb. fructivorans</i>
<i>Lb. crispatus</i>	<i>Lb. coryniformis</i>	<i>Lb. fructosus</i>
<i>Lb. delbrueckii subsp.</i>	<i>subsp. torquens</i>	<i>Lb. hilgardii</i>
<i>Bulgaricus</i>	<i>Lb. coryniformis</i>	<i>Lb. kefir</i>
<i>Lb. delbrueckii subsp.</i>	<i>subsp. coryniformis</i>	<i>Lb. malefermentans</i>
<i>delbrueckii</i>	<i>Lb. cuvatus</i>	<i>Lb. oris</i>
<i>Lb. delbrueckii subsp. lactis</i>	<i>Lb. graminis</i>	<i>Lb. panis</i>
<i>Lb. farciminis</i>	<i>Lb. hamsteti</i>	<i>Lb. parabuchneri</i>
<i>Lb. gallinarum</i>	<i>Lb. homohiochii</i>	<i>Lb. parakefir</i>
<i>Lb. gasseri</i>	<i>Lb. intestinalis</i>	<i>Lb. pontis</i>
<i>Lb. helveticus</i>	<i>Lb. murinus</i>	<i>Lb. Reuteri</i>
<i>Lb. jensenii</i>	<i>Lb. paracasei subsp. Paracasei</i>	<i>Lb. sanfrancisco</i>
<i>Lb. johnsonii</i>	<i>Lb. paracasei subsp tolerans</i>	<i>Lb. suebicus</i>
<i>Lb. kefiranofaciens</i>	<i>Lb. paraplan tarum</i>	<i>Lb. vaccinostercus</i>
<i>Lb. kefirgranum</i>	<i>Lb. plantarum</i>	<i>Lb. vaginalis</i>
<i>Lb. mali</i>	<i>Lb. pentosus</i>	
<i>Lb. ruminis</i>	<i>Lb. rhamnosus</i>	
<i>Lb. salivarius subsp. salicinus</i>	<i>Lb. sake</i>	
<i>Lb. salivarius subsp.</i>		
<i>salivarius</i>		
<i>Lb. sharpeae</i>		

Le premier groupe est très recherché sur le plan technologique pour diriger la fermentation, baisser le pH des produits et pour sécuriser les produits fermentés. Contrairement aux deux autres groupes qui sont à l'origine des altérations (**Coppet et Christieans, 2006**).

#### 1.3.1.6 Habitat

Les lactobacilles sont isolés de diverses niches écologiques et ils sont présents en infimes quantités dans de nombreux biotopes telles que l'eau, sol, végétaux, produits carnés, poissons, bière, vin, fruits et jus de fruits (**Ahmad et al., 2018 ; Duar et al., 2017 ; Sowmya et al., 2016**). Ainsi que dans d'autres habitats tel que les muqueuses de l'homme et de l'animal (cavité buccale, intestinale et vaginale) (**Zhang et al., 2015**). Les espèces les plus rencontrées sont : *Lb. salivarius*, *Lb. plantarum*, *Lb. brevis*, le groupe *Lb. casei*, *Lb. gasseri*, *Lb. reuteri*, *Lb. fermentum*, *Lb. vaginalis* (**Bonifait et al., 2009 ; Eckburg et al., 2005 ; Ozgun et Vural, 2011 ; Reuter, 2001 ; Walter, 2008**). Ils sont retrouvés en faibles quantités sur les végétaux mais s'y développent rapidement lorsqu'ils sont abimés (**Papizadeh et al., 2017 ; Tailliez, 2004**).

#### 1.3.1.7 Identification

L'identification des espèces de *Lactobacillus* peut être ambiguë si elle est basée sur des critères physiologiques et biochimiques uniquement, en raison des variations considérables des attributs biochimiques qui semblent se produire entre les souches actuellement considérées comme appartenant à la même espèce. Cette identification repose essentiellement sur des tests de fermentation des sucres (**Coeuret et al., 2003**). La galerie APIC50 CH avec l'utilisation du milieu pour *Lactobacillus* est la méthode biochimique la plus utilisée et probablement la plus fiable (**Ozgun et Vural, 2011**). Cependant, dans de nombreux cas les identifications réalisées ainsi manquent de précision et les interprétations peuvent être délicates. C'est pourquoi, il est nécessaire d'améliorer ou d'affiner les méthodes de détection des espèces du genre *Lactobacillus* (**Floros et al., 2012 ; Herbel et al., 2013**). L'utilisation des outils de taxonomie moléculaire comme l'hybridation quantitative ADN/ADN (**Pavlović et al., 2012**), les séquences des gènes d'ARNr 16S (**Vásquez et al., 2005**) et les approches polyphasiques (**Španová et al., 2015**) ont permis de lever les ambiguïtés et de nommer précisément les quelques espèces de lactobacilles d'intérêt en santé et en alimentation humaines parmi plus d'une centaine d'espèces de lactobacilles actuellement décrites (**Castro-González et al., 2019 ; Kleerebezem et Vaughan, 2009**).

#### 1.3.1.8 Intérêt technologique des lactobacilles

L'intérêt pratique des lactobacilles est considérable pour plusieurs raisons:

- La production d'acide lactique est l'une des principales fonctions des lactobacilles, car la quantité produite par ces derniers est supérieure à celles formée par les autres genres utilisés industriellement (**Bintsis, 2018 ; Streit et al., 2007**).
- L'activité protéolytique des lactobacilles participent à l'accélération de l'affinage des fromages avec un moindre risque de développement d'amertume et d'être à l'origine d'une flaveur plus intense (**Upadhyay et al., 2004**).
- Certaines espèces du genre *Lactobacillus* comme *Lb. delbrukii ssp. bulgaricus* possèdent une aptitude à produire un polysaccharide qui confère l'épaississement du milieu dans le cas de yaourt (**Damin et al., 2008 ; Serhan et al., 2009 ; Tamime et al., 2005**).
- Sont aussi proposés comme bioconservateurs dans les produits non fermentés car ils possèdent un pouvoir inhibiteur vis-à-vis des micro-organismes d'altération (**Dortu et Thonart, 2009**), en plus de cela les Lactobacilles augmentent la valeur nutritive de l'aliment auquel elles sont ajoutées (**Slover et Danziger, 2008**).

### 1.3.2 Genre *Bifidobacterium*

Le genre *Bifidobacterium* est un groupe probiotique essentiel dans les produits laitiers (**Issa et Tahergorabi, 2019**). Il produit de l'acide lactique et de l'acétate ce qui entraîne une baisse du pH qui est défavorable et inhiberait la croissance d'autres germes (**Delcenserie et al., 2002**). Ces bactéries ont la particularité de coloniser l'intestin. Leurs présences durables donne une bonne santé intestinale et le renforcement du système immunitaire (**Alegria et al., 2012 ; Bottacini et al., 2010**). Ce sont des bâtonnets à Gram positif, anaérobies strictes, immobiles, non sporulantes, ils sont hétérofermentaires, avec un pourcentage de bases GC compris entre 46 et 67% et les compositions en peptidoglycanes sont très variables. Leur forme est très irrégulière, en forme de V, X ou Y dont la forme Y est la plus caractéristique, ressemblant à des branches mais pouvant être coccoïdes (**Jian et al., 2001 ; Turroni et al., 2011**). Ils ont généralement un pH optimal de croissance autour de 6.5 à 7 et une température de croissance comprise entre 37°C et 41°C (**Axelsson, 2004 ; Biavati et Mattarelli, 2015**).

### 1.3.3 Genres *Enterococcus*, *Lactococcus* et *Streptococcus*

Ils étaient anciennement groupés en un seul genre *Streptococcus*. Ils sont très fréquents dans l'industrie alimentaire comme contaminant et surtout comme agents de fermentation homolactique (avec production d'acide lactique de type dextrogyre). Ils sont très exigeants sur le plan nutritionnel (**Collins et al., 1987**).

### 1.3.3.1 Genre *Enterococcus*

Les *Enterococcus* représentent le groupe des entérocoques, ils sont composés de streptocoques fécaux (*Enterococcus faecalis* et *Enterococcus faecium*) sont toutes les deux utilisées comme probiotiques (Devriese *et al.*, 2006 ; Hanchi *et al.*, 2018). Ce genre est constitué d'organismes Gram positif, anaérobies facultatives, comprend des cellules ovoïdes isolées, en paires ou en courtes chaînes, homofermentaires (Švec et Franz, 2014 ; Zhong *et al.*, 2017). Il se caractérise par sa tolérance à 6.5% de NaCl, au pH 9.6 et par la croissance à 10°C et 45°C avec une température optimale de croissance de 35°C à 37°C. De plus, les *Enterococcus* sont très résistantes au séchage (García-Solache et Rice, 2019).

L'utilisation des entérocoques chez l'homme reste controversée car ces microorganismes sont associés à la contamination fécale, aux maladies nosocomiales, ils possèdent des gènes de résistances aux antibiotiques ainsi que des facteurs de virulence. C'est pour cette raison que la sélection correcte et l'innocuité totale de ces microorganismes est d'une grande importance (Švec *et al.*, 2014).

### 1.3.3.2 Genre *Lactococcus*

Les cellules de *Lactococcus* sont sphériques ou ovoïdes, isolées, en paires ou en chaînes de longueur variable (Teuber, 2015). Ce sont des bactéries anaérobies facultatives homofermentaires ne produisant que de l'acide lactique L (+) à partir du glucose (Kim, 2014), seul *Lactococcus lactis* ssp. *lactis* biovar. *diacetylactis* produit le diacétyle (Teuber et Geis, 2006). Elles sont toutes mésophiles, la température optimale de croissance est proche de 30°C, capable de se développer à 10°C mais pas à 45°C, certaines peuvent croître à une température inférieure à 7°C après une incubation de 10 à 14 jours. Elles se développent généralement à 4% de NaCl et à un pH proche de la neutralité, leur croissance s'arrêtant lorsque le pH du milieu atteint 4.5 (Kim, 2014 ; Mofredj *et al.*, 2007 ; Yu *et al.*, 2017). Les plantes sont l'habitat typique de ce genre, ils sont présent ainsi chez les animaux et e leurs produits (Odamaki *et al.*, 2011).

### 1.3.3.3 Genre *Streptococcus*

Ce genre est globalement divisé en trois groupes: pyogène (la plupart des espèces pathogènes et hémolytiques), oral (tel que *S. salivarius*, *S. bovis*) et les autres streptocoques (Richards *et al.*, 2014 ; Toit *et al.*, 2014). Ces bactéries sont des cocci sphériques ou ovoïdes regroupées en paires ou en chaînettes, Gram positif, catalase négative, en général immobiles et homofermentaires (Park *et al.*, 2019 ; Patel et Gupta, 2018 ; Toit *et al.*, 2014). Leur température optimale de croissance est 37°C. Elles sont incapables à se développer à 15°C et à

pH 9.6 (**Badis et al., 2005**). Ce sont des commensales ou pathogènes chez l'homme et les animaux, la seule espèce de streptocoques utilisée en technologie alimentaire est *Streptococcus thermophilus* (**Chandan et al., 2017**).

#### 1.3.4 Genres *Leuconostoc*, *Oenococcus*, *Weissella*

Ils rassemblent les coques lenticulaires en paires ou en chainettes mésophiles, qui possèdent un caractère hétérofermentaire marqué, avec production d'acide lactique (isomère D), de CO<sub>2</sub> et d'éthanol. Les caractéristiques telles que l'hydrolyse de l'esculine, la formation de dextrane, les conditions de croissance, la capacité à croître à différents pH et à différentes températures, l'assimilation de citrate et/ou malate permettent la différenciation entre les genres *Leuconostoc* et *Weissella* (**Björkroth et Holzapfel, 2006 ; Endo et al., 2014**).

##### 1.3.4.1 Genre *Leuconostoc*

Les cellules de *Leuconostoc* sont des coques disposées en paires ou en chaînes mais ces bactéries sont hétérofermentaires obligatoires produisant de l'acide D (-) lactique, de l'éthanol et du CO<sub>2</sub> après la fermentation de glucose, ses espèces sont exigeantes du point de vue nutritionnel et leur croissance est toujours lente (**Björkroth et Holzapfel, 2006 ; Yehia et al., 2017**). Leur température optimum de croissance est comprise entre 20°C et 30°C, mais certaines sont capables de croître à 5°C. Presque aucune croissance ne se produit au-dessus de 40°C. Elles ne sont pas des bactéries acidophiles, le pH optimum de croissance est compris entre 6 et 7, certaines peuvent croître à pH 4.5 (**Johanna Björkroth et al., 2014 ; Cholakov et al., 2019 ; Holzapfel, Björkroth, et al., 2015**). Les espèces de *Leuconostoc* participent dans la fermentation, l'amélioration d'aliment par la production de composés aromatiques et l'amélioration de la texture par la production de dextrane (**Zarour et al., 2013**).

##### 1.3.4.2 Genre *Oenococcus*

Le genre *Oenococcus* est composé de deux espèces, *Oenococcus oeni* et *Oenococcus kitaharae* (**Badotti et al., 2014**). Ce sont des bactéries immobiles, asporulées de forme ellipsoïdale à sphérique avec un arrangement en paires ou en chaînes. Elles exigent un milieu riche en acides aminés et en facteurs de croissance (**Endo et Dicks, 2011**). Leur température optimale est de 20°C à 30°C, acidophiles, poussant à un pH initial de 4.8 ou non acidophile (croissance à pH 5-7.5, pH 6-6,8 comme optimum), selon l'espèce (**Dicks et Holzapfel, 2015**).

##### 1.3.4.3 Genre *Weissella*

Les cellules de ce genre sont ovoïdes ou de courts bâtonnets à bout ronds qui s'associent en paires ou en courtes chaînes. Elles sont hétérofermentaires et sont généralement immobiles (**Fusco et al., 2015 ; Jang et al., 2002**). Les espèces du genre *Weissella* sont connues pour



produire divers exopolysaccharides (EPS). La température optimale de croissance est de 15°C, mais quelques espèces peuvent croître entre 42°C et 45°C, ayant des exigences nutritionnelles complexes (**J. Björkroth et al., 2014 ; Fusco et al., 2015**).

### 1.3.5 Genres *Pediococcus* et *Tetragenococcus*

Le genre *Pediococcus* peut soit améliorer, soit diminuer la qualité de nombreux aliments et boissons. Il rassemble des coques uniformément sphériques ou ovoïdes mais jamais allongés dont la particularité qui les différencie des autres genres est le regroupement en paires ou en tétrades mais jamais les chaînes (**Holzappel, Franz, et al., 2015**). Ils sont Gram positif, non mobiles, catalase négative, oxydase négative, ne forment pas de spores et se développent dans des conditions facultativement aérobies à microaérophiles (**Gil-Sánchez et al., 2019**). Ce genre est mésophile, leur métabolisme est homofermentaire, ne produisant pas de CO<sub>2</sub> à partir du glucose, le plus souvent incapable d'utiliser le lactose et incapable de réduire les nitrates, leur développement nécessite la présence de divers facteurs de croissance. Pouvant pousser à un pH voisin de 5 mais non à pH 9 sauf *Pc. stilesii*. Leur température optimale de croissance varie de 25°C à 35°C (**Gil-Sánchez et al., 2019 ; Holzappel, Franz, et al., 2006 ; Wade et al., 2019**). Les espèces de *Tetragenococcus* ont un rôle crucial dans la fabrication des produits alimentaires à concentration élevée en sel comme les sauces de soja, alors que les pédiocoques sont parfois utilisés comme levains lactiques pour les charcuteries (**Tosukhowong et al., 2005**).



# Probiotiques

## 2 Probiotiques

### 2.1 Historique

La définition du terme probiotique a évolué dans le temps en fonction de la réflexion des chercheurs, des connaissances scientifiques et des avancées technologiques (**Vasiljevic et Shah, 2008**). Elle a été développée principalement grâce aux constatations de chercheur russe et prix Nobel Elie Metchnikoff qu'ayant suggéré que l'ingestion de bactéries lactiques vivantes accroît la longévité des populations en réduisant dans le tube digestif la population de bactéries putréfiantes ou produisant des toxines (**Anukam et Reid, 2007 ; Gharib, 2020 ; Ranadheera et al., 2010**). En 1965, Lilly et Stillwell proposent une des premières définitions des probiotiques « comme facteur promoteurs de croissance produits par des microorganismes ». Entre temps, plusieurs travaux se sont développés selon le concept que l'ingestion de microorganismes peut améliorer la santé de l'hôte (**Ringø et al., 2020**). Ce fut Parker qui proposa pour la première fois en 1974 le terme « probiotique » qui signifie pour la vie afin de désigner les microorganismes et substances qui contribuent au maintien de l'équilibre de la microflore intestinale (**Vasiljevic et Shah, 2008**). Plus tard, Fuller en 1989 a redéfini les probiotiques comme étant « des préparations microbiennes vivantes, utilisées comme additifs alimentaires, ayant une action bénéfique sur l'animal hôte en améliorant la digestion et l'hygiène intestinale » et depuis, plusieurs définitions des probiotiques ont succédé sur la base des nouvelles connaissances de leurs modes d'actions et de leurs effets bénéfiques sur la sante de l'hôte (**Gautam et Sharma, 2015 ; Mbye et al., 2020**).

### 2.2 Définition




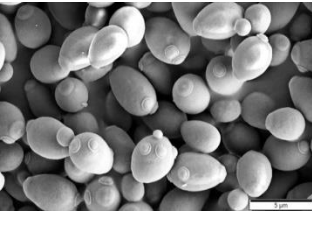
Le terme probiotique dérive de deux mots grec « pros » et « bios » qui signifient littéralement « pour la vie » par opposition aux antibiotiques qui signifie « contre la vie » (**Guarner et al., 2005 ; Nagpal et al., 2013**). Plus récemment et selon la définition adoptée par le groupe de travail mixte formé par l'organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et l'organisation mondiale de la santé (OMS) en 2002, les probiotiques sont « des microorganismes vivants qui, lorsqu'ils sont administrés en quantités adéquates, exercent une action bénéfique sur la santé de l'hôte qui les ingère » (**FAO/WHO, 2002**). Ces microorganismes généralement sont des bactéries qui influencent la santé humaine et animale et protègent de certaines infections intestinales, participent au premier lieu à la digestion et influencent le système immunitaire (**Malíková et al., 2020 ; Zheng et al., 2017**).

### 2.3 Microorganismes probiotiques

Les principaux microorganismes probiotiques qui sont utilisés appartiennent principalement aux genres *Lactobacillus*, *Bifidobacterium* et *Enterococcus* (**Rayavarapu et Tallapragada, 2019**).

Bien que d'autres espèces des genres *Escherichia coli*, *Bacillus* (bactéries non lactiques) et également des levures telles que *Saccharomyces* ont fait l'objet d'applications sur le marché du probiotique (Doron et Snyderman, 2015 ; Prado *et al.*, 2015 ; Soccol *et al.*, 2014). Toutefois, des interrogations subsistent en ce qui concerne l'utilisation sans danger de ces microorganismes non lactiques (Eaton et Gasson, 2001 ; Ishibashi et Yamazaki, 2001) (Tableau 02).

**Tableau 2** Principales espèces microbiennes utilisées comme probiotiques (Fijan, 2014 ; Khalighi *et al.*, 2016 ; Varankovich *et al.*, 2015).

<i>Lactobacillus</i>	<i>Bifidobacterium</i>	Autres bactéries lactiques	Bactéries non-lactiques
			
<ul style="list-style-type: none"> <li>- <i>L. acidophilus</i></li> <li>- <i>L. amylovirus</i></li> <li>- <i>L. brevis</i></li> <li>- <i>L. casei</i></li> <li>- <i>L. cellobius</i></li> <li>- <i>L. crispatus</i></li> <li>- <i>L. curvatus</i></li> <li>- <i>L. delbrueckii</i></li> <li>- <i>L. farciminis</i></li> <li>- <i>L. fermentum</i></li> <li>- <i>L. gallinarum</i></li> <li>- <i>L. gasseri</i></li> <li>- <i>L. johnsonii</i></li> <li>- <i>L. paracasei</i></li> <li>- <i>L. plantarum</i></li> <li>- <i>L. reuteri</i></li> <li>- <i>L. rhamnosus</i></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- <i>B. adolescentis</i></li> <li>- <i>B. animalis</i></li> <li>- <i>B. bifidum</i></li> <li>- <i>B. breve</i></li> <li>- <i>B. infantis</i></li> <li>- <i>B. lactis</i></li> <li>- <i>B. longum</i></li> <li>- <i>B. thermophilum</i></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- <i>Enterococcus faecalis</i></li> <li>- <i>Enterococcus faecium</i></li> <li>- <i>Lactococcus lactis</i></li> <li>- <i>Leuconostoc mesenteroides</i></li> <li>- <i>Pediococcus acidilactici</i></li> <li>- <i>Sporolactobacillus inulinus</i></li> <li>- <i>Streptococcus thermophilus</i></li> <li>- <i>Streptococcus diacetylactis</i></li> <li>- <i>Streptococcus intermedius</i></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- <i>Bacillus spp,</i></li> <li>- <i>Escherichia coli</i> Nissle</li> <li>- <i>Propionibacterium freudenreichii</i></li> <li>- <i>Saccharomyces cerevisiae</i></li> <li>- <i>Saccharomyces boulardii</i></li> </ul>

### 2.3.1 Lactobacilles en tant que probiotiques

Les lactobacilles occupent la majorité des espèces à intérêt probiotiques. Ils sont de plus en plus utilisés dans la pratique clinique en raison de leurs nombreux avantages pour la santé. Il a été

démontré aussi, que les infections associées aux souches de lactobacilles sont extrêmement rares (Slover et Danziger, 2008).

Les principaux effets bénéfiques sont:

- Prévention et traitement des diarrhées ;
- Atténuation de l'intolérance au lactose ;
- Prévention des allergies atopiques ;
- Diminution du risque de réapparition des infections urinaires ;
- Prévention et retardement de l'apparition de certains cancers ;
- Prévention et thérapie des vaginoses bactériennes ;
- Réduction du taux de cholestérol et prévention de certaines maladies cardio-vasculaires ;
- Modulation et stimulation de la fonction immunitaire ;
- Prophylaxie et thérapie des maladies intestinales inflammatoire : maladie de Crohn, et le syndrome du côlon irritable ;
- Prévention et traitement de l'infection par *Helicobacter pylori*.

(Gautam et Sharma, 2015 ; Hsieh et Versalovic, 2008 ; Mokoena *et al.*, 2016 ; Reid *et al.*, 2003 ; Vasiljevic et Shah, 2008).

## 2.4 Critères de sélection des probiotiques

Les probiotiques présentent des propriétés qui sont variables selon l'espèce ou la souche microbienne. Le choix des probiotiques dépend de ces propriétés et du type d'utilisation. Pour qu'un produit soit reconnu comme étant probiotique, une évaluation du produit basée sur plusieurs critères doit être effectuée suivant les recommandations de la FAO/OMS (Gómez *et al.*, 2016 ; Li *et al.*, 2019 ; Sendra *et al.*, 2016).

### 2.4.1 Critères de sécurité

- **Identification des souches:** les souches probiotiques doivent être identifiées par des méthodes moléculaires fiables de détermination du phénotype et du génotype (Jayashree *et al.*, 2014 ; Vasiljevic et Shah, 2008). Une fois identifiées, ces souches probiotiques doivent être déposées dans une collection de cultures reconnue à l'échelle internationale (Huys *et al.*, 2013).
- **Innocuité:** un microorganisme probiotique doit présenter une innocuité totale pour le consommateur et ne présente aucune propriété indésirable possible comme la résistance aux antibiotiques, cytotoxicité, activité hémolytique (Dalli *et al.*, 2017), ainsi l'absence de transfert de gènes entre les probiotiques et les bactéries du microbiote ...etc (Burgain *et al.*, 2011).

- **Origine:** les souches probiotiques d'origine humaine sont plus compatibles avec le tractus intestinal humain, elles peuvent cependant être d'une origine autre qu'humaine (animale, alimentaire, ou végétale), tant qu'elles ne sont pas reconnues comme étant dangereuses (Kosin et Rakshit, 2006 ; Saarela *et al.*, 2000). Certains auteurs exigent que l'origine de ces souches doit être humaine.

#### 2.4.2 Critères Fonctionnels

Pour être en conformité avec la définition de la (FAO/WHO, 2002), les souches probiotiques doivent avoir les caractéristiques suivantes:

- **Survivre au cours du transit digestif:** Les probiotiques doivent être capables de survivre au cours du transit digestif afin d'atteindre le site d'action et exercer leurs effets bénéfiques (Huckle et Zhang, 2011 ; Vasiljevic et Shah, 2008), cette capacité de survie est variable d'une souche à l'autre. Certains sont détruits dès leur passage dans l'estomac, par contre d'autres peuvent résister et survivent tout au long du transit. Au niveau de l'estomac, plus de deux litres de suc gastrique avec un pH aussi bas que 1.5 est sécrété chaque jour, tout microorganisme probiotique doit avoir une tolérance élevée à l'acidité pour qu'il puisse survivre (Kaur *et al.*, 2002 ; Shehata *et al.*, 2016). Les lactobacilles sont naturellement bien adaptés à des pH acides (Van De Guchte *et al.*, 2002). Les microorganismes qui survivent aux conditions acides de l'estomac doivent faire face à l'action détergente des sels biliaires libérés dans le duodénum (Sánchez *et al.*, 2013).
- **Tolérance aux sels biliaires:** La tolérance à l'acidité et aux sels biliaires sont deux critères préalables pour la sélection des bactéries potentiellement probiotiques (Saarela *et al.*, 2000 ; Van Coillie *et al.*, 2007). La tolérance aux sels biliaires diffère entre les souches du même genre, il y a deux hypothèses pour expliquer le phénomène de la résistance aux sels biliaires. Une hypothèse qui prétend qu'il y a des espèces bactériennes qui peuvent déconjuger les sels biliaires afin d'exploiter la taurine comme accepteur d'électrons qui a pour effet de diminuer la solubilité de la bile à pH bas et de réduire ses activités détergentes, cela est confirmé dans les études menées par Begley *et al.* (2006) ; Hamon *et al.* (2011). Rappelons que la taurine est un acide aminé entrant dans la composition de sels biliaires. La deuxième hypothèse suppose que les enzymes hydrolysant les sels biliaires (bile salts hydrolases (BSH)) protègent la bactérie de la toxicité de ces sels.
- **Capacité d'adhésion:** Cette capacité permet aux probiotiques de résister aux mouvements péristaltiques de l'intestin, car elle peut favoriser la résidence intestinale,

l'exclusion des agents pathogènes et l'interaction avec les cellules épithéliales et immunitaires de l'hôte (**Mercan *et al.*, 2015 ; Sebastian et Keerthi, 2013**).

#### 2.4.3 Critères Technologiques

- Viabilité et stabilité des microorganismes (**Amira *et al.*, 2020 ; Harzallah et Belhadj, 2013**) ;
- Conservation des propriétés probiotiques dans le produit fini et les souches probiotiques doivent rester stables lors de la conservation du produit et doivent être fournies en dosage approprié jusqu'à la date d'expiration (**Ahmadova *et al.*, 2013 ; Amira *et al.*, 2020**) ;
- Attribution de propriétés organoleptiques pour attirer le consommateur, les produits à base de probiotiques doivent posséder de bonnes propriétés organoleptiques, surtout le goût (**Bahri *et al.*, 2014**) ;
- Résistance aux phages (**Mattila-Sandholm *et al.*, 2002**).

#### 2.5 Mécanisme d'action

Les modes d'action par les quels certains probiotiques exercent les effets protecteurs ou thérapeutiques ne sont pas complètement élucidés (**Schneider, 2011**). Ces effets sont dus, soit à la présence de la souche, soit à une interaction avec la flore autochtone/le système immunitaire (**Kaur *et al.*, 2002**). De plus, ces mécanismes sont souvent observés lors d'études *in vitro* ou sur des modèles animaux, ce qui limite l'extrapolation des résultats aux êtres humains (**Butel, 2014 ; Quigley, 2011**).

##### 2.5.1 Renforcement de la barrière épithéliale

La barrière intestinale présente un mécanisme de défense majeur impliqué dans le maintien de l'intégrité épithéliale et dans la protection de l'organisme contre les agressions de l'environnement (**Ohland *et al.*, 2010**). Les probiotiques ont été largement étudiés pour leur implication dans le maintien de cette barrière. Cependant, les mécanismes par lesquels les probiotiques améliorent la fonction de barrière intestinale ne sont pas complètement comprises (**Bermudez-Brito *et al.*, 2012**). Il a été rapporté que l'incubation des cellules intestinales avec les *Lactobacillus* influe de façon différentielle la phosphorylation des protéines de jonction d'adhérence et l'abondance de la protéine kinase C (PKC), modulant ainsi positivement la fonction de barrière épithéliale (**Hummel *et al.*, 2012**). Leur utilisation prévient aussi l'altération de l'épithélium induite par les cytokines qui caractérise les maladies inflammatoires de l'intestin et peut également contribuer au renforcement de la barrière muqueuse (**Ouwehand *et al.*, 2002**). Les mucines (Glycoprotéines) sont les principaux constituants macromoléculaires de mucus

épithéliaux, les probiotiques peuvent favoriser la sécrétion de mucus comme un mécanisme pour améliorer la fonction de la barrière et l'exclusion des agents pathogènes (**Mack et al., 2003**).

### 2.5.2 Production de substances inhibitrices

Le mécanisme d'action des probiotiques concernant l'inhibition de la croissance des pathogènes, est effectué grâce à la production de substances antimicrobiens (**Ng et al., 2009**). Ces substances sont les acides organiques (acide lactique, acétique et le diacétyle), le peroxyde d'hydrogène et des substances de nature protéiques appelées bactériocines (**Servin, 2004**). L'effet inhibiteur des acides organiques est principalement causé par leur pénétration dans la cellule bactérienne à travers la membrane bactérienne, ils se dissocient à l'intérieur de son cytoplasme et inhibent l'activité enzymatique cellulaire des pathogènes acido-sensibles. Cette diminution du pH peut donc affecter la viabilité des pathogènes bactériens (**Fayol-Messaoudi et al., 2005 ; Lavermicocca et al., 2008**). En outre, l'activité antimicrobienne du peroxyde d'hydrogène est attribuée à son fort effet oxydant sur la cellule bactérienne et à la destruction des structures moléculaires de base des protéines cellulaires (**Collado et al., 2010**). La production de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> par *Lactobacillus* peut être un mécanisme de défense antimicrobien non spécifique de l'écosystème vaginal normal (**Reid, 2002 ; Reid et Burton, 2002**). Jusqu'à récemment, l'opinion dominante était que le H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> est le facteur antimicrobien majeur produit par les lactobacilles (**Tachedjian et al., 2017**). Un grand nombre de bactéries lactiques produisent des bactériocines tels que la lactocidine, la reuterine ou l'acidophiline, qui sont des peptides ou protéines de synthèse ribosomale avec une activité antimicrobienne (**Cotter et al., 2005 ; Šušković et al., 2010**). Les bactériocines agissent au niveau de la membrane cellulaire par un mécanisme commun qui comprend la destruction des cellules cibles par la formation des pores et / ou l'inhibition de la synthèse de la paroi cellulaire (**Bermudez-Brito et al., 2012 ; Corr et al., 2007 ; Rea et al., 2010**).

### 2.5.3 Compétition pour l'adhésion

Les probiotiques entrent en compétition avec les agents pathogènes pour les sites d'adhésion situés sur les muqueuses intestinales ou d'autres surfaces épithéliales (**Chabrillón et al., 2005**). Les souches probiotiques colonisent les surfaces muqueuses sans provoquer de maladies et peuvent même établir une relation symbiotique en aidant à la digestion, en déplaçant les bactéries pathogènes ou en immunomodulant (**Nikoskelainen et al., 2001 ; Vine, Leukes, et Kaiser, 2004**). De même certaines souches de *Bifidobacterium* et *Lactobacillus* ont la capacité d'adhésion sur la surface de la muqueuse intestinale et favorisent l'amélioration d'un effet barrière fonctionnel contre l'invasion des pathogènes (**Khalighi et al., 2016**).

Les mécanismes de compétition de l'adhésion se font généralement de deux façons:



- Compétition spécifique par l'intermédiaire des adhésines (**Gueimonde et al., 2006**) ;
- Compétition non spécifique en impliquant des interactions de faibles liaisons (forces de Van der Waals, forces électrostatiques et liaisons hydrogène) (**Kim et al., 2008** ; **Shanahan, 2011**).

#### 2.5.4 Compétition pour les nutriments

L'inhibition de la croissance des pathogènes peut également s'effectuer par un processus de compétition pour les nutriments (**Oelschlaeger, 2010**). Les probiotiques peuvent utiliser des nutriments (molécules) issus du métabolisme des micro-organismes pathogènes (détoxification) (**Rolfe, 2000**). La compétition pour les nutriments essentiels entre les micro-organismes est très intense, l'interaction dépendant de la vitesse d'absorption des nutriments, de la vitesse métabolique inhérente, du taux de croissance et de la sécrétion d'inhibiteurs spécifiques (**Luis Balcázar et al., 2006**).

#### 2.5.5 Modulation du système immunitaire

Les probiotiques peuvent procurer des effets bénéfiques en stimulant l'immunité non spécifique et en modulant la réponse immunitaire humorale et cellulaire (**Fong et al., 2016**). Ce mécanisme porte sur l'interaction des probiotiques avec le système immunitaire pour accroître la réponse immune de l'hôte contre les pathogènes d'une manière dépendante de la souche (**Blum et Schiffrin, 2003** ; **Lee et Mazmanian, 2010**). La modulation du système immunitaire se fait par différents mécanismes, parmi ces mécanismes, le renforcement de la réponse immunitaire non spécifique contre les infections, la stimulation de l'activité des cellules phagocytaires avec l'amélioration de la production des immunoglobulines intestinale IgA et l'induction de la synthèse des cytokines (**Holzapfel, Goktepe, et al., 2006**).

### 2.6 Autre microorganismes

#### 2.6.1 Levures

Les levures sont des champignons unicellulaires, utilisées dans l'industrie alimentaire pour la production de boissons alcoolisées (fermentation alcoolique), telles que la bière, le vin, l'alcool industriel et le saké mais également dans la fabrication du pain (panification) (**Steensels et al., 2014**). La majorité des levures décrites comme probiotiques appartiennent au genre *Saccharomyces* avec l'espèce *S. cerevisiae*, et *Saccharomyces boulardii* (**McFarland, 2010** ; **Moslehi-Jenabian et al., 2010**). *Saccharomyces boulardii* est une levure semblable à *S. cerevisiae*, isolée pour la première fois en 1923 par le scientifique français Henri Boulard, c'est une levure ubiquitaire qui se retrouve dans les plantes, les fruits et le sol, se caractérise par sa grande tolérance au pH acide et sa capacité à se développer à une température de 37°C



(Kelesidis et Pothoulakis, 2012 ; Van der Aa Kühle et Jespersen, 2003). Actuellement elle est employée comme probiotique dans les produits pharmaceutiques (compléments alimentaires ou médicaments) démontrant son grand intérêt en cas de diarrhées (réduction de la fréquence) ou de prise d'antibiotiques (prévention de la diarrhée associée à l'antibiothérapie). Elle favorise le réensemencement et la croissance des germes utiles, les saprophytes en inhibant celle des germes nuisibles. Elle réduit de manière sensible l'apparition des colites et des colopathies fonctionnelles ou syndrome du côlon irritable (ballonnements, douleurs abdominales chroniques, troubles du transit chroniques...etc.) (Fijan, 2014 ; Moslehi-Jenabian *et al.*, 2010).

### 2.6.2 Bactéries non lactiques

D'autres bactéries, dont le métabolisme est différent des précédentes, font également preuve d'intérêt en tant que probiotiques. Il s'agit notamment de la souche *Escherichia coli* Nissle 1917 et de bactéries sporulées dont *Bacillus subtilis* et *Bacillus cereus*.

#### 2.6.2.1 *Escherichia coli* Nissle 1917

*Escherichia coli* Nissle 1917 est une bactérie Gram négatif non pathogène appartenant à la famille des entérobactéries, qui confère des avantages pour la santé sans effets nocifs connus sur divers hôtes et est commercialisée sous le nom commercial Mutaflor (Sonnenborn et Schulze, 2009). Elle a été isolée pour la première fois par le Dr Alfred Nissle pendant la première guerre mondiale (Ou *et al.*, 2016). *Escherichia coli* Nissle a été l'une des premières souches utilisées comme probiotique pour sa capacité à lutter contre les infections gastro-intestinales bactériennes (Massip *et al.*, 2019 ; Pradhan et Weiss, 2020). Il a été démontré qu'elle:

- Produit des composés antimicrobiens tels que des bactériocines ou des microcines ;
- Module les réponses immunitaires de l'hôte ;
- Participe à l'exclusion compétitive des agents pathogènes ;
- A utilisée comme traitement contre la diarrhée, les maladies inflammatoires de l'intestin et d'autres maladies (Helmy *et al.*, 2017 ; Wassenaar, 2016).

#### 2.6.2.2 *Bacillus*

Les espèces de *Bacillus* sont des bâtonnets à Gram positif, formant des spores (endospore), aérobie ou facultativement anaérobie (Mombelli et Gismondo, 2000). L'utilisation d'espèces de *Bacillus* comme probiotiques a suscité un intérêt récent en raison du fait que les bactéries sporulantes contrairement aux cellules végétatives, possèdent un certain nombre de caractéristiques intéressantes tels que la résistance à la chaleur, au froid, aux radiations, à la dessiccation et aux désinfectants et une large plage de stabilité du pH permet aux spores de survivre au passage à travers la barrière gastrique à pH bas de l'estomac (Cutting, 2011 ;

**Lefevre et al., 2017**). Les préparations probiotiques contenant des espèces de *Bacillus* sont révélées efficaces pour prévenir les troubles gastro-intestinaux tels que la diarrhée infantile lorsqu'elles sont utilisées à titre prophylactique (**Hong et al., 2005**), diminuent la durée des infections respiratoires chez les enfants (**Marseglia et al., 2007**) et ont un effet bénéfique sur les symptômes associés au syndrome du côlon irritable (**Tompkins et al., 2010**).

Aptitude adhésive  
des souches  
probiotiques

### 3 Aptitude adhésive des souches probiotiques

#### 3.1 Généralités

L'adhésion des bactéries probiotiques aux constituants du tractus gastro-intestinal (le mucus, les cellules épithéliales et les protéines de la matrice extracellulaire) est l'un des critères majeurs et essentiels pour leur sélection (**Campaniello et al., 2018 ; Dutta et al., 2018 ; Sophatha et al., 2020 ; Vélez et al., 2007**). C'est une action qui se caractérise par l'ensemble des phénomènes physicochimiques et biologiques entre les protéines de surface présente chez les probiotiques et les cellules épithéliales de la muqueuse intestinale (**Buck et al., 2005 ; Saito, 2004**), et dépendante entre autres, du flux de matière dans la lumière intestinale, de la compétition pour les éléments nutritifs et de la disponibilité des sites d'adhésion (**Schillinger et al., 2005**).

L'adhésion permet d'augmenter le temps de rétention des probiotiques dans l'intestin pour mieux résister aux mouvements péristaltiques intestinaux. Il est généralement admis que l'effet probiotique aura d'autant plus de chance d'être maximal que le microorganisme vivant séjournera longtemps dans le tube digestif (**Lee et Salminen, 2009 ; Servin, 2004**).

L'adhésion des probiotiques est un processus complexe qui se déroule essentiellement en deux phases (**Fernando et al., 2011**), la première phase conduit à un attachement transitoire pendant lequel la bactérie va chercher à évaluer la surface sur laquelle elle se trouve, cette première adhésion est appelée « adhésion réversible », elle est caractérisée par l'adsorption faible des cellules bactériennes sur la surface par des liaisons chimiques non covalentes. Ces liaisons sont non spécifiques de type attractives de Van der Waals, électrostatiques répulsifs de coulomb et hydrophiles / hydrophobe ou encore acide-base de Lewis (**Chmielewski et Frank, 2003 ; Kurinčič et al., 2016 ; Mittelviehhaus et al., 2019 ; Poli et al., 2019**). Cette colonisation primaire de ces microorganismes est sensible et peut alors facilement être altérée par les différents facteurs physiques, chimiques ou encore biologiques et les microorganismes sont alors facilement détachables (**Sjollema et al., 2017**).

La seconde phase c'est une association stable avec la surface appelée « adhésion irréversible ». Cette phase permet un rapprochement des bactéries de leur cible, qui sera suivi d'une interaction plus spécifique entre des facteurs associés à la paroi bactérienne appelés adhésines et des récepteurs complémentaires présents sur les cibles (**Mittelviehhaus et al., 2019 ; Salas-Jara et al., 2016**). Ces adhésines peuvent être des protéines, des acides lipoteichoïques ou des polysaccharides (**Johnson-Henry et al., 2007 ; Van Tassell et Miller, 2011**).

C'est à partir de l'adhésion irréversible que va pouvoir avoir lieu à la colonisation de la surface (**Trush et al., 2020**). En effet, elle va permettre la formation d'agrégats cellulaires sur la surface

par division des bactéries déjà adhérees mais aussi en facilitant l'adhésion des bactéries planctoniques en suspension dans le milieu par des phénomènes de co-agrégation (**Berne *et al.*, 2018 ; Burgain *et al.*, 2014**).

### 3.2 Propriétés de surface bactérienne

#### 3.2.1 Hydrophobicité

L'expression « hydrophobicité de la surface cellulaire (CSH) » est souvent considérée comme auto-explicative. L'hydrophobicité est mieux définie comme la plus grande tendance d'un microorganisme à adhérer à des substrats hydrocarbonés ou non polaires (hydrophobines) qu'à l'eau (**Ren *et al.*, 2018**). L'hydrophobicité est une propriété qui reflète l'affinité des composants de la surface cellulaire du microbe pour l'eau et elle est calculée en estimant l'affinité des surfaces cellulaires pour les substances hydrophobes comme les colonnes hydrophobes, les solvants ou les billes de polystyrène (**Vij *et al.*, 2020**). Elle est importante pour l'adhésion car les interactions hydrophobes ont tendance à s'amplifier avec l'augmentation de la nature non polaire de l'un ou des deux surfaces impliquées (la surface cellulaire et la surface du substrat) (**Donlan, 2002 ; Vesterlund *et al.*, 2005**).

##### 3.2.1.1 Mécanisme d'hydrophobicité

Les bactéries n'adhèrent qu'à des substrats complémentaires. Ils adhèrent par des interactions ioniques ou électrostatiques, des liaisons hydrogène, des effets hydrophobes et par des complexes de coordination impliquant des ions métalliques multivalents (**Piwat *et al.*, 2015 ; Servin et Coconnier, 2003**). Aucune autre force connue n'est capable de participer aux interactions d'adhésion (**Ofek et Doyle, 1994**). L'adhésion par des interactions hydrophobes est souvent qualifiée de non spécifique (**Colloca *et al.*, 2000**), c'est-à-dire l'interaction entre deux groupes non polaires est fondamentale importance à la fois dans l'attachement des bactéries entre elles et dans l'adhésion bactérienne aux tissus et aux corps étrangers (**Baillif *et al.*, 2010**). L'hydrophobicité d'une bactérie est due en grande partie à la présence des composés de surface de la bactérie utiles à l'adhésion (**Bai *et al.*, 2016 ; Gargiulo *et al.*, 2008 ; Lutterodt *et al.*, 2009**). Ces composés peuvent se lier aux cellules épithéliales et influencer ainsi la capacité d'adhésion dans une certaine mesure (**de Souza *et al.*, 2019**). Selon de nombreuses études, plus une surface est hydrophobe, plus l'affinité est élevée et plus l'adsorption des protéines est importante (**Wertz et Santore, 2001**).

##### 3.2.1.2 Méthodologie d'évaluation d'hydrophobicité

Il existe plusieurs techniques ayant pour but de quantifier l'hydrophobicité de surface cellulaire. Cependant, parmi toutes les méthodes expérimentales pour évaluer l'hydrophobicité de la

surface des cellules microbiennes, seules les mesures de l'angle de contact (MAC) avec l'eau sur les pelouses microbiennes reflètent directement ce que le mot « hydrophobicité » exprime (**Liu et al., 2017 ; Zhu et al., 2016**), le principe de ce phénomène est de déposer une goutte d'eau sur le film et l'angle entre le plan horizontal du film et la tangente de la goutte au point de contact des trois phases eau-solide-air correspond à l'angle de contact (**Shi et Zhang, 2017**), plus l'angle est élevé (plus la goutte est bombée) et plus l'échantillon est hydrophobe (la valeur de l'angle de contact est supérieure à 90°) (**Villa et al., 2018 ; Zhenyu et al., 2016**). L'angle de contact dépend de plusieurs facteurs, tels que la rugosité, le mode de préparation de la surface et la propreté de la surface (**Burton et Bhushan, 2005 ; Villa et al., 2018**). Un avantage des mesures de MAC est qu'elles génèrent des données qui peuvent être utilisées pour des calculs d'énergie d'interaction (**Harms et Wick, 2015**). D'autres méthodes qui prétendent mesurer l'hydrophobicité de la surface des cellules microbiennes sont indirectes. Ces méthodes comprennent :

- **Chromatographie d'interaction hydrophobe**, qui est par principe une suspension cellulaire traverse une colonne remplie d'un gel de sépharose lié à un ligand hydrophobe, les cellules retenues par le gel correspondent aux cellules hydrophobes et sont généralement déterminées par mesure de densité optique (**Jian et al., 2011 ; Nfor et al., 2011 ; Queiroz et al., 2001**).
- **Technique de partage de deux phases liquides** (TPP), les propriétés de surface des cellules sont estimées ici selon leur distribution entre deux gels non miscibles, l'un hydrophile (dextran) l'autre hydrophobe (polyéthylène glycol). Les cellules peuvent se placer également à l'interface. Leur recouvrement après mélange est délicat, la séparation des phases est longue et peut ne pas être complète (**Berggren et al., 2002 ; Grilo et al., 2016 ; Obuekwe et al., 2007**).
- **Technique de BATH** (bacterial adherence to hydrocarbons), proposée par **Rosenberg (1984)** connue également sous le nom MATH (microbial adherence to hydrocarbons) qui est la plus utilisée pour sa simplicité, sa facilité et sa rapidité (**Aslim et al., 2007 ; Sabati et Motamedi, 2018**). Le principe de cette méthode repose sur l'adhésion des bactéries à une surface apolaire formée par les gouttelettes d'hydrocarbure (**Rosenberg, 2017 ; Vinderola et al., 2004**). Ce test consiste à mélanger vigoureusement une suspension bactérienne lavée avec un tampon de composition physico-chimique déterminée, en présence soit d'un hydrocarbure linéaire (n-octane, hexadécane) ou d'un hydrocarbure cyclique (benzène, toluène, xylène) dans des conditions bien définies de pH, de température et d'agitation (**Nachtigall et al., 2019**). Et la diminution subséquente de la densité optique de la suspension due à l'adhésion des micro-organismes à l'hydrocarbure est mesurée par absorbance à 600 nm (**de Melo Pereira et al., 2018**). La méthode peut être utilisée pour une comparaison d'affinité

microbienne à un solvant monopolaire et un solvant apolaire. Le solvant monopolaire peut être acide (accepteur d'électron) ou basique (donneur d'électron) (**Hamadi et al., 2004**).

L'hydrophobicité consiste à mettre en contact une suspension bactérienne de densité optique (DO) connue avec un solvant. Après une brusque agitation, des microgouttelettes de solvants se forment sur lesquelles les bactéries adhèrent ou non, selon l'hydrophobicité (**Giaouris et al., 2009 ; Škvarla et al., 2002**). Il suffit de mesurer la DO de la phase aqueuse après agitation et repos pour déterminer le pourcentage d'adhésion au solvant à l'aide de ce rapport:

$$H(\%) = \frac{DO \text{ (phase aqueuse de départ)} - DO \text{ (phase aqueuse après mélange)}}{DO \text{ (phase aqueuse de départ)}} \times 100$$

D'après (**Tauveron et al., 2006**), il est permis de dire qu'une bactérie est hydrophile quand ce pourcentage est inférieur à 40%, hydrophobe quand le pourcentage est compris entre 40% et 60% et hautement hydrophobe quand ce pourcentage est supérieur à 60%.

- **Test d'agrégation en sel** (Salt aggregation test (SAT)) est une technique simple permettant de mesurer l'hydrophobicité des surfaces des cellules bactériennes qui consiste à mettre en contact une suspension bactérienne avec des concentrations croissantes de sulfate d'ammonium qui est généralement utilisé pour précipiter des protéines dans ce test (**Lindahl et al., 1981**). Les micro-organismes hydrophobes, lorsqu'ils sont mélangés avec du sulfate d'ammonium ont tendance à s'agréger, les taux d'agrégation peuvent être surveillés par des lectures de turbidité (**Mehmood et al., 2016**). Cependant, lors de la réalisation régulière de la SAT, quelques facteurs encombrants ont été révélés, tels que la température, le pH et le temps qui ont une incidence sur les résultats du test. Ces variables doivent donc être maintenues constants au cours d'une expérience (**May et al., 2019 ; Raseena Beegum et al., 2019**).

### 3.2.2 Auto-agrégation

L'auto-agrégation est parmi les plus importants critères de sélection des souches probiotiques. Il peut être considéré comme un marqueur pour la capacité d'adhérence et la colonisation à la muqueuse du tractus digestif (**Chaffanel et al., 2018 ; Gomaa, 2013 ; Taheri et al., 2009**), afin de manifester les effets bénéfiques, les bactéries probiotiques doivent atteindre une masse adéquate par agrégation (**Rahman et al., 2008 ; Schachtsiek et al., 2004**). La formation des agrégats multicellulaires a été signalée pour un certain nombre d'espèces bactériennes appartenant à des groupes très différents comme par exemple les lactobacilles (**Lukic et al., 2014 ; Nikolic et al., 2010 ; Zhang et al., 2018**), cette propriété peut interagir de manière non

spécifique et pousser les lactobacilles à former un biofilm sur les cellules afin d'empêcher la colonisation des pathogènes (Juárez Tomás *et al.*, 2005 ; Kesarcodi-Watson *et al.*, 2008 ; Vine, Leukes, Kaiser, *et al.*, 2004). Il existe deux types d'agrégation différents : la co-agrégation est le résultat de la reconnaissance de cellule à cellule entre deux souches (espèces) bactériennes différentes (Kos *et al.*, 2003 ; Rafi *et al.*, 2019), tandis que l'auto-agrégation ou auto-agglutination c'est un processus par lequel les bactéries appartenant à la même souche (Dlamini *et al.*, 2019 ; Kragh *et al.*, 2016 ; Sorroche *et al.*, 2012) interagissent physiquement les unes avec les autres et observées au niveau macroscopique comme la formation d'amas bactériens qui se déposent au fond des tubes de culture (Corno *et al.*, 2014 ; Janković *et al.*, 2012 ; Malik *et al.*, 2003). Ainsi, l'auto-agrégation peut être considérée comme une sorte de processus d'auto-reconnaissance. Il s'agit d'un phénomène largement observé chez les espèces environnementales et pathogènes (Trunk *et al.*, 2018).

### 3.2.2.1 Mécanisme d'auto-agrégation

En général, les mécanismes d'agrégation cellulaire chez les bactéries et la fonctionnalité des facteurs d'agrégation de surface restent flous et ne sont pas entièrement compris et semblent être probablement spécifiques à l'espèce et dépendant de l'environnement (García-Cayuela *et al.*, 2014), néanmoins, ce phénomène d'auto-agrégation est basée sur les interactions adhésives complexes entre les bactéries (Rickard *et al.*, 2003 ; Sorroche *et al.*, 2012) impliquant des molécules soit localisées à la surface des cellules tels que l'acides lipotéichoïques, protéines ou glucides, soit sécrétées par celles-ci comme les peptides ou protéines solubles (Ekmekci *et al.*, 2009). Ainsi, les facteurs favorisant l'agrégation (Apf) et les gènes codant ont déjà été caractérisés pour plusieurs espèces de *Lactobacillus*, dont *Lb. crispatus*, *Lb. gasseri*, *Lb. acidophilus* et *Lb. paracasei* (Goh et Klaenhammer, 2010 ; Lozo *et al.*, 2007 ; Marcotte *et al.*, 2004).

### 3.2.2.2 Méthodologie d'évaluation de l'auto-agrégation

Il existe plusieurs façons de démontrer l'auto-agrégation des bactéries. La plus simple consiste à laisser les cultures statiques dans des tubes de culture étroits pendant un temps donné et à photographier les résultats. Les cultures témoins restent turbides, tandis que les cultures qui s'auto-agrègent se déposent au fond du tube laissant un surnageant clair. Le temps nécessaire pour observer la sédimentation de cette manière varie en fonction des agglutinines et des bactéries présentes, il varie de quelques minutes à plusieurs heures voire toute la nuit (Bhargava *et al.*, 2009 ; Guerry *et al.*, 2006 ; Meuskens *et al.*, 2017 ; Xiao *et al.*, 2012).

Pour une analyse plus quantitative, l'auto-agrégation est généralement mesurée par un essai de sédimentation ou de décantation (Misawa et Blaser, 2000 ; Montero *et al.*, 2017 ; Pearson *et*



*al.*, 2002). Le dispositif est similaire à celui décrit ci-dessus mais dans ce cas la souche a été mis avec une solution saline tamponnée au phosphate (PBS) (Ogunremi *et al.*, 2015). La sédimentation des agrégats est enregistrée en mesurant la turbidité des cultures depuis le haut des tubes à des intervalles donnés. La réduction de la turbidité est ensuite tracée en fonction du temps, soit comme valeur de la densité optique ou comme fraction de la turbidité initiale (Del Re *et al.*, 2000 ; Malik *et al.*, 2003). Une autre méthode pour quantifier l'auto-agrégation est en comparant la turbidité d'une culture statique à une culture témoin tourbillonnée. Le rapport entre la turbidité de la culture statique à la culture tourbillonnaire est alors tracé (Glaubman *et al.*, 2016).

Au cours des dernières années, Il y a une utilisation fréquente de la cytométrie en flux comme méthode pour étudier l'auto-agrégation bactérienne (Beloin *et al.*, 2008 ; McLean *et al.*, 2008 ; Tomich et Mohr, 2003). C'est une méthode d'analyse des propriétés physiques de particules d'une taille comprise entre 1 et 100 µm environ, où les particules en suspension dans un courant de fluide sont passés par des détecteurs un par un (Geng et Henry, 2011). La lumière diffusée donne une indication de la taille de la particule, de la cellule ou de l'agrégat, alors que la fluorescence peut être utilisée pour différencier les différentes sous-populations bactériennes. L'auto-agrégation peut également être observée au microscope. La distribution des cellules dans un échantillon permet de vérifier plus de paramètres, tels que la taille des agrégats ou le nombre moyen de cellules dans les agrégats (Trunk *et al.*, 2018).

### 3.2.3 Relation de l'hydrophobicité et l'auto-agrégation avec l'adhésion bactérienne

Toute bactérie probiotique doit adhérer à la surface avant qu'ils ne puissent exercer leurs effets bénéfiques (FAO/WHO, 2002). Cependant, l'évaluation *in vivo* de la capacité d'adhésion n'est pas facile à réaliser et également coûteux en termes de matériaux. La capacité d'auto-agrégation et l'hydrophobicité de surface des bactéries sont deux caractéristiques indépendantes et leur détermination a été proposée comme méthode indirecte pour l'identification préliminaire des bactéries potentiellement adhérentes (Bao *et al.*, 2010 ; Chen *et al.*, 2010 ; Collado *et al.*, 2008 ; M. C. Collado *et al.*, 2007 ; Rahman *et al.*, 2008 ; Tuo *et al.*, 2013). Plusieurs chercheurs ont signalé une bonne relation entre l'auto-agrégation et la capacité d'adhésion (Del Re *et al.*, 1998 ; Del Re *et al.*, 2000 ; Pérez *et al.*, 1998) et l'hydrophobicité de surface et la capacité d'adhésion (Pan *et al.*, 2006 ; Wadstroum *et al.*, 1987), certains chercheurs ont proposé la capacité d'auto-agrégation comme un outil plus efficace, plus facile et reproductible pour évaluer la capacité d'adhésion que l'hydrophobicité de surface (Del Re *et al.*, 1998 ; Del Re *et al.*, 2000 ; Pérez *et al.*, 1998).

L'hydrophobicité de la surface cellulaire, permet une interaction améliorée entre les cellules épithéliales et les probiotiques (Falah *et al.*, 2019 ; Van der Mei *et al.*, 2003). C'est un critère qui varie d'un organisme à l'autre et d'une souche à l'autre (Vatsos *et al.*, 2001). Les bactéries hydrophobes paraissent avoir une capacité d'adhésion supérieure par rapport aux bactéries hydrophiles (Stevik *et al.*, 2004). L'hydrophobicité bactérienne peut également être un facteur important dans d'autres phénomènes liés à l'adhésion, tels que la motilité de glissement et la propagation des colonies. Il semble cependant que l'hydrophobicité de la bactérie jouerait quand même un rôle moindre dans l'adhésion par rapport à celui joué par l'hydrophobicité du support (Baillif *et al.*, 2010 ; Katsikogianni et Missirlis, 2004).

L'auto-agrégation des souches probiotiques semble aussi avoir une influence sur leur adhésion aux cellules épithéliales intestinales (Saito *et al.*, 2019 ; Savard *et al.*, 2011). En général, ces souches spécifiques présentent des capacités d'auto-agrégation plus élevées que les souches d'agents pathogènes (M. Collado *et al.*, 2007), donc ils peuvent potentiellement inhiber l'adhésion des bactéries pathogènes, empêchant sa colonisation par l'établissement d'une barrière, ce qui rend les agents pathogènes plus facilement éliminés (Schachtsiek *et al.*, 2004 ; Schillinger *et al.*, 2005). Les facteurs qui empêchent l'infection des pathogènes sont notamment la présence physique de micro-organismes bénéfiques et la modulation de système immunitaire par ces organismes (Cesena *et al.*, 2001 ; Collado *et al.*, 2008 ; Sherman *et al.*, 2009 ; Voltan *et al.*, 2007).

### 3.2.4 Facteurs influençant l'hydrophobicité et l'auto-agrégation

Plusieurs propriétés des interactions hydrophobes et d'auto-agrégation peuvent servir de critères pour leur participation à l'adhésion de deux surfaces (Bujnakova *et al.*, 2004). Elles varient non seulement en fonction des espèces bactériennes mais aussi selon les souches d'une même espèce, et elles sont influencées par l'âge de la bactérie (Baillif *et al.*, 2010). Différentes études ont montré que l'attachement de nombreuses espèces bactériennes est meilleur en phase stationnaire par rapport à la phase exponentielle (Boutaleb, 2007) et par les propriétés structurales de la surface bactérienne (protéines, glycoprotéines, acides teichoïque et lipoteichoïque, de fibrilles de surface et les adhésines) (Giaouris *et al.*, 2009 ; Krasowska et Sigler, 2014 ; Petrova *et al.*, 2019 ; Ramiah *et al.*, 2008).

#### 3.2.4.1 pH

Une diminution des valeurs de pH du milieu induit une diminution de la charge et une augmentation de l'hydrophobicité des surfaces cellulaires car les répulsions électrostatiques diminuent (Van der Mei *et al.*, 2003). L'auto-agrégation semblait être fortement affectée par le pH. L'agrégation supérieure obtenue à un pH faible pourrait être expliquée par des

modifications de la charge de surface bactérienne, comme par une diminution des forces de répulsion de Coulomb, qui pourrait favoriser l'approche des cellules (**Juárez Tomás *et al.*, 2005**), l'augmentation de l'auto-agrégation pourrait être liée à la diminution des valeurs du pH (**Canzi *et al.*, 2005**).

### 3.2.4.2 Température

Les interactions hydrophobes augmentent avec l'augmentation de la température (**Hjertén, 1981**). Cependant, les températures très élevées peuvent affecter les caractéristiques hydrophobes de la surface bactérienne, ceci est dû à la transformation de la conformation ou la dénaturation des protéines de surfaces bactérienne qui peuvent jouer un rôle dans le caractère hydrophobe de la surface et par conséquent diminution de l'hydrophobicité de la bactérie (**Chen *et al.*, 2003**).

### 3.2.4.3 Composition ionique du milieu

Les interactions hydrophobes sont également renforcées par le relargage des ions, selon la série de Hofmeister. À des concentrations élevées des ions de relargage, la solubilité du soluté est affectée par diminution de la disponibilité des molécules d'eau dans la masse et augmentation de la tension superficielle de l'eau, ce qui entraîne une augmentation des interactions hydrophobes en raison de la suppression des interactions électrostatiques. Par contre l'auto-agrégation, plus la force ionique augmente, plus les charges de surface sont écrantées et moins les bactéries sont capables d'interagir ensemble (**Lindahl *et al.*, 1981**).

### 3.2.4.4 Sels biliaires

Les sels biliaires exercent un effet négatif sur l'hydrophobicité. La diminution de l'hydrophobicité après traitement par les sels biliaires suggère que l'adsorption de la bile pourrait être due à des interactions hydrophobes. En conséquence, les interactions hydrophobes entre cellules-cellules ont diminué parallèlement à une augmentation de la répulsion électrostatique due aux charges des composants de la bile situés à la surface (**Gómez Zavaglia *et al.*, 2002 ; Xing *et al.*, 2017**).

# Conclusion

## **Conclusion**

Dans notre étude nous avons rapportés l'importance de certains groupes microbiens à savoir les bactéries lactiques, éclaircir leurs effets bénéfiques sur la santé humaine ainsi que les critères de sélection de ces microorganismes comme étant probiotiques. Nous avons démontrés également l'importance de critère « adhésion » dans la sélection des souches probiotiques et les facteurs en relation notamment l'hydrophobicité et l'auto-agrégation de ces organismes.

# Références bibliographiques

## Références bibliographiques

- Abriouel, H., Benomar, N., Cobo, A., Caballero, N., Fuentes, M. Á. F., Pérez-Pulido, R., & Gálvez, A. (2012). Characterization of lactic acid bacteria from naturally-fermented Manzanilla Aloreña green table olives. *Food Microbiology*, **32**(2), 308-316.
- Ahirwar, S. S., Gupta, M., Gupta, G., & Singh, V. (2017). Screening, isolation and identification of *Lactobacillus* species from dental caries of children. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, **6**(1), 497-503.
- Ahmad, M. S., Zargar, M., Mir, S., Bhat, N., Baba, Z., Kant, R. H., Dar, Z. M., et al. (2018). Morphological and biochemical studies for the identification of *Lactobacillus plantarum* sp. nov., and *Lactobacillus fermentum* sp. nov., from municipal waste. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, **7**(5), 1421-1424.
- Ahmadova, A., Todorov, S. D., Choiset, Y., Rabesona, H., Zadi, T. M., Kuliyevev, A., de Melo Franco, B. D. G., et al. (2013). Evaluation of antimicrobial activity, probiotic properties and safety of wild strain *Enterococcus faecium* AQ71 isolated from Azerbaijani Motal cheese. *Food Control*, **30**(2), 631-641.
- Ait Meddour, A., Bendali, F., & Sadoun, D. (2015). Anti-adherence potential of *Enterococcus durans* cells and its cell-free supernatant on plastic and stainless steel against foodborne pathogens. *Folia Microbiologica*, **60**(4), 357-363.
- Al Kassaa, I., Mechemchani, S., Zaylaa, M., Ismail, M. B., El Omari, K., Dabboussi, F., & Hamze, M. (2019). Characterization of lactobacilli strains isolated from baby's feces for their potential immunobiotic application. *Iranian Journal of Microbiology*, **11**(5), 379.
- Alegría, Á., Szczesny, P., Mayo, B., Bardowski, J., & Kowalczyk, M. (2012). Biodiversity in Oscypek, a traditional Polish cheese, determined by culture-dependent and-independent approaches. *Applied and Environmental Microbiology*, **78**(6), 1890-1898.
- Amira, S., Sifour, M., Ouled-Haddar, H., Hedef, S., Khennouf, T., Mauriello, G., & Maresca, D. (2020). Effect of different food stress conditions on the viability of encapsulated *Lactobacillus plantarum* and *Lactobacillus casei* isolated from klila (an algerian traditional fermented cheese). *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, **9**(5), 38-43.
- Anukam, K. C., & Reid, G. (2007). Probiotics: 100 years (1907–2007) after Elie Metchnikoff's observation. *Communicating Current Research and Educational Topics and Trends in Applied Microbiology*, **1**, 466-474.

- Aslim, B., Onal, D., & Beyatli, Y. (2007). Factors influencing autoaggregation and aggregation of *Lactobacillus delbrueckii* subsp. *bulgaricus* isolated from handmade yogurt. *Journal of Food Protection*, **70**(1), 223-227.
- Axelsson, L. (2004). Lactic acid bacteria: classification and physiology. In: Salminen, S., Wright, A. v. & Ouwehand, A. (Eds.), *Lactic Acid Bacteria, Microbiological and Functional Aspects* (Vol. 139, pp. 1-66). UAS: Marcel Dekker, Inc.
- Axelsson, L. (2004). Lactic acid bacteria: classification and physiology. In: Salminen, S., Wright, A. v. & Ouwehand, A. (Eds.), *Lactic Acid Bacteria: Microbiological and Functional Aspects* (pp. 1-66). NEW YORK: Marcel Dekker, Inc.
- Badis, A., Laouabdia-Sellami, N., Guetarni, D., Kihal, M., & Ouzrout, R. (2005). Caractérisation phénotypique des bactéries lactiques isolées à partir de lait cru de chèvre de deux populations caprines locales " arabia et kabyle". *Sciences & Technologie. C, Biotechnologies*, **23**, 30-37.
- Badotti, F., Moreira, A. P. B., Tonon, L. A. C., de Lucena, B. T. L., Gomes, F. d. C. O., Kruger, R., Thompson, C. C., et al. (2014). *Oenococcus alcoholitolerans* sp. nov., a lactic acid bacteria isolated from cachaça and ethanol fermentation processes. *Antonie van Leeuwenhoek*, **106**(6), 1259-1267.
- Bahri, F., Lejeune, A., Dubois-Dauphin, R., Elmejdoub, T., Boulahrouf, A., & Thonart, P. (2014). Characterization of *Lactobacillus* strains isolated from Algerian children faeces for their probiotic properties. *African Journal of Microbiology Research*, **8**(3), 297-303.
- Bai, H., Cochet, N., Pauss, A., & Lamy, E. (2016). Bacteria cell properties and grain size impact on bacteria transport and deposition in porous media. *Colloids Surfaces B: Biointerfaces*, **139**, 148-155.
- Baillif, S., Hartmann, D., Freney, J., & Kodjikian, L. (2010). Implant intraoculaire et adhésion bactérienne: influence des conditions environnementales, des propriétés bactériennes et des caractéristiques du biomatériau. *Journal Français d'Ophtalmologie*, **33**(3), 210-221.
- Banwo, K., Sanni, A., & Tan, H. (2013). Functional properties of *Pediococcus* species isolated from traditional fermented cereal gruel and milk in Nigeria. *Food Biotechnology*, **27**(1), 14-38.
- Bao, Y., Zhang, Y., Zhang, Y., Liu, Y., Wang, S., Dong, X., Wang, Y., et al. (2010). Screening of potential probiotic properties of *Lactobacillus fermentum* isolated from traditional dairy products. *Food Control*, **21**(5), 695-701.



- Baratte-Euloge, P. (1992). *Action comparée sur la flore intestinale de trois laits fermentés au Bifidobacterium. Evaluation de propriétés probiotiques et du comportement de la souche BB 536 de Bifidobacterium longum chez l'homme.*
- Barbieri, F., Montanari, C., Gardini, F., & Tabanelli, G. (2019). Biogenic amine production by lactic acid bacteria: a review. *Foods*, **8**(1), 17.
- Begley, M., Hill, C., & Gahan, C. G. (2006). Bile salt hydrolase activity in probiotics. *Applied Environmental Microbiology*, **72**(3), 1729-1738.
- Behera, S. S., Ray, R. C., & Zdolec, N. (2018). *Lactobacillus plantarum* with functional properties: an approach to increase safety and shelf-life of fermented foods. *BioMed Research International*, **2018**, 18.
- Beloin, C., Houry, A., Froment, M., Ghigo, J.-M., & Henry, N. (2008). A short-time scale colloidal system reveals early bacterial adhesion dynamics. *Colloids for Bacterial Adhesion Assessment*, **6**(7), e167.
- Berggren, K., Wolf, A., Asenjo, J. A., Andrews, B. A., & Tjerneld, F. (2002). The surface exposed amino acid residues of monomeric proteins determine the partitioning in aqueous two-phase systems. *Biochimica et Biophysica Acta*, **1596**(2), 253-268.
- Bermudez-Brito, M., Plaza-Díaz, J., Muñoz-Quezada, S., Gómez-Llorrente, C., & Gil, A. (2012). Probiotic mechanisms of action. *Annals of Nutrition Metabolism*, **61**(2), 160-174.
- Berne, C., Ellison, C. K., Ducret, A., & Brun, Y. V. (2018). Bacterial adhesion at the single-cell level. *Nature Reviews Microbiology*, **16**(10), 616-627.
- Bhargava, S., Johnson, B. B., Hwang, J., Harris, T. A., George, A. S., Muir, A., Dorff, J., et al. (2009). Heat-resistant agglutinin 1 is an accessory enteroaggregative *Escherichia coli* colonization factor. *Journal of Bacteriology*, **191**(15), 4934-4942.
- Bhushan, B., Tomar, S. K., & Mandal, S. (2016). Phenotypic and genotypic screening of human-originated lactobacilli for vitamin B12 production potential: process validation by micro-assay and UFLC. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **100**(15), 6791-6803.
- Biavati, B., & Mattarelli, P. (2015). *Bifidobacterium*. In: Whitman, W., Kämpfer, FRP, Trujillo, M., Chun, J., DeVos, P., Hedlund, B., Dedysh, S., Eds (Ed.), *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria* (pp. 1-57).
- Bintsis, T. (2018). Lactic acid bacteria as starter cultures: an update in their metabolism and genetics. *AIMS Microbiology*, **4**(4), 665–684.
- Björkroth, J., Dicks Akihito, L. M. T., Wilhelm, E., & Holzapfel, H. (2014). The genus *Leuconostoc*. In: Holzapfel, W. H. & Wood, B. J. B. (Eds.), *Lactic Acid Bacteria: Biodiversity and Taxonomy* (pp. 391-404): John Wiley & Sons, Ltd.

- Björkroth, J., Dicks, L. M., & Endo, A. (2014). The genus *Weissella*. In: Holzapfel, W. H. & Wood, B. J. B. (Eds.), *Lactic Acid Bacteria: Biodiversity and Taxonomy* (pp. 417-428): John Wiley & Sons, Ltd.
- Björkroth, J., & Holzapfel, W. (2006). Genera *Leuconostoc*, *Oenococcus* and *Weissella*. *The prokaryotes*, **4**, 267-319.
- Blum, S., & Schiffrin, E. J. (2003). Intestinal microflora and homeostasis of the mucosal immune response: implications for probiotic bacteria? *Current Issues in Intestinal Microbiology*, **4**(2), 53-60.
- Bonifait, L., Chandad, F., & Grenier, D. (2009). Probiotics for oral health: myth or reality? *Journal of the Canadian Dental Association*, **75**(8).
- Bosma, E. F., Forster, J., & Nielsen, A. T. (2017). Lactobacilli and pediococci as versatile cell factories—Evaluation of strain properties and genetic tools. *Biotechnology Advances*, **35**(4), 419-442.
- Bottacini, F., Medini, D., Pavesi, A., Turrone, F., Foroni, E., Riley, D., Giubellini, V., et al. (2010). Comparative genomics of the genus *Bifidobacterium*. *Microbiology*, **156**(11), 3243-3254.
- Bousmaha-Marroki, L., & Marroki, A. (2015). Antibiotic susceptibility and heterogeneity in technological traits of lactobacilli isolated from Algerian goat's milk. *Journal of Food Science and Technology*, **52**(8), 4708-4723.
- Boutaleb, N. (2007). *Etude de la formation de biofilms sur les surfaces de matériaux couramment utilisés dans les canalisations d'eau potable*. Thèse de Doctorat, Université de Bretagne-Sud.
- Buck, B. L., Altermann, E., Svingerud, T., & Klaenhammer, T. R. (2005). Functional analysis of putative adhesion factors in *Lactobacillus acidophilus* NCFM. *Applied Environmental Microbiology*, **71**(12), 8344-8351.
- Bujnakova, D., Vlková, E., Rada, V., & Kmeť, V. J. F. m. (2004). Aggregation of lactobacilli and bifidobacteria with *Escherichia coli* O157. *Folia Microbiologica*, **49**(2), 143-146.
- Burgain, J., Gaiani, C., Linder, M., & Scher, J. (2011). Encapsulation of probiotic living cells: From laboratory scale to industrial applications. *Journal of Food Engineering*, **104**(4), 467-483.
- Burgain, J., Scher, J., Francius, G., Borges, F., Corgneau, M., Revol-Junelles, A., Cailliez-Grimal, C., et al. (2014). Lactic acid bacteria in dairy food: surface characterization and interactions with food matrix components. *Advances in Colloid Interface Science*, **213**, 21-35.

- Buron-Moles, G., Chailyan, A., Dolejs, I., Forster, J., & Mikš, M. H. (2019). Uncovering carbohydrate metabolism through a genotype-phenotype association study of 56 lactic acid bacteria genomes. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **103**(7), 3135-3152.
- Burton, Z., & Bhushan, B. (2005). Hydrophobicity, adhesion, and friction properties of nanopatterned polymers and scale dependence for micro-and nanoelectromechanical systems. *Nano Letters*, **5**(8), 1607-1613.
- Butel, M.-J. (2014). Probiotics, gut microbiota and health. *Médecine et Maladies Infectieuses*, **44**(1), 1-8.
- Campaniello, D., Speranza, B., Petrucci, L., Bevilacqua, A., & Corbo, M. R. (2018). How to routinely assess transition, adhesion and survival of probiotics into the gut: a case study on propionibacteria. *International Journal of Food Science Technology*, **53**(2), 484-490.
- Campedelli, I., Mathur, H., Salvetti, E., Clarke, S., Rea, M. C., Torriani, S., Ross, R. P., et al. (2019). Genus-wide assessment of antibiotic resistance in *Lactobacillus* spp. *Applied Environmental Microbiology*, **85**(1).
- Canzi, E., Guglielmetti, S., Mora, D., Tamagnini, I., & Parini, C. J. A. V. L. (2005). Conditions affecting cell surface properties of human intestinal bifidobacteria. **88**(3-4), 207-219.
- Carr, F. J., Chill, D., & Maida, N. (2002). The lactic acid bacteria: a literature survey. *Critical Reviews in Microbiology*, **28**(4), 281-370.
- Castro-González, J. M., Castro, P., Sandoval, H., & Castro-Sandoval, D. (2019). Probiotic lactobacilli precautions. *Frontiers in Microbiology*, **10**, 375.
- Cesena, C., Morelli, L., Alander, M., Siljander, T., Tuomola, E., Salminen, S., Mattila-Sandholm, T., et al. (2001). *Lactobacillus crispatus* and its nonaggregating mutant in human colonization trials. *Journal of Dairy Science*, **84**(5), 1001-1010.
- Chabrillón, M., Rico, R., Balebona, M., & Moriñigo, M. (2005). Adhesion to sole, *Solea senegalensis* Kaup, mucus of microorganisms isolated from farmed fish, and their interaction with *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida*. *Journal of Fish Diseases*, **28**(4), 229-237.
- Chaffanel, F., Charron-Bourgoin, F., Soligot, C., Kebouchi, M., Bertin, S., Payot, S., Le Roux, Y., et al. (2018). Surface proteins involved in the adhesion of *Streptococcus salivarius* to human intestinal epithelial cells. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **102**(6), 2851-2865.
- Chandan, R. C., Gandhi, A., & Shah, N. P. (2017). Chapter 1 - Yogurt: Historical Background, Health Benefits, and Global Trade. In: Shah, N. P. (Ed.), *Yogurt in Health and Disease Prevention* (pp. 3-29): Academic Press.

- Chen, W.-Y., Huang, H.-M., Lin, C.-C., Lin, F.-Y., & Chan, Y.-C. (2003). Effect of temperature on hydrophobic interaction between proteins and hydrophobic adsorbents: studies by isothermal titration calorimetry and the van't Hoff equation. *Langmuir*, **19**(22), 9395-9403.
- Chen, X., Tian, F., Liu, X., Zhao, J., Zhang, H.-P., Zhang, H., & Chen, W. (2010). *In vitro* screening of lactobacilli with antagonistic activity against *Helicobacter pylori* from traditionally fermented foods. *Journal of Dairy Science*, **93**(12), 5627-5634.
- Chmielewski, R., & Frank, J. (2003). Biofilm formation and control in food processing facilities. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety* **2**(1), 22-32.
- Cholakov, R., Tumbariski, Y., Yanakieva, V., Dobrev, I., Salim, Y., & Denkova, Z. (2019). Antimicrobial activity of *Leuconostoc lactis* strain BT17, isolated from a spontaneously fermented cereal beverage (Boza). *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, **2019**, 47-49.
- Claesson, M. J., Van Sinderen, D., & O'Toole, P. W. (2007). The genus *Lactobacillus*—a genomic basis for understanding its diversity. *FEMS Microbiology Letters*, **269**(1), 22-28.
- Coeuret, V., Dubernet, S., Bernardeau, M., Gueguen, M., & Vernoux, J. P. (2003). Isolation, characterisation and identification of lactobacilli focusing mainly on cheeses and other dairy products. *Le Lait*, **83**(4), 269-306.
- Collado, M., Meriluoto, J., & Salminen, S. (2007). Role of commercial probiotic strains against human pathogen adhesion to intestinal mucus. *Letters in Applied Microbiology*, **45**(4), 454-460.
- Collado, M. C., Gueimonde, M., & Salminen, S. (2010). Probiotics in adhesion of pathogens: mechanisms of action. In: Ross Watson, R. & Preedy, V. R. (Eds.), *Bioactive Foods in Promoting Health: Probiotics and Prebiotics* (pp. 353-370). USA: Elsevier.
- Collado, M. C., Meriluoto, J., & Salminen, S. (2008). Adhesion and aggregation properties of probiotic and pathogen strains. *European Food Research and Technology*, **226**(5), 1065-1073.
- Collado, M. C., Surono, I., Meriluoto, J., & Salminen, S. (2007). Indigenous dadih lactic acid bacteria: cell-surface properties and interactions with pathogens. *Journal of Food Science and Technology*, **72**(3), M89-M93.
- Collins, M., Farrow, J., Phillips, B., Feresu, S., & Jones, D. (1987). Classification of *Lactobacillus divergens*, *Lactobacillus piscicola*, and some catalase-negative,

- asporogenous, rod-shaped bacteria from poultry in a new genus, *Carnobacterium*. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, **37**(4), 310-316.
- Colloca, M., Ahumada, M., Lopez, M., & Nader-Macias, M. (2000). Surface properties of lactobacilli isolated from healthy subjects. *Oral Diseases*, **6**(4), 227-233.
- Coppet, V., & Christieans, S. (2006). Alterations microbiennes liées aux bactéries lactiques hétérofermentaires dans le jambon cuit supérieur. *Viandes et produits carnés (Aubière)*, 173-174.
- Corno, G., Coci, M., Giardina, M., Plechuk, S., Campanile, F., & Stefani, S. (2014). Antibiotics promote aggregation within aquatic bacterial communities. *Frontiers in Microbiology*, **5**, 297.
- Corr, S. C., Li, Y., Riedel, C. U., O'Toole, P. W., Hill, C., & Gahan, C. G. (2007). Bacteriocin production as a mechanism for the anti-infective activity of *Lactobacillus salivarius* UCC118. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **104**(18), 7617-7621.
- Cotter, P. D., Hill, C., & Ross, R. P. (2005). Bacteriocins: developing innate immunity for food. *Nature Reviews Microbiology*, **3**(10), 777-788.
- Cutting, S. M. (2011). *Bacillus* probiotics. *Food Microbiology*, **28**(2), 214-220.
- Dalli, S. S., Uprety, B. K., & Rakshit, S. K. (2017). Industrial production of active probiotics for food enrichment. In: Roos, Y. & Livney, Y. (Eds.), *Engineering Foods for Bioactives Stability and Delivery* (pp. 85-118). New York: Springer.
- Damin, M. R., Minowa, E., Alcantara, M. R., & Oliveira, M. N. (2008). Effect of cold storage on culture viability and some rheological properties of fermented milk prepared with yogurt and probiotic bacteria. *Journal of Texture Studies*, **39**(1), 40-55.
- Das, A. (2019). Prevalence of bacteriocin-producing *Lactobacillus*, food spoilage, and bovine mastitis-causing bacteria in commercial foodstuffs. *International Journal of Green Pharmacy*, **13**(3).
- de Melo Pereira, G. V., de Oliveira Coelho, B., Júnior, A. I. M., Thomaz-Soccol, V., & Soccol, C. R. (2018). How to select a probiotic? A review and update of methods and criteria. *Biotechnology Advances*, **36**(8), 2060-2076.
- de Souza, B. M. S., Borgonovi, T. F., Casarotti, S. N., Todorov, S. D., & Penna, A. L. B. (2019). *Lactobacillus casei* and *Lactobacillus fermentum* strains isolated from mozzarella cheese: probiotic potential, safety, acidifying kinetic parameters and viability under gastrointestinal tract conditions. *Probiotics and Antimicrobial Proteins*, **11**(2), 382-396.

- Del Re, B., Busetto, A., Vignola, G., Sgorbati, B., & Palenzona, D. (1998). Autoaggregation and adhesion ability in a *Bifidobacterium suis* strain. *Letters in Applied Microbiology*, **27**(5), 307-310.
- Del Re, B., Sgorbati, B., Miglioli, M., & Palenzona, D. (2000). Adhesion, autoaggregation and hydrophobicity of 13 strains of *Bifidobacterium longum*. *Letters in Applied Microbiology*, **31**(6), 438-442.
- Delcenserie, V., China, B., Gavini, F., Beerens, H., & Daube, G. (2002). Proposition pour un nouveau standard indicateur de la contamination d'origine fécale dans les aliments: le genre *Bifidobacterium*. *Annales de Médecine Vétérinaire*, **146**, 279-294.
- Devlieghere, F., Geeraerd, A., Versyck, K., Bernaert, H., Van Impe, J., & Debevere, J. (2000). Shelf life of modified atmosphere packed cooked meat products: addition of Na-lactate as a fourth shelf life determinative factor in a model and product validation. *International Journal of Food Microbiology*, **58**(1-2), 93-106.
- Devriese, L., Baele, M., & Butaye, P. (2006). The genus *Enterococcus*: taxonomy. *Prokaryotes*, **4**, 163-174.
- Diaz, M., Sayavedra, L., Atter, A., Mayer, M. J., Saha, S., Amoa-Awua, W., & Narbad, A. (2020). *Lactobacillus garii* sp. nov., isolated from a fermented cassava product. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, **70**(5), 3012-3017.
- Dicks, L. M., & Holzapfel, W. H. (2015). *Oenococcus*. In: Trujillo, M. E., Dedysh, S., DeVos, P., Hedlund, B., Kämpfer, P., Rainey, F. A. & Whitman, W. B. (Eds.), *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria* (pp. 1-16): John Wiley & Sons, Inc.
- Dlamini, Z. C., Langa, R. L., Aiyegoro, O. A., & Okoh, A. I. (2019). Safety evaluation and colonisation abilities of four lactic acid bacteria as future probiotics. *Probiotics and Antimicrobial Proteins*, **11**(2), 397-402.
- Donlan, R. M. (2002). Biofilms: microbial life on surfaces. *Emerging Infectious Diseases*, **8**(9), 881.
- Doron, S., & Snyderman, D. R. J. C. I. D. (2015). Risk and safety of probiotics. **60**(suppl\_2), S129-S134.
- Dortu, C., & Thonart, P. (2009). Les bactériocines des bactéries lactiques: caractéristiques et intérêts pour la bioconservation des produits alimentaires. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, **13**(1), 349-356.
- Duar, R. M., Lin, X. B., Zheng, J., Martino, M. E., Grenier, T., Pérez-Muñoz, M. E., Leulier, F., et al. (2017). Lifestyles in transition: evolution and natural history of the genus *Lactobacillus*. *FEMS microbiology reviews*, **41**(Supp\_1), S27-S48.



- Dutta, D., Banerjee, S., Mukherjee, A., & Ghosh, K. (2018). Potential gut adherent probiotic bacteria isolated from rohu, *labeo rohita* (actinopterygii: Cypriniformes: Cyprinidae): Characterisation, exo-enzyme production, pathogen inhibition, cell surface hydrophobicity, and bio-film formation. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, **48**(3).
- Eaton, T. J., & Gasson, M. J. (2001). Molecular screening of *Enterococcus* virulence determinants and potential for genetic exchange between food and medical isolates. *Applied and Environmental Microbiology*, **67**(4), 1628-1635.
- Eckburg, P. B., Bik, E. M., Bernstein, C. N., Purdom, E., Dethlefsen, L., Sargent, M., Gill, S. R., et al. (2005). Diversity of the human intestinal microbial flora. *Science*, **308**(5728), 1635-1638.
- Ekmekci, H., Aslim, B., & Ozturk, S. (2009). Characterization of vaginal lactobacilli coaggregation ability with *Escherichia coli*. *Microbiology and Immunology*, **53**(2), 59-65.
- Endo, A., & Dicks, L. M. (2011). The genus *Oenococcus*. In: Lahtinen, S., Ouwehand, A. C., Salminen, S. & von Wright, A. (Eds.), *Lactic acid bacteria: microbiological and functional aspects* (pp. 405-415): Crc Press.
- Endo, A., Dicks, L. M., Björkroth, J., & Holzapfel, W. H. (2014). The family Leuconostocaceae. *Lactic Acid Bacteria: Biodiversity and Taxonomy*, 377-380.
- Falah, F., Vasiee, A., Behbahani, B. A., Yazdi, F. T., Moradi, S., Mortazavi, S. A., & Roshanak, S. (2019). Evaluation of adherence and anti-infective properties of probiotic *Lactobacillus fermentum* strain 4-17 against *Escherichia coli* causing urinary tract infection in humans. *Microbial Pathogenesis*, **131**, 246-253.
- FAO/WHO. (2002). Guidelines for the Evaluation of Probiotics in Food. Food and Agriculture Organization of the United Nations and World Health Organization Working Group Report, London Ontario, Canada.
- Fayol-Messaoudi, D., Berger, C. N., Coconnier-Polter, M.-H., Lievin-Le Moal, V., & Servin, A. L. (2005). pH-, Lactic acid-, and non-lactic acid-dependent activities of probiotic Lactobacilli against *Salmonella enterica* Serovar Typhimurium. *Applied and Environmental Microbiology*, **71**(10), 6008-6013.
- Federighi, M. (2005). *Bactériologie alimentaire, Compendium d'hygiène des aliments*. France: Economica.
- Felis, G. E., & Dellaglio, F. (2007). Taxonomy of lactobacilli and bifidobacteria. *Current Issues in Intestinal Microbiology*, **8**(2), 44.

- Fernando, W. M. A. D. B., Flint, S., Brennan, C. S., Ranaweera, K. K., & Bamunuarachchi, A. (2011). Environmental factors affecting the adhesion of probiotics to rice fiber fractions. *Food Digestion*, **2**(1-3), 26-36.
- Fijan, S. (2014). Microorganisms with claimed probiotic properties: an overview of recent literature. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, **11**(5), 4745-4767.
- Floros, G., Hatzikamari, M., Litopoulou-Tzanetaki, E., & Tzanetakis, N. (2012). Probiotic and technological properties of facultatively heterofermentative lactobacilli from Greek traditional cheeses. *Food Biotechnology*, **26**(1), 85-105.
- Florou-Paneri, P., Christaki, E., & Bonos, E. (2013). Lactic acid bacteria as source of functional ingredients. In: Marcelino Kongo, J. (Ed.), *Lactic acid bacteria-R & D for food, health and livestock purposes* (pp. pp.589-614): IntechOpen.
- Fong, F. L. Y., Shah, N. P., Kirjavainen, P., & El-Nezami, H. (2016). Mechanism of action of probiotic bacteria on intestinal and systemic immunities and antigen-presenting cells. *International Reviews of Immunology*, **35**(3), 179-188.
- Fusco, V., Quero, G. M., Cho, G.-S., Kabisch, J., Meske, D., Neve, H., Bockelmann, W., et al. (2015). The genus *Weissella*: taxonomy, ecology and biotechnological potential. *Frontiers in Microbiology*, **6**, 155.
- García-Cayuela, T., Korany, A. M., Bustos, I., de Cadiñanos, L. P. G., Requena, T., Peláez, C., & Martínez-Cuesta, M. C. (2014). Adhesion abilities of dairy *Lactobacillus plantarum* strains showing an aggregation phenotype. *Food Research International*, **57**, 44-50.
- García-Solache, M., & Rice, L. B. (2019). The *Enterococcus*: a model of adaptability to its environment. *Clinical Microbiology Reviews*, **32**(2), e00058-00018.
- Gargiulo, G., Bradford, S., Simunek, J., Ustohal, P., Vereecken, H., & Klumpp, E. (2008). Bacteria transport and deposition under unsaturated flow conditions: The role of water content and bacteria surface hydrophobicity. *Vadose Zone Journal*, **7**(2), 406-419.
- Gaucher, F., Bonnassie, S., Rabah, H., Marchand, P., Blanc, P., Jeantet, R., & Jan, G. (2019). adaptation of beneficial Propionibacteria, lactobacilli, and Bifidobacteria improves tolerance toward technological and digestive stresses. *Frontiers in Microbiology*, **10**, 841.
- Gautam, N., & Sharma, N. (2015). Evaluation of probiotic potential of new bacterial strain, *Lactobacillus spicheri* G2 isolated from Gundruk. *Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences*, **85**(4), 979-986.
- Geng, J., & Henry, N. (2011). Short time-scale bacterial adhesion dynamics. In: Linke, D. & Goldman, A. (Eds.), *Bacterial Adhesion* (pp. 315-331). Dordrecht: Springer.



- Gharib, S. A. (2020). Antimicrobial activity and Probiotic Properties of Lactic Acid Bacteria Isolated From Traditional Fermented Dairy Products. *Journal of Modern Research*, **2**, 40-48.
- Giaouris, E., Chapot-Chartier, M.-P., & Briandet, R. (2009). Surface physicochemical analysis of natural *Lactococcus lactis* strains reveals the existence of hydrophobic and low charged strains with altered adhesive properties. *International Journal of Food Microbiology*, **131**(1), 2-9.
- Gil-Sánchez, I., Bartolomé Suáldea, B., & Victoria Moreno-Arribas, M. (2019). Chapter 6 - Malolactic Fermentation. In: Morata, A. (Ed.), *Red Wine Technology* (pp. 85-98): Academic Press.
- Glaubman, J., Hofmann, J., Bonney, M. E., Park, S., Thomas, J. M., Kokona, B., Falcón, L. I. R., et al. (2016). Self-association motifs in the enteroaggregative *Escherichia coli* heat-resistant agglutinin 1. *Microbiology*, **162**(7), 1091-1102.
- Goh, Y. J., & Klaenhammer, T. R. (2010). Functional roles of aggregation-promoting-like factor in stress tolerance and adherence of *Lactobacillus acidophilus* NCFM. *Applied and Environmental Microbiology*, **76**(15), 5005-5012.
- Goldstein, E. J., Tyrrell, K. L., & Citron, D. M. (2015). *Lactobacillus* species: taxonomic complexity and controversial susceptibilities. *Clinical Infectious Diseases*, **60**(suppl\_2), S98-S107.
- Gomaa, E. Z. (2013). Antimicrobial and anti-adhesive properties of biosurfactant produced by lactobacilli isolates, biofilm formation and aggregation ability. *The Journal of General Applied Microbiology*, **59**(6), 425-436.
- Gómez, N. C., Ramiro, J. M., Quecan, B. X., & de Melo Franco, B. D. (2016). Use of potential probiotic lactic acid bacteria (LAB) biofilms for the control of *Listeria monocytogenes*, *Salmonella Typhimurium*, and *Escherichia coli* O157: H7 biofilms formation. *Frontiers in Microbiology*, **7**, 863.
- Gómez Zavaglia, A., Kociubinski, G., Pérez, P., Disalvo, E., & De Antoni, G. J. J. o. a. m. (2002). Effect of bile on the lipid composition and surface properties of bifidobacteria. **93**(5), 794-799.
- Grilo, A. L., Raquel Aires-Barros, M., & Azevedo, A. M. (2016). Partitioning in aqueous two-phase systems: fundamentals, applications and trends. *Separation Purification Reviews*, **45**(1), 68-80.
- Guarner, F., Perdigon, G., Corthier, G., Salminen, S., Koletzko, B., & Morelli, L. (2005). Should yoghurt cultures be considered probiotic? *British Journal of Nutrition*, **93**(6), 783-786.

- Gueimonde, M., Jalonen, L., He, F., Hiramatsu, M., & Salminen, S. (2006). Adhesion and competitive inhibition and displacement of human enteropathogens by selected lactobacilli. *Food Research International*, **39**(4), 467-471.
- Guerry, P., Ewing, C. P., Schirm, M., Lorenzo, M., Kelly, J., Pattarini, D., Majam, G., et al. (2006). Changes in flagellin glycosylation affect *Campylobacter* autoagglutination and virulence. *Molecular Microbiology*, **60**(2), 299-311.
- Hamadi, F., Latrache, H., El Ghmari, A., Ellouali, M., Mabrouki, M., & Kouider, N. (2004). Effect of pH and ionic strength on hydrophobicity and electron donor and acceptor characteristics of *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. *Annals of microbiology*, **54**, 213-226.
- Hammes, W. P., & Hertel, C. (2006). The genera *Lactobacillus* and *Carnobacterium*. *Prokaryotes*, **4**, 320-403.
- Hamon, E., Horvatovich, P., Izquierdo, E., Bringel, F., Marchioni, E., Aoudé-Werner, D., & Ennahar, S. (2011). Comparative proteomic analysis of *Lactobacillus plantarum* for the identification of key proteins in bile tolerance. *BMC Microbiology*, **11**(1), 63.
- Hanchi, H., Mottawea, W., Khaled, S., & Hammami, R. (2018). The Genus *Enterococcus*: Between Probiotic Potential and Safety Concerns—An Update. *Frontiers in Microbiology*, **9**, 1791.
- Harms, H., & Wick, L. Y. (2015). Determining the Tendency of Microorganisms to Interact with Hydrocarbon Phases. In: McGenity, T., Timmis, K. & Nogales, B. (Eds.), *Hydrocarbon and Lipid Microbiology Protocols. Springer Protocols Handbooks* (pp. 43-53): Springer, Berlin, Heidelberg.
- Harzallah, D., & Belhadj, H. (2013). Lactic acid bacteria as probiotics: characteristics, selection criteria and role in immunomodulation of human GI mucosal barrier. In: Marcelino, K. J. (Ed.), *Lactic Acid Bacteria R & D for Food, Health and Livestock Purposes* (pp. 197-216). Janeza Trdine 9, 51000 Rijeka, Croatia: InTech.
- Hassan, A. N., & Frank, J. F. (2001). Starter cultures and their use. In: Marth, E. H. & Steele, J. (Eds.), *Applied Dairy Microbiology* (pp. 151-206). New York: Marcel Dekker.
- Hati, S., Patel, M., Mishra, B. K., & Das, S. (2019). Short-chain fatty acid and vitamin production potentials of *Lactobacillus* isolated from fermented foods of Khasi Tribes, Meghalaya, India. *Annals of microbiology*, **69**(11), 1191-1199.
- Hayek, S. A., Gyawali, R., Aljaloud, S. O., Krastanov, A., & Ibrahim, S. A. (2019). Cultivation media for lactic acid bacteria used in dairy products. *Journal of Dairy Research*, **86**(4), 490-502.

- Helmy, Y. A., Kassem, I. I., Kumar, A., & Rajashekara, G. (2017). *In vitro* evaluation of the impact of the probiotic *E. coli* Nissle 1917 on campylobacter jejuni's invasion and intracellular survival in human colonic cells. *Frontiers in Microbiology*, **8**, 1588.
- Herbel, S. R., Vahjen, W., Wieler, L. H., & Guenther, S. (2013). Timely approaches to identify probiotic species of the genus *Lactobacillus*. *Gut Pathogens*, **5**(1), 1-13.
- Hjertén, S. J. M. o. b. a. (1981). Hydrophobic interaction chromatography of proteins, nucleic acids, viruses, and cells on noncharged amphiphilic gels. **27**, 89-108.
- Holzappel, W. H., Björkroth, J. A., & Dicks, L. M. (2015). *Leuconostoc*. *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria*, 1-23.
- Holzappel, W. H., Franz, C., Ludwig, W., Back, W., & Dicks, L. M. (2006). The genera *Pediococcus* and *Tetragenococcus*. *Prokaryotes*, **4**, 229-266.
- Holzappel, W. H., Franz, C. M., Ludwig, W., & Dicks, L. M. (2015). *Pediococcus*. In: Trujillo, M. E., Dedysh, S., DeVos, P., Hedlund, B., Kämpfer, P., Rainey, F. A. & Whitman, W. B. (Eds.), *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria* (pp. 1-15): John Wiley & Sons, Inc.
- Holzappel, W. H., Goktepe, I., Juneja, V., & Ahmedna, M. (2006). Introduction to prebiotics and probiotics. *Probiotics In Food Safety Human Health*, **35**(2), 109-116.
- Hong, H. A., Duc, L. H., & Cutting, S. M. (2005). The use of bacterial spore formers as probiotics. *FEMS microbiology reviews*, **29**(4), 813-835.
- Hsieh, M. H., & Versalovic, J. (2008). The human microbiome and probiotics: implications for pediatrics. *Current Problems In Pediatric Adolescent Health Care*, **38**(10), 309.
- Huckle, B. D., & Zhang, Z. (2011). Maintenance and protection of probiotics. In: Liong, M. (Ed.), *Probiotics, Biology, Genetics and Health Aspects* (pp. 87-108). Springer, Berlin, Heidelberg: Springer.
- Hummel, S., Veltman, K., Cichon, C., Sonnenborn, U., & Schmidt, M. A. (2012). Differential targeting of the E-cadherin/ $\beta$ -catenin complex by Gram-positive probiotic lactobacilli improves epithelial barrier function. *Applied and Environmental Microbiology*, **78**(4), 1140-1147.
- Huys, G., Botteldoorn, N., Delvigne, F., De Vuyst, L., Heyndrickx, M., Pot, B., Dubois, J. J., et al. (2013). Microbial characterization of probiotics—Advisory report of the Working Group “8651 Probiotics” of the Belgian Superior Health Council (SHC). *Molecular Nutrition Food Research*, **57**(8), 1479-1504.
- Ishibashi, N., & Yamazaki, S. (2001). Probiotics and safety. *The American Journal Of Clinical Nutrition*, **73**(2), 465s-470s.

- Issa, A. T., & Tahergorabi, R. (2019). Milk Bacteria and Gastrointestinal Tract: Microbial Composition of Milk. In: Watson, R. & Preedy, V. (Eds.), *Dietary Interventions in Gastrointestinal Diseases* (pp. 265-275): Academic Press, Elsevier.
- Iyer, B. K., Singhal, R. S., & Ananthanarayan, L. (2013). Characterization and *in vitro* probiotic evaluation of lactic acid bacteria isolated from idli batter. *Journal of Food Science and Technology*, **50**(6), 1114-1121.
- Jang, J., Kim, B., Lee, J., Kim, J., Jeong, G., & Han, H. (2002). Identification of *Weissella* species by the genus-specific amplified ribosomal DNA restriction analysis. *FEMS Microbiology Letters*, **212**(1), 29-34.
- Janković, T., Frece, J., Abram, M., & Gobin, I. (2012). Aggregation ability of potential probiotic *Lactobacillus plantarum* strains. *International Journal of sanitary engineering research*, **6**(1), 19-24.
- Jayashree, S., Pooja, S., Pushpanathan, M., Rajendhran, J., & Gunasekaran, P. (2014). Identification and characterization of bile salt hydrolase genes from the genome of *Lactobacillus fermentum* MTCC 8711. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, **174**(2), 855-866.
- Jian, W., Xu, Y., Edom, R. W., & Weng, N. (2011). Analysis of polar metabolites by hydrophilic interaction chromatography–MS/MS. *Bioanalysis*, **3**(8), 899-912.
- Jian, W., Zhu, L., & Dong, X. (2001). New approach to phylogenetic analysis of the genus *Bifidobacterium* based on partial HSP60 gene sequences. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, **51**(5), 1633-1638.
- Johnson-Henry, K. C., Hagen, K. E., Gordonpour, M., Tompkins, T. A., & Sherman, P. M. (2007). Surface-layer protein extracts from *Lactobacillus helveticus* inhibit enterohaemorrhagic *Escherichia coli* O157: H7 adhesion to epithelial cells. *Cellular Microbiology*, **9**(2), 356-367.
- Juárez Tomás, M. S., Wiese, B., & Nader-Macías, M. (2005). Effects of culture conditions on the growth and auto-aggregation ability of vaginal *Lactobacillus johnsonii* CRL 1294. *Journal of Applied Microbiology*, **99**(6), 1383-1391.
- Kaprasob, R., Kerdchoechuen, O., Laohakunjit, N., & Somboonpanyakul, P. (2018). B vitamins and prebiotic fructooligosaccharides of cashew apple fermented with probiotic strains *Lactobacillus* spp., *Leuconostoc mesenteroides* and *Bifidobacterium longum*. *Process Biochemistry*, **70**, 9-19.

- Katsikogianni, M., & Missirlis, Y. (2004). Concise review of mechanisms of bacterial adhesion to biomaterials and of techniques used in estimating bacteria-material interactions. *European Cells and Materials*, **8**(3), 37-57.
- Kaur, I. P., Chopra, K., & Saini, A. (2002). Probiotics: potential pharmaceutical applications. *European Journal of Pharmaceutical Sciences*, **15**(1), 1-9.
- Kelesidis, T., & Pothoulakis, C. (2012). Efficacy and safety of the probiotic *Saccharomyces boulardii* for the prevention and therapy of gastrointestinal disorders. *Therapeutic Advances in Gastroenterology*, **5**(2), 111-125.
- Kermanshahi, R., & Qamsari, E. (2015). Inhibition effect of lactic acid bacteria against food born pathogen, *Listeria monocytogenes*. *Applied Food Biotechnology*, **2**, 11-19.
- Kesarcodi-Watson, A., Kaspar, H., Lategan, M. J., & Gibson, L. (2008). Probiotics in aquaculture: the need, principles and mechanisms of action and screening processes. *Aquaculture*, **274**(1), 1-14.
- Khalighi, A., Behdani, R., Kouhestani, S., & Health. (2016). Probiotics: A comprehensive review of their classification, mode of action and role in human nutrition. *Probiotics Prebiotics in Human Nutrition*, **10**, 63646.
- Kim, W. (2014). The genus *Lactococcus*. In: Holzapfel, W. H. & Wood, B. J. B. (Eds.), *Lactic Acid Bacteria: Biodiversity and Taxonomy* (pp. 429-444): John Wiley & Sons, Ltd.
- Kim, Y.-H., Kim, S.-H., Whang, K.-Y., Kim, Y.-J., & Oh, S.-J. (2008). Inhibition of *Escherichia coli* O157: H7 attachment by interactions between lactic acid bacteria and intestinal epithelial cells. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, **18**(7), 1278-1285.
- Kleerebezem, M., & Vaughan, E. E. (2009). Probiotic and gut lactobacilli and bifidobacteria: molecular approaches to study diversity and activity. *Annual Review of Microbiology*, **63**, 269-290.
- Kos, B., Šušković, J., Vuković, S., Šimpraga, M., Frece, J., & Matošić, S. (2003). Adhesion and aggregation ability of probiotic strain *Lactobacillus acidophilus* M92. *Journal of Applied Microbiology*, **94**(6), 981-987.
- Kosin, B., & Rakshit, S. K. (2006). Microbial and processing criteria for production of probiotics: a review. *Food Technology and Biotechnology*, **44**(3), 371-379.
- Kragh, K. N., Hutchison, J. B., Melaugh, G., Rodesney, C., Roberts, A. E., Irie, Y., Jensen, P. Ø., et al. (2016). Role of multicellular aggregates in biofilm formation. *Mbio*, **7**(2).
- Krasaekoopt, W., Bhandari, B., & Deeth, H. (2003). Evaluation of encapsulation techniques of probiotics for yoghurt. *International Dairy Journal*, **13**(1), 3-13.

- Krasowska, A., & Sigler, K. (2014). How microorganisms use hydrophobicity and what does this mean for human needs? *Frontiers in Cellular Infection Microbiology*, **4**, 112.
- Kumar, A., & Kumar, D. (2014). Isolation and characterization of bacteria from dairy samples of Solan in Himachal Pradesh for identification of *Lactobacillus* spp. *International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research*, **25**(2), 110-114.
- Kumar, R., Grover, S., & Batish, V. K. (2011). Hypocholesterolaemic effect of dietary inclusion of two putative probiotic bile salt hydrolase-producing *Lactobacillus plantarum* strains in Sprague–Dawley rats. *British Journal of Nutrition*, **105**(4), 561-573.
- Kurinčič, M., Jeršek, B., Klančnik, A., Možina, S. S., Dražič, G., Raspor, P., & Bohinc, K. (2016). Effects of natural antimicrobials on bacterial cell hydrophobicity, adhesion, and zeta potential/Vpliv naravnih protimikrobnih snovi na bakterijsko hidrofobnost, adhezijo in zeta potencial. *Archives of Industrial Hygiene Toxicology*, **67**(1), 39-45.
- Labioui, H., Elmoualdi, L., El Yachoui, M., & Ouhssine, M. (2005). Sélection de souches de bactéries lactiques antibactériennes. *Bulletin-Societe de Pharmacie de Bordeaux*, **144**(3/4), 237.
- Lavermicocca, P., Valerio, F., Lonigro, S. L., Di Leo, A., & Visconti, A. (2008). Antagonistic activity of potential probiotic lactobacilli against the ureolytic pathogen *Yersinia enterocolitica*. *Current Microbiology*, **56**(2), 175-181.
- Lee, Y. K., & Mazmanian, S. K. (2010). Has the microbiota played a critical role in the evolution of the adaptive immune system? *Science*, **330**(6012), 1768-1773.
- Lee, Y. K., & Salminen, S. (2009). *Handbook of probiotics and prebiotics*: John Wiley & Sons.
- Lefevre, M., Racedo, S. M., Denayrolles, M., Ripert, G., Desfougères, T., Lobach, A. R., Simon, R., et al. (2017). Safety assessment of *Bacillus subtilis* CU1 for use as a probiotic in humans. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, **83**, 54-65.
- Leroy, F., & De Vuyst, L. (2004). Lactic acid bacteria as functional starter cultures for the food fermentation industry. *Trends in Food Science Technology*, **15**(2), 67-78.
- Letort, C., & Juillard, V. (2001). Development of a minimal chemically-defined medium for the exponential growth of *Streptococcus thermophilus*. *Journal of Applied Microbiology*, **91**(6), 1023-1029.
- Li, P., Gu, Q., Yang, L., Yu, Y., & Wang, Y. (2017). Characterization of extracellular vitamin B12 producing *Lactobacillus plantarum* strains and assessment of the probiotic potentials. *Food Chemistry*, **234**, 494-501.



- Li, Y., Liu, T., Zhao, M., Zhong, H., Luo, W., & Feng, F. (2019). *In vitro* and *in vivo* investigations of probiotic properties of lactic acid bacteria isolated from Chinese traditional sourdough. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **103**(4), 1893-1903.
- Lin, W.-C., Ptak, C. P., Chang, C.-Y., Ian, M.-K., Chia, M.-Y., Chen, T.-H., & Kuo, C.-J. (2020). Autochthonous lactic acid bacteria isolated from dairy cow feces exhibiting promising probiotic properties and *in vitro* antibacterial activity against foodborne pathogens in cattle. *Frontiers in Veterinary Science*, **7**, 239.
- Lindahl, M., Faris, A., Wadström, T., & Hjerten, S. J. B. e. B. A.-G. S. (1981). A new test based on 'salting out' to measure relative hydrophobicity of bacterial cells. **677**(3-4), 471-476.
- Liu, J., Holuszko, M., & Mastalerz, M. (2017). Applications of micro-FTIR technique in studying hydrophobicity of coal. *International Journal of Coal Geology*, **178**, 74-83.
- Loh, J.-Y. (2017). The role of probiotics and their mechanisms of action: an aquaculture perspective. *World Aquaculture*, **18**(1), 19-23.
- Lozo, J., Jovicic, B., Kojic, M., Dalgarrondo, M., Chobert, J.-M., Haertlé, T., & Topisirovic, L. (2007). Molecular characterization of a novel bacteriocin and an unusually large aggregation factor of *Lactobacillus paracasei* subsp. *paracasei* BGSJ2-8, a natural isolate from homemade cheese. *Current Microbiology*, **55**(3), 266-271.
- Luis Balcázar, J., Decamp, O., Vendrell, D., De Blas, I., Ruiz-Zarzuela, I., & Disease. (2006). Health and nutritional properties of probiotics in fish and shellfish. *Microbial Ecology in Health Disease*, **18**(2), 65-70.
- Lukic, J., Strahinic, I., Milenkovic, M., Nikolic, M., Tolinacki, M., Kojic, M., & Begovic, J. (2014). Aggregation factor as an inhibitor of bacterial binding to gut mucosa. *Microbial Ecology*, **68**(3), 633-644.
- Lutterodt, G., Basnet, M., Foppen, J., & Uhlenbrook, S. (2009). The effect of surface characteristics on the transport of multiple *Escherichia coli* isolates in large scale columns of quartz sand. *Water Research*, **43**(3), 595-604.
- Mack, D., Ahrné, S., Hyde, L., Wei, S., & Hollingsworth, M. A. (2003). Extracellular MUC3 mucin secretion follows adherence of *Lactobacillus* strains to intestinal epithelial cells *in vitro*. *Gut*, **52**(6), 827-833.
- Malik, A., Sakamoto, M., Hanazaki, S., Osawa, M., Suzuki, T., Tochigi, M., & Kakii, K. (2003). Coaggregation among nonflocculating bacteria isolated from activated sludge. *Applied and Environmental Microbiology*, **69**(10), 6056-6063.

- Malíková, L., Weis, J., & Hrnčár, C. (2020). Effect of administration of probiotic preparation with strain of *Lactobacillus fermentum* on the weight gain of the young pigeons. *Journal of Microbiology, Biotechnology Food Sciences*, **9**(4), 1469-1476.
- Marcotte, H., Ferrari, S., Cesena, C., Hammarström, L., Morelli, L., Pozzi, G., & Oggioni, M. (2004). The aggregation-promoting factor of *Lactobacillus crispatus* M247 and its genetic locus. *Journal of Applied Microbiology*, **97**(4), 749-756.
- Marseglia, G. L., Tosca, M., Cirillo, I., Licari, A., Leone, M., Marseglia, A., Castellazzi, A. M., et al. (2007). Efficacy of *Bacillus clausii* spores in the prevention of recurrent respiratory infections in children: a pilot study. *Therapeutics and Clinical Risk Management*, **3**(1), 13.
- Massip, C., Branchu, P., Bossuet-Greif, N., Chagneau, C. V., Gaillard, D., Martin, P., Boury, M., et al. (2019). Deciphering the interplay between the genotoxic and probiotic activities of *Escherichia coli* Nissle 1917. *PLoS Pathogens*, **15**(9), e1008029.
- Mattila-Sandholm, T., Myllärinen, P., Crittenden, R., Mogensen, G., Fondén, R., & Saarela, M. (2002). Technological challenges for future probiotic foods. *International Dairy Journal*, **12**(2-3), 173-182.
- Maurad, K., & Meriem, K. H. (2008). Probiotic characteristics of *Lactobacillus plantarum* strains from traditional butter made from camel milk in arid regions (Sahara) of Algeria. *Grasas y aceites*, **59**(3), 218-224.
- May, H. C., Yu, J.-J., Shrihari, S., Seshu, J., Klose, K. E., Cap, A. P., Chambers, J. P., et al. (2019). Thioredoxin modulates cell surface hydrophobicity in *Acinetobacter baumannii*. **10**.
- Mbye, M., Baig, M. A., AbuQamar, S. F., El-Tarabily, K. A., Obaid, R. S., Osaili, T. M., Al-Nabulsi, A. A., et al. (2020). Updates on understanding of probiotic lactic acid bacteria responses to environmental stresses and highlights on proteomic analyses. *Comprehensive Reviews in Food Science Food Safety*, **19**(3), 1110-1124.
- McFarland, L. V. (2010). Systematic review and meta-analysis of *Saccharomyces boulardii* in adult patients. *World Journal of Gastroenterology: WJG*, **16**(18), 2202.
- McLean, J. S., Pinchuk, G. E., Geydebekht, O. V., Bilskis, C. L., Zakrajsek, B. A., Hill, E. A., Saffarini, D., et al. (2008). Oxygen-dependent autoaggregation in *Shewanella oneidensis* MR-1. *Environmental Microbiology*, **10**(7), 1861-1876.
- Mehmood, C. T., Qazi, I. A., Hashmi, I., Bhargava, S., Deepa, S. J. I. B., & Biodegradation. (2016). Biodegradation of low density polyethylene (LDPE) modified with dye sensitized titania and starch blend using *Stenotrophomonas pavanii*. **113**, 276-286.



- Mercan, E., İspirli, H., Sert, D., Yılmaz, M. T., & Dertli, E. (2015). Impact of exopolysaccharide production on functional properties of some *Lactobacillus salivarius* strains. *Archives of Microbiology*, **197**(9), 1041-1049.
- Meuskens, I., Michalik, M., Chauhan, N., Linke, D., & Leo, J. C. (2017). A new strain collection for improved expression of outer membrane proteins. *Frontiers in Cellular Infection Microbiology*, **7**, 464.
- Misawa, N., & Blaser, M. J. (2000). Detection and characterization of autoagglutination activity by *Campylobacter jejuni*. *Infection and Immunity*, **68**(11), 6168-6175.
- Mittelviehhaus, M., Müller, D. B., Zambelli, T., & Vorholt, J. A. (2019). A modular atomic force microscopy approach reveals a large range of hydrophobic adhesion forces among bacterial members of the leaf microbiota. *The ISME Journal*, **13**(7), 1878-1882.
- Mofredj, A., Bahloul, H., & Chanut, C. (2007). *Lactococcus lactis*: un pathogène opportuniste? *Médecine et Maladies Infectieuses*, **37**(4), 200-207.
- Mokoena, M. P., Mutanda, T., & Olaniran, A. O. (2016). Perspectives on the probiotic potential of lactic acid bacteria from African traditional fermented foods and beverages. *Food and Nutrition Research*, **60**(1), 29630.
- Mombelli, B., & Gismondo, M. R. (2000). The use of probiotics in medical practice. *International Journal of Antimicrobial Agents*, **16**(4), 531-536.
- Montero, D. A., Velasco, J., Del Canto, F., Puente, J. L., Padola, N. L., Rasko, D. A., Farfán, M., et al. (2017). Locus of adhesion and autoaggregation (LAA), a pathogenicity island present in emerging Shiga toxin-producing *Escherichia coli* strains. *Scientific reports*, **7**(1), 1-13.
- Moslehi-Jenabian, S., Lindegaard, L., & Jespersen, L. (2010). Beneficial effects of probiotic and food borne yeasts on human health. *Nutrients*, **2**(4), 449-473.
- Mulaw, G., Sisay Tessema, T., Muleta, D., & Tesfaye, A. (2019). *In vitro* evaluation of probiotic properties of lactic acid bacteria isolated from some traditionally fermented Ethiopian food products. *International Journal of Microbiology*, **2019**, 11.
- Muthusamy, K., Soundharrajan, I., Srisesharam, S., Kim, D., Kuppusamy, P., Lee, K. D., & Choi, K. C. (2020). Probiotic Characteristics and Antifungal Activity of *Lactobacillus plantarum* and Its Impact on Fermentation of Italian Ryegrass at Low Moisture. *Applied Sciences*, **10**(1), 417.
- Nachtigall, C., Weber, C., Rothenburger, S., Jaros, D., & Rohm, H. (2019). Test parameters and cell chain length of *Streptococcus thermophilus* affect the microbial adhesion to

- hydrocarbons assay: a methodical approach. *FEMS Microbiology Letters*, **366**(12), fnz150.
- Nagpal, R., Yadav, H., Kumar, M., Jain, S., Yamashiro, Y., & Marotta, F. (2013). Probiotics, Prebiotics and Synbiotics: An Introduction. In: Ötleş, S. (Ed.), *Probiotics and Prebiotics in Food, Nutrition and Health* (pp. 9-32). Boca Raton, UAS: CRC Press, Taylor & Francis Group, LLC.
- Nfor, B. K., Hylkema, N. N., Wiedhaup, K. R., Verhaert, P. D., Van der Wielen, L. A., & Ottens, M. (2011). High-throughput protein precipitation and hydrophobic interaction chromatography: salt effects and thermodynamic interrelation. *Journal of Chromatography A*, **1218**(49), 8958-8973.
- Ng, S., Hart, A., Kamm, M., Stagg, A., & Knight, S. C. (2009). Mechanisms of action of probiotics: recent advances. *Inflammatory Bowel Diseases*, **15**(2), 300-310.
- Nikolic, M., Jovicic, B., Kojic, M., & Topisirovic, L. (2010). Surface properties of *Lactobacillus* and *Leuconostoc* isolates from homemade cheeses showing auto-aggregation ability. *European Food Research and Technology*, **231**(6), 925-931.
- Nikoskelainen, S., Salminen, S., Bylund, G., & Ouwehand, A. C. (2001). Characterization of the properties of human-and dairy-derived probiotics for prevention of infectious diseases in fish. *Applied and Environmental Microbiology*, **67**(6), 2430-2435.
- Nuraida, L. (2015). A review: Health promoting lactic acid bacteria in traditional Indonesian fermented foods. *Food Science and Human Wellness*, **4**(2), 47-55.
- Obuekwe, C. O., Al-Jadi, Z. K., & Al-Saleh, E. S. (2007). Sequential hydrophobic partitioning of cells of *Pseudomonas aeruginosa* gives rise to variants of increasing cell-surface hydrophobicity. *FEMS Microbiology Letters*, **270**(2), 214-219.
- Odamaki, T., Yonezawa, S., Kitahara, M., Sugahara, Y., Xiao, J. Z., Yaeshima, T., Iwatsuki, K., et al. (2011). Novel multiplex polymerase chain reaction primer set for identification of *Lactococcus* species. *Letters in Applied Microbiology*, **52**(5), 491-496.
- Oelschlaeger, T. A. (2010). Mechanisms of probiotic actions—a review. *International Journal of Medical Microbiology*, **300**(1), 57-62.
- Ofek, I., & Doyle, R. J. (1994). *Bacterial adhesion to cells and tissues*. Great Britain by Chapman & Hall 2-6 Boundary Row London SE1 8HN: Springer Science & Business Media.
- Ogunremi, O., Sanni, A., & Agrawal, R. (2015). Probiotic potentials of yeasts isolated from some cereal-based Nigerian traditional fermented food products. *Journal of Applied Microbiology*, **119**(3), 797-808.

- Ohland, C. L., MacNaughton, W. K., & Physiology, L. (2010). Probiotic bacteria and intestinal epithelial barrier function. *Journal of Physiology-Gastrointestinal and Liver Physiology*, **298**(6), G807-G819.
- Ou, B., Yang, Y., Tham, W. L., Chen, L., Guo, J., & Zhu, G. (2016). Genetic engineering of probiotic *Escherichia coli* Nissle 1917 for clinical application. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **100**(20), 8693-8699.
- Ouwehand, A. C., Salminen, S., & Isolauri, E. (2002). Probiotics: an overview of beneficial effects. *Antonie van Leeuwenhoek*, **82**, 279-289.
- Ozgun, D., & Vural, H. C. (2011). Identification of *Lactobacillus* strains isolated from faecal specimens of babies and human milk colostrum by API 50 CHL system. *Journal of Medical Genetics and Genomics*, **3**(3), 46-49.
- Pan, W.-H., Li, P.-L., & Liu, Z. (2006). The correlation between surface hydrophobicity and adherence of *Bifidobacterium* strains from centenarians' faeces. *Anaerobe*, **12**(3), 148-152.
- Papizadeh, M., Rohani, M., Nahrevanian, H., Javadi, A., & Pourshafie, M. R. (2017). Probiotic characters of *Bifidobacterium* and *Lactobacillus* are a result of the ongoing gene acquisition and genome minimization evolutionary trends. *Microbial Pathogenesis*, **111**, 118-131.
- Park, S.-N., Lim, Y. K., Shin, J. H., Chang, Y.-H., Shin, Y., Paek, J., Kim, H., et al. (2019). *Streptococcus gwangjuense* sp. nov., Isolated from Human Pericoronitis. *Current Microbiology*, **76**(7), 799-803.
- Parmanand, B. A., Kellingray, L., Le Gall, G., Basit, A. W., Fairweather-Tait, S., & Narbad, A. (2019). A decrease in iron availability to human gut microbiome reduces the growth of potentially pathogenic gut bacteria; an *in vitro* colonic fermentation study. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, **67**, 20-27.
- Patel, S., & Gupta, R. S. (2018). Robust demarcation of fourteen different species groups within the genus *Streptococcus* based on genome-based phylogenies and molecular signatures. *Infection, Genetics and Evolution*, **66**, 130-151.
- Pavlović, N., Stankov, K., & Mikov, M. (2012). Probiotics—interactions with bile acids and impact on cholesterol metabolism. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, **168**(7), 1880-1895.
- Pearson, M. M., Lafontaine, E. R., Wagner, N. J., Geme, J. W. S., & Hansen, E. J. (2002). A hag mutant of *Moraxella catarrhalis* strain O35E is deficient in hemagglutination,

- autoagglutination, and immunoglobulin D-binding activities. *Infection and Immunity*, **70**(8), 4523-4533.
- Pérez, P. F., Minnaard, Y., Disalvo, E. A., & De Antoni, G. L. (1998). Surface properties of bifidobacterial strains of human origin. *Applied and Environmental Microbiology*, **64**(1), 21-26.
- Petrov, K., Popova, L., & Petrova, P. (2017). High lactic acid and fructose production via Mn<sup>2+</sup>-mediated conversion of inulin by *Lactobacillus paracasei*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **101**(11), 4433-4445.
- Petrova, P., Tsvetanova, F., & Petrov, K. (2019). Low cell surface hydrophobicity is one of the key factors for high butanol tolerance of Lactic acid bacteria. *Engineering in Life Sciences*, **19**(2), 133-142.
- Piwat, S., Sophatha, B., & Teanpaisan, R. (2015). An assessment of adhesion, aggregation and surface charges of *Lactobacillus* strains derived from the human oral cavity. *Letters in Applied Microbiology*, **61**(1), 98-105.
- Poli, E., Ouk, T.-S., Barrière, G., Lévêque, G., Sol, V., & Denes, E. (2019). La faible densité des groupements hydroxyles de surface explique-t-elle la plus faible adhésion bactérienne sur l'alumine poreuse? *Revue de Chirurgie Orthopédique et Traumatologique*, **105**(3), 321-325.
- Pot, B., Felis, G., De Bruyne, K., Tsakalidou, E., Papadimitriou, K., Leisner, J., & Vandamme, P. (2014). The genus *Lactobacillus*. In: Holzapfel, W. H. & Wood, B. J. B. (Eds.), *Lactic acid bacteria: biodiversity and taxonomy* (pp. 249–353): John Wiley & Sons, Inc, Hoboken, NJ.
- Pradhan, S., & Weiss, A. A. (2020). Probiotic Properties of *Escherichia coli* Nissle in Human Intestinal Organoids. *Mbio*, **11**(4).
- Prado, F. C., Lindner, J. D. D., Inaba, J., Thomaz-Soccol, V., Brar, S. K., & Soccol, C. R. (2015). Development and evaluation of a fermented coconut water beverage with potential health benefits. *Journal of Functional Foods*, **12**, 489-497.
- Queiroz, J., Tomaz, C., & Cabral, J. (2001). Hydrophobic interaction chromatography of proteins. *Journal of Biotechnology*, **87**(2), 143-159.
- Quigley, E. M. (2011). Gut microbiota and the role of probiotics in therapy. *Current Opinion in Pharmacology*, **11**(6), 593-603.
- Rafi, U., Asmat, M. N., Bokhari, S. S., & Qurashi, A. W. (2019). Biofilm Formation and Bacterial Aggregation Response of *Planomicrobium chinense* and *Alkaligenes faecalis*

- Associated with *Periplaneta americana* Found in Household Sewerage. *Pakistan Journal of Zoology*, **51**(6), 2389-2392.
- Rahman, M. M., Kim, W.-S., Kumura, H., & Shimazaki, K.-I. (2008). Autoaggregation and surface hydrophobicity of bifidobacteria. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, **24**(8), 1593-1598.
- Ramiah, K., van Reenen, C. A., & Dicks, L. M. (2008). Surface-bound proteins of *Lactobacillus plantarum* 423 that contribute to adhesion of Caco-2 cells and their role in competitive exclusion and displacement of *Clostridium sporogenes* and *Enterococcus faecalis*. *Research in Microbiology*, **159**(6), 470-475.
- Ranadheera, R., Baines, S., & Adams, M. (2010). Importance of food in probiotic efficacy. *Food Research International*, **43**(1), 1-7.
- Raseena Beegum, E., Prejit, P., Mahesh, S., Megha, P., Asha, K. J. J. o. F., Diseases, Z., & April-June. (2019). Molecular Detection and Characterization of Enteroaggregative *Escherichia coli* (EAEC) from Diarrhoeal Samples of Human Infants and Calves. **7**(02), 12-16.
- Rayavarapu, B., & Tallapragada, P. (2019). Evaluation of Potential Probiotic Characters of *Lactobacillus Fermentum*. *Scientific Study Research. Chemistry and Chemical Engineering, Biotechnology, Food Industry*, **20**(2), 183-197.
- Rea, M. C., Sit, C. S., Clayton, E., O'Connor, P. M., Whittal, R. M., Zheng, J., Vederas, J. C., et al. (2010). Thuricin CD, a posttranslationally modified bacteriocin with a narrow spectrum of activity against *Clostridium difficile*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **107**(20), 9352-9357.
- Reid, G. (2002). The potential role of probiotics in pediatric urology. *The Journal of Urology*, **168**(4), 1512-1517.
- Reid, G., & Burton, J. (2002). Use of *Lactobacillus* to prevent infection by pathogenic bacteria. *Microbes and Infection*, **4**(3), 319-324.
- Reid, G., Jass, J., Sebulsky, M. T., & McCormick, J. K. (2003). Potential uses of probiotics in clinical practice. *Clinical Microbiology Reviews*, **16**(4), 658-672.
- Ren, Y., Wang, C., Chen, Z., Allan, E., van der Mei, H. C., & Busscher, H. J. (2018). Emergent heterogeneous microenvironments in biofilms: substratum surface heterogeneity and bacterial adhesion force-sensing. *FEMS microbiology reviews*, **42**(3), 259-272.
- Reuben, R., Roy, P., Sarkar, S., Alam, A. R. U., & Jahid, I. (2020). Characterization and evaluation of lactic acid bacteria from indigenous raw milk for potential probiotic properties. *Journal of Dairy Science*, **103**(2), 1223-1237.

- Reuter, G. (2001). The *Lactobacillus* and *Bifidobacterium* microflora of the human intestine: composition and succession. *Current Issues in Intestinal Microbiology*, **2**(2), 43-53.
- Richards, V., Palmer, S., Pavinski Bitar, P., Qin, X., Weinstock, G., Highlander, S., Town, C., et al. (2014). Phylogenomics and the Dynamic Genome Evolution of the Genus *Streptococcus*. *Genome Biology and Evolution*, **6**.
- Rickard, A. H., Gilbert, P., High, N. J., Kolenbrander, P. E., & Handley, P. S. (2003). Bacterial coaggregation: an integral process in the development of multi-species biofilms. *Trends in Microbiology*, **11**(2), 94-100.
- Ringø, E., Van Doan, H., Lee, S. H., Soltani, M., Hoseinifar, S. H., Harikrishnan, R., & Song, S. K. (2020). Probiotics, lactic acid bacteria and bacilli: interesting supplementation for aquaculture. *Journal of Applied Microbiology*, **129**, 116-136.
- Rojas, M., Ascencio, F., & Conway, P. (2002). Purification and Characterization of a Surface Protein from *Lactobacillus fermentum* 104R That Binds to Porcine Small Intestinal Mucus and Gastric Mucin. *Applied and Environmental Microbiology*, **68**, 2330-2336.
- Rolfe, R. D. (2000). The role of probiotic cultures in the control of gastrointestinal health. *The Journal of Nutrition*, **130**(2), 396S-402S.
- Roos, S., & Jonsson, H. (2002). A high-molecular-mass cell-surface protein from *Lactobacillus reuteri* 1063 adheres to mucus components. The GenBank accession number for the sequence reported in this paper is AF120104. *Microbiology*, **148**(2), 433-442.
- Rosenberg, M. (1984). Bacterial adherence to hydrocarbons: a useful technique for studying cell surface hydrophobicity. *FEMS Microbiology Letters*, **22**(3), 289-295.
- Rosenberg, M. (2017). Adhesion to hydrocarbons and microbial hydrophobicity—do the MATH. *FEMS Microbiology Letters*, **364**(10).
- Saarela, M., Mogensen, G., Fonden, R., Mättö, J., & Mattila-Sandholm, T. (2000). Probiotic bacteria: safety, functional and technological properties. *Journal of Biotechnology*, **84**(3), 197-215.
- Sabati, H., & Motamedi, H. (2018). Investigation of the relationship between cell surface hydrophobicity and demulsifying capability of biodemulsifier-producing bacteria. *Frontiers in Biology*, **13**(5), 358-365.
- Saito, K., Tomita, S., & Nakamura, T. (2019). Aggregation of *Lactobacillus brevis* associated with decrease in pH by glucose fermentation. *Bioscience, Biotechnology and Biochemistry*, **83**(8), 1523-1529.



- Saito, T. (2004). Selection of useful probiotic lactic acid bacteria from the *Lactobacillus acidophilus* group and their applications to functional foods. *Animal Science Journal*, **75**(1), 1-13.
- Salas-Jara, M. J., Ilabaca, A., Vega, M., & García, A. (2016). Biofilm forming *Lactobacillus*: new challenges for the development of probiotics. *Microorganisms*, **4**(3), 35.
- Salvetti, E., Harris, H. M., Felis, G. E., & O'Toole, P. W. (2018). Comparative genomics of the genus *Lactobacillus* reveals robust phylogroups that provide the basis for reclassification. *Applied and Environmental Microbiology*, **84**(17).
- Sánchez, B., Ruiz, L., Gueimonde, M., Ruas-Madiedo, P., & Margolles, A. (2013). Adaptation of bifidobacteria to the gastrointestinal tract and functional consequences. *Pharmacological Research*, **69**(1), 127-136.
- Savard, P., Lamarche, B., Paradis, M.-E., Thiboutot, H., Laurin, É., & Roy, D. (2011). Impact of *Bifidobacterium animalis* subsp. *lactis* BB-12 and, *Lactobacillus acidophilus* LA-5-containing yoghurt, on fecal bacterial counts of healthy adults. *International Journal of Food Microbiology*, **149**(1), 50-57.
- Schachtsiek, M., Hammes, W. P., & Hertel, C. (2004). Characterization of *Lactobacillus coryniformis* DSM 20001T surface protein Cpf mediating coaggregation with and aggregation among pathogens. *Applied and Environmental Microbiology*, **70**(12), 7078-7085.
- Schillinger, U., Guigas, C., & Holzapfel, W. H. (2005). *In vitro* adherence and other properties of lactobacilli used in probiotic yoghurt-like products. *International Dairy Journal*, **15**(12), 1289-1297.
- Schneider, S. M. (2011). Quels probiotiques utiliser en hépato-gastroentérologie, quand et comment? *La Lettre de l'hépatogastroentérologue*, **14**(4), 171-175.
- Sebastian, A. P., & Keerthi, T. (2013). Adhesion and cell surface properties of wild species of spore formers against enteric pathogens. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, **6**(2), 110-114.
- Sendra, E., Sayas-Barberá, M., Fernández-López, J., & Pérez-Alvarez, J. (2016). Effect of food composition on probiotic bacteria viability. In: Watson, R. R. & Preedy, V. R. (Eds.), *Probiotics, Prebiotics, Synbiotics* (pp. 257-269). UK: Elsevier.
- Serhan, M., Cailliez-Grimal, C., Borges, F., Revol-Junelles, A.-M., Hosri, C., & Fanni, J. (2009). Bacterial diversity of Darfiyeh, a Lebanese artisanal raw goat's milk cheese. *Food Microbiology*, **26**(6), 645-652.

- Servin, A. L. (2004). Antagonistic activities of lactobacilli and bifidobacteria against microbial pathogens. *FEMS microbiology reviews*, **28**(4), 405-440.
- Servin, A. L., & Coconnier, M.-H. (2003). Adhesion of probiotic strains to the intestinal mucosa and interaction with pathogens. *Best Practice Research Clinical Gastroenterology*, **17**(5), 741-754.
- Shanahan, F. (2011). Molecular mechanisms of probiotic action: it's all in the strains! *Gut*, **60**(8), 1026-1027.
- Sharafi, H., Alidost, L., Lababpour, A., Zahiri, H. S., Abbasi, H., Vali, H., & Noghabi, K. A. (2013). Antibacterial activity of probiotic *Lactobacillus plantarum* HK01: effect of divalent metal cations and food additives on production efficiency of antibacterial compounds. *Probiotics and Antimicrobial Proteins*, **5**(2), 121-130.
- Sharma, N., Angural, S., Rana, M., Puri, N., Kondepudi, K. K., & Gupta, N. (2020). Phytase producing lactic acid bacteria: Cell factories for enhancing micronutrient bioavailability of phytate rich foods. *Trends in Food Science & Technology*, **96**, 1-12.
- Shehata, M., El Sohaimy, S., El-Sahn, M. A., & Youssef, M. (2016). Screening of isolated potential probiotic lactic acid bacteria for cholesterol lowering property and bile salt hydrolase activity. *Annals of Agricultural Sciences*, **61**(1), 65-75.
- Sherman, P. M., Ossa, J. C., & Johnson-Henry, K. (2009). Unraveling mechanisms of action of probiotics. *Nutrition in Clinical Practice*, **24**(1), 10-14.
- Shi, Z., & Zhang, X. (2017). Contact angle hysteresis analysis on superhydrophobic surface based on the design of channel and pillar models. *Materials and Design*, **131**, 323-333.
- Singh, S., Goswami, P., Singh, R., & Heller, K. J. (2009). Application of molecular identification tools for *Lactobacillus*, with a focus on discrimination between closely related species: A review. *LWT-Food Science and Technology*, **42**(2), 448-457.
- Singhal, N., Singh, N. S., Mohanty, S., Singh, P., & Viridi, J. S. (2019). Evaluation of probiotic characteristics of lactic acid bacteria isolated from two commercial preparations available in Indian market. *Indian Journal of Microbiology*, **59**(1), 112-115.
- Sjollema, J., van der Mei, H. C., Hall, C. L., Peterson, B. W., de Vries, J., Song, L., de Jong, E. D., et al. (2017). Detachment and successive re-attachment of multiple, reversibly-binding tethers result in irreversible bacterial adhesion to surfaces. *Scientific reports*, **7**(1), 1-13.
- Škvarla, J., Kupka, D., & Turčániová, L. (2002). A complementary study of hydrophobicity and surface charge of *Thiobacillus ferrooxidans*. The effect of ionic surfactants. *Acta Montanistica Slovaca Ročník*, **7**, 85-88.



- Slover, C., & Danziger, L. (2008). Lactobacillus: a review. *Clinical Microbiology Newsletter*, **30**(4), 23-27.
- Socol, C., Prado, M., Garcia, L., Rodrigues, C., Medeiros, A., & Socol, V. (2014). Current developments in probiotics. *Journal of Microbial & Biochemical Technology*, **7**, 11-20.
- Solval, K. M., Chouljenko, A., Chotiko, A., & Sathivel, S. (2019). Growth kinetics and lactic acid production of *Lactobacillus plantarum* NRRL B-4496, *L. acidophilus* NRRL B-4495, and *L. reuteri* B-14171 in media containing egg white hydrolysates. *LWT-Food Science and Technology*, **105**, 393-399.
- Sonnenborn, U., & Schulze, J. (2009). The non-pathogenic *Escherichia coli* strain Nissle 1917—features of a versatile probiotic. *Microbial Ecology in Health and Disease*, **21**(3-4), 122-158.
- Sopha, B., Piwat, S., & Teanpaisan, R. (2020). Adhesion, anti-adhesion and aggregation properties relating to surface charges of selected *Lactobacillus* strains: study in Caco-2 and H357 cells. *Archives of Microbiology*, **202**(6), 1349-1357.
- Sorroche, F. G., Spesia, M. B., Zorreguieta, Á., & Giordano, W. (2012). A positive correlation between bacterial autoaggregation and biofilm formation in native *Sinorhizobium meliloti* isolates from Argentina. *Applied and Environmental Microbiology*, **78**(12), 4092-4101.
- Sowmya, N., Nandini, K., Earanna, N., Sajeevan, R., & Nataraja, K. N. (2016). Molecular identification and genetic diversity of *Lactobacillus* species isolated from different edible sources. *Journal of Pure and Applied Microbiology*, **10**(4), 3155-3162.
- Španová, A., Dráb, V., Turková, K., Špano, M., Burdychová, R., Šedo, O., Šrůtková, D., et al. (2015). Selection of potential probiotic *Lactobacillus* strains of human origin for use in dairy industry. *European Food Research and Technology*, **241**(6), 861-869.
- Steensels, J., Snoek, T., Meersman, E., Nicolino, M. P., Voordeckers, K., & Verstrepen, K. J. (2014). Improving industrial yeast strains: exploiting natural and artificial diversity. *FEMS microbiology reviews*, **38**(5), 947-995.
- Stevik, T. K., Aa, K., Ausland, G., & Hanssen, J. F. (2004). Retention and removal of pathogenic bacteria in wastewater percolating through porous media: a review. *Water Research*, **38**(6), 1355-1367.
- Streit, F., Corrieu, G., & Béal, C. (2007). Acidification improves cryotolerance of *Lactobacillus delbrueckii* subsp. *bulgaricus* CFL1. *Journal of Biotechnology*, **128**(3), 659-667.
- Šušković, J., Kos, B., Beganović, J., Leboš Pavunc, A., Habjanič, K., & Matošić, S. (2010). Antimicrobial activity—the most important property of probiotic and starter lactic acid bacteria. *Food Technology and Biotechnology*, **48**(3), 296-307.

- Švec, P., Franz, C. J. L. A. B., Biodiversity, Taxonomy, e. W. H., & Wood, B. (2014). The genus *Enterococcus*. 175-211.
- Švec, P., & Franz, C. M. A. P. (2014). The genus *Enterococcus*. In: Holzapfel, W. H. & Wood, B. J. (Eds.), *Lactic acid bacteria: biodiversity and taxonomy* (pp. 175-211): John Wiley & Sons.
- Szajewska, H. (2006). Probiotics and prebiotics in pediatrics: Where are we now? *The Turkish journal of pediatrics*, **49**, 231-244.
- Tachedjian, G., Aldunate, M., Bradshaw, C. S., & Cone, R. A. (2017). The role of lactic acid production by probiotic *Lactobacillus* species in vaginal health. *Research in Microbiology*, **168**(9-10), 782-792.
- Taheri, H., Moravej, H., Tabandeh, F., Zaghari, M., & Shivazad, M. (2009). Screening of lactic acid bacteria toward their selection as a source of chicken probiotic. *Poultry Science*, **88**(8), 1586-1593.
- Tailliez, P. (2004). Les lactobacilles: propriétés, habitats, rôle physiologique et intérêt en santé humaine. *Antibiotiques*, **6**(1), 35-41.
- Tamime, A., Saarela, M., Sondergaard, A. K., Mistry, V., & Shah, N. (2005). Production and maintenance of viability of probiotic microorganisms in dairy products. In: Tamime, A. Y. & Thomas, L. V. (Eds.), *Probiotic dairy products* (Vol. 3, pp. 39-63): John Wiley & Sons Ltd.
- Tauveron, G., Slomianny, C., Henry, C., & Faille, C. (2006). Variability among *Bacillus cereus* strains in spore surface properties and influence on their ability to contaminate food surface equipment. *International Journal of Food Microbiology*, **110**(3), 254-262.
- Teuber, M. (2015). *Lactococcus*. *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria*, 1-21.
- Teuber, M., & Geis, A. (2006). The genus *Lactococcus*. *The prokaryotes*, **4**, 205-228.
- Toit, M. d., Huch, M., Cho, G. S., & Franz, C. M. A. P. (2014). The genus *Streptococcus*. In: Holzapfel, W. H. & Wood, B. J. B. (Eds.), *Lactic Acid Bacteria: Biodiversity and Taxonomy* (pp. 457-505): John Wiley & Sons, Ltd.
- Tomich, M., & Mohr, C. D. (2003). Adherence and autoaggregation phenotypes of a *Burkholderia cenocepacia* cable pilus mutant. *FEMS Microbiology Letters*, **228**(2), 287-297.
- Tompkins, T., Xu, X., & Ahmarani, J. (2010). A comprehensive review of post-market clinical studies performed in adults with an Asian probiotic formulation. *Beneficial Microbes*, **1**(1), 93-106.

- Tosukhowong, A., Nakayama, J., Mizunoe, Y., Sugimoto, S., Fukuda, D., & Sonomoto, K. (2005). Reconstitution and function of *Tetragenococcus halophila* chaperonin 60 tetradecamer. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, **99**(1), 30-37.
- Trivedi, D., Jena, P. k., Patel, J. k., & Seshadri, S. (2013). Partial Purification and Characterization of a Bacteriocin DT24 Produced by Probiotic Vaginal *Lactobacillus brevis* DT24 and Determination of its Anti-Uropathogenic Escherichia coli Potential. *Probiotics and Antimicrobial Proteins*, **5**(2), 142-151.
- Trunk, T., Khalil, H. S., & Leo, J. C. (2018). Bacterial autoaggregation. *AIMS Microbiology*, **4**(1), 140.
- Trush, E. A., Poluektova, E. A., Beniashvilli, A. G., Shifrin, O. S., Poluektov, Y. M., & Ivashkin, V. T. (2020). The Evolution of Human Probiotics: Challenges and Prospects. *Probiotics and Antimicrobial Proteins*, 1-9.
- Tuo, Y., Yu, H., Ai, L., Wu, Z., Guo, B., & Chen, W. (2013). Aggregation and adhesion properties of 22 *Lactobacillus* strains. *Journal of Dairy Science*, **96**(7), 4252-4257.
- Turrone, F., Van Sinderen, D., & Ventura, M. (2011). Genomics and ecological overview of the genus *Bifidobacterium*. *International Journal of Food Microbiology*, **149**(1), 37-44.
- Upadhyay, V., McSweeney, P., Magboul, A., & Fox, P. (2004). Proteolysis in cheese during ripening. In: Fox, P. F., McSweeney, P. L. H., Cogan, T. M. & Guinee, T. P. (Eds.), *Cheese: chemistry, physics and microbiology* (Vol. 1, pp. 391-434). USA: Elsevier Academic Press 525 B Street, Suite 1900, San Diego, California 92101-4495.
- Vadillo-Rodriguez, V., Busscher, H. J., van der Mei, H. C., de Vries, J., & Norde, W. (2005). Role of *Lactobacillus* cell surface hydrophobicity as probed by AFM in adhesion to surfaces at low and high ionic strength. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, **41**(1), 33-41.
- Van Coillie, E., Goris, J., Cleenwerck, I., Grijspeerdt, K., Botteldoorn, N., Van Immerseel, F., De Buck, J., et al. (2007). Identification of lactobacilli isolated from the cloaca and vagina of laying hens and characterization for potential use as probiotics to control *Salmonella Enteritidis*. *Journal of Applied Microbiology*, **102**(4), 1095-1106.
- Van De Guchte, M., Serror, P., Chervaux, C., Smokvina, T., Ehrlich, S. D., & Maguin, E. (2002). Stress responses in lactic acid bacteria. *Antonie van Leeuwenhoek*, **82**(1-4), 187-216.
- Van der Aa Kühle, A., & Jespersen, L. (2003). The taxonomic position of *Saccharomyces boulardii* as evaluated by sequence analysis of the D1/D2 domain of 26S rDNA, the

- ITS1-5.8 S rDNA-ITS2 region and the mitochondrial cytochrome-c oxidase II gene. *Systematic and Applied Microbiology*, **26**(4), 564-571.
- Van der Mei, H., Van de Belt-Gritter, B., Pouwels, P., Martinez, B., & Busscher, H. (2003). Cell surface hydrophobicity is conveyed by S-layer proteins—a study in recombinant lactobacilli. *Colloids Surfaces B: Biointerfaces*, **28**(2-3), 127-134.
- Van Tassell, M. L., & Miller, M. J. (2011). *Lactobacillus* adhesion to mucus. *Nutrients*, **3**(5), 613-636.
- Varankovich, N. V., Nickerson, M. T., & Korber, D. R. (2015). Probiotic-based strategies for therapeutic and prophylactic use against multiple gastrointestinal diseases. *Frontiers in Microbiology*, **6**, 685.
- Vasiljevic, T., & Shah, N. P. (2008). Probiotics—from Metchnikoff to bioactives. *International Dairy Journal*, **18**(7), 714-728.
- Vásquez, A., Molin, G., Pettersson, B., Antonsson, M., & Ahrné, S. (2005). DNA-based classification and sequence heterogeneities in the 16S rRNA genes of *Lactobacillus casei/paracasei* and related species. *Systematic and Applied Microbiology*, **28**(5), 430-441.
- Vatsos, I., Thompson, K. D., & Adams, A. (2001). Adhesion of the fish pathogen *Flavobacterium psychrophilum* to unfertilized eggs of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and n-hexadecane. *Letters in Applied Microbiology*, **33**(3), 178-182.
- Vélez, M. P., De Keersmaecker, S. C., & Vanderleyden, J. (2007). Adherence factors of *Lactobacillus* in the human gastrointestinal tract. *FEMS Microbiology Letters*, **276**(2), 140-148.
- Verluyten, J., Messens, W., & De Vuyst, L. (2003). The curing agent sodium nitrite, used in the production of fermented sausages, is less inhibiting to the bacteriocin-producing meat starter culture *Lactobacillus curvatus* LTH 1174 under anaerobic conditions. *Applied and Environmental Microbiology*, **69**(7), 3833-3839.
- Vesterlund, S., Paltta, J., Karp, M., & Ouwehand, A. C. (2005). Measurement of bacterial adhesion—in vitro evaluation of different methods. *Journal of Microbiological Methods*, **60**(2), 225-233.
- Vij, R., Danchik, C., Crawford, C., Dragotakes, Q., & Casadevall, A. (2020). Variation in Cell Surface Hydrophobicity among *Cryptococcus neoformans* Strains Influences Interactions with Amoebas. *mSphere*, **5**(2).
- Villa, F., Marengo, M., & De Coninck, J. (2018). A new model to predict the influence of surface temperature on contact angle. *Scientific reports*, **8**(1), 1-10.

- Vinderola, C., Medici, M., & Perdigon, G. (2004). Relationship between interaction sites in the gut, hydrophobicity, mucosal immunomodulating capacities and cell wall protein profiles in indigenous and exogenous bacteria. *Journal of Applied Microbiology*, **96**(2), 230-243.
- Vine, N. G., Leukes, W., Kaiser, H., Daya, S., Baxter, J., & Hecht, T. (2004). Competition for attachment of aquaculture candidate probiotic and pathogenic bacteria on fish intestinal mucus. *Journal of Fish Diseases*, **27**(6), 319-326.
- Vine, N. G., Leukes, W. D., & Kaiser, H. (2004). *In vitro* growth characteristics of five candidate aquaculture probiotics and two fish pathogens grown in fish intestinal mucus. *FEMS Microbiology Letters*, **231**(1), 145-152.
- Voltan, S., Castagliuolo, I., Elli, M., Longo, S., Brun, P., D'Incà, R., Porzionato, A., et al. (2007). Aggregating phenotype in *Lactobacillus crispatus* determines intestinal colonization and TLR2 and TLR4 modulation in murine colonic mucosa. *Clinical Vaccine Immunology*, **14**(9), 1138-1148.
- Wade, M., Strickland, M. T., Osborne, J. P., & Edwards, C. G. (2019). Role of *Pediococcus* in winemaking. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, **25**(1), 7-24.
- Wadstrom, T., Andersson, K., Sydow, M., Axelsson, L., Lindgren, S., & Gullmar, B. (1987). Surface properties of lactobacilli isolated from the small intestine of pigs. *Journal of Applied Bacteriology*, **62**(6), 513-520.
- Walter, J. (2008). Ecological role of lactobacilli in the gastrointestinal tract: implications for fundamental and biomedical research. *Applied and Environmental Microbiology*, **74**(16), 4985-4996.
- Wassenaar, T. M. (2016). Insights from 100 years of research with probiotic *E. coli*. *European Journal of Microbiology and Immunology*, **6**(3), 147-161.
- Wedajo, B. (2015). Lactic acid bacteria: benefits, selection criteria and probiotic potential in fermented food. *Journal of Probiotics & Health*, **3**(2).
- Wertz, C. F., & Santore, M. M. (2001). Effect of surface hydrophobicity on adsorption and relaxation kinetics of albumin and fibrinogen: single-species and competitive behavior. *Langmuir*, **17**(10), 3006-3016.
- Wu, J.-j., Du, R.-p., Gao, M., Sui, Y.-q., & Wang, X. (2014). Identification and characterization of lactic acid bacteria isolated from tomato pomace. *Annals of microbiology*, **64**(4), 1849-1855.
- Xiao, L., Zhou, L., Sun, C., Feng, X., Du, C., Gao, Y., Ji, Q., et al. (2012). Apa is a trimeric autotransporter adhesin of *Actinobacillus pleuropneumoniae* responsible for

- autoagglutination and host cell adherence. *Journal of Basic Microbiology*, **52**(5), 598-607.
- Xing, Z., Tang, W., Geng, W., Zheng, Y., Wang, Y. J. A. m., & biotechnology. (2017). In vitro and in vivo evaluation of the probiotic attributes of *Lactobacillus kefiranofaciens* XL10 isolated from Tibetan kefir grain. **101**(6), 2467-2477.
- Yang, Y., Huang, S., Wang, J., Jan, G., Jeantet, R., & Chen, X. (2017). Mg<sup>2+</sup> improves the thermotolerance of probiotic *Lactobacillus rhamnosus* GG, *Lactobacillus casei* Zhang and *Lactobacillus plantarum* P-8. *Letters in Applied Microbiology*, **64**(4), 283-288.
- Yehia, H. M., Ghanem, S., Elobeid, T., Mosilhey, S. H., & Savvaidis, I. N. (2017). In vitro characterization of a vancomycin-resistant strain of *Leuconostoc lactis* isolated from chicken carcasses and its activity against some foodborne pathogens. *African Journal of Food Science*, **11**(10), 337-345.
- Yeo, S., Shin, H. S., Lee, H. W., Hong, D., Park, H., Holzapfel, W., Kim, E. B., et al. (2018). Determination of optimized growth medium and cryoprotective additives to enhance the growth and survival of *Lactobacillus salivarius*. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, **28**(5), 718-731.
- Yu, J., Song, Y., Ren, Y., Qing, Y., Liu, W., & Sun, Z. (2017). Genome-level comparisons provide insight into the phylogeny and metabolic diversity of species within the genus *Lactococcus*. *BMC Microbiology*, **17**(1), 1-10.
- Zarour, K., Benmechernene, Z., Hadadji, M., Moussa-Boudjemaa, B., Henni, J. E., & Kihal, M. (2013). Caractérisation microbiologique et technologique des espèces de *Leuconostoc mesenteroides* isolées du lait cru de chèvre et de chamelle d'Algérie. *Nature & Technology*(8), 39A.
- Zhang, H., Chen, X., Dan, T., & Dong, J. (2014). Traditional Chinese fermented dairy foods *Lactic Acid Bacteria* (pp. 493-535): Springer.
- Zhang, P., Chen, M., Zhang, Y., Li, Y., Lu, S., & Li, P. (2018). Autoaggregation and adhesion abilities in bacteria associated with colonies of *Microcystis*. *Hydrobiologia*, **823**(1), 205-216.
- Zhang, Y. J., Li, S., Gan, R.-Y., Zhou, T., Xu, D.-P., & Li, H.-B. (2015). Impacts of gut bacteria on human health and diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, **16**(4), 7493-7519.
- Zheng, H., Gao, M., Ren, Y., Lou, R., Xie, H., Yu, W., Liu, X., et al. (2017). An improved pH-responsive carrier based on EDTA-Ca-alginate for oral delivery of *Lactobacillus rhamnosus* ATCC 53103. *Carbohydrate Polymers*, **155**, 329-335.

- Zhenyu, S., Zhanqiang, L., Hao, S., & Xianzhi, Z. (2016). Prediction of contact angle for hydrophobic surface fabricated with micro-machining based on minimum Gibbs free energy. *Applied Surface Science*, **364**, 597-603.
- Zhong, Z., Zhang, W., Song, Y., Liu, W., Xu, H., Xi, X., Menghe, B., et al. (2017). Comparative genomic analysis of the genus *Enterococcus*. *Microbiological Research*, **196**, 95-105.
- Zhu, C., Gao, Y., Li, H., Meng, S., Li, L., Francisco, J. S., & Zeng, X. C. (2016). Characterizing hydrophobicity of amino acid side chains in a protein environment via measuring contact angle of a water nanodroplet on planar peptide network. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **113**(46), 12946-12951



## ملخص

تلعب بكتيريا حمض اللاكتيك دورًا أساسيًا في إنتاج الغذاء والحفاظ على الصحة. هناك اهتمام متزايد بهذه الأنواع للكشف عن العديد من الفوائد الصحية المحتملة المرتبطة بها. حاليًا، يتم البحث عن بكتيريا حمض اللاكتيك لصفاتها الغذائية والعلاجية في مستحضرات تسمى البروبيوتيك. هاته الأخيرة تعمل على تحسين وظائف الجهاز الهضمي ولها تأثير إيجابي للغاية على البكتيريا المعوية. تعتمد هذه التأثيرات على قدرة البروبيوتيك على الالتصاق بمكونات المخاطية المعوية. تعتمد عملية الالتصاق هذه على الخصائص الفيزيائية والكيميائية والبيولوجية للبروبيوتيك من جهة و على هدفه من جهة أخرى. من بين طرق تقييم الالتصاق البكتيري، لدينا اختبار صفة السطح الكاره للماء و التجمع الذاتي والتي تعتبر من بين العوامل المحددة في التصاق الميكروبات بالأسطح. لهذا حاولنا دراسة هاتين الخاصيتين وعلاقتهما بالالتصاق بالبروبيوتيك.

الكلمات المفتاحية: الالتصاق، التجمع الذاتي، بكتيريا حمض اللاكتيك، صفة السطح الكاره للماء، البروبيوتيك.

## Résumé

Les bactéries lactiques jouent un rôle essentiel dans la production alimentaire et le maintien de la santé. On s'intéresse de plus en plus à ces espèces pour révéler les nombreux bienfaits possibles pour la santé qui leur sont associés. A l'heure actuelle, les bactéries lactiques sont recherchées pour leurs qualités nutritionnelles et thérapeutiques dans des préparations appelées probiotiques. En effet, elles améliorent les fonctions digestives et ont un effet très positif sur la microflore intestinale. Ces effets dépendent entre autres de la capacité d'adhésion des probiotiques aux constituants de l'épithélium intestinal. Ce complexe processus dépendant des propriétés physico-chimiques et biologiques d'une part du probiotique et d'autre part de sa cible. Parmi les méthodes d'évaluations de l'adhésion bactérienne nous avons le test d'hydrophobicité et l'auto-agrégation qui peuvent être considérés comme des facteurs déterminant dans l'adhésion microbienne sur les surfaces. Pour cela nous avons essayé d'étudier ces deux paramètres et leur relation avec l'adhésion des microorganismes probiotiques.

**Mots clés :** Adhésion, Auto-agrégation, Bactérie lactiques, Hydrophobicité, Probiotiques

## Abstract

Lactic acid bacteria play an essential role in producing food and maintaining health. There is a growing interest in these species to reveal the many possible health benefits associated with them. Currently, lactic acid bacteria are being sought for their nutritional and therapeutic qualities in preparations called probiotics. Indeed, they improve the functions of the digestive system and have a positive effect on intestinal microflora. These effects depend, among other things, on the ability of probiotics to adhere to the constituents of the intestinal epithelium. This complex process depends on the physico-chemical and biological properties of the probiotic on the one hand and its target on the other. Among the methods used to evaluate bacterial adhesion, we have the hydrophobicity test and auto-aggregation, which can be considered as determining factors in microbial adhesion to surfaces. For this reason, we have attempted to examine these two parameters and their relationship with the adhesion of probiotic microorganisms.

**Keywords:** Adhesion, Auto-aggregation, Lactic acid Bacteria, Hydrophobicity, Probiotics