

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE UNIVERSITÉ ABDELHAMID BEN BADIS MOSTAGANEM

جامعة عبد الحميد بن باديس - مستغانم

UNIVERSITE ABD ELHAMID IBN BADIS MOSTAGANEM

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE & DE LA VIE

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

THESE DE DOCTORAT 3ème Cycle (Doctorat LMD)

Domaine : Sciences de la Nature & de la Vie

Filière : Sciences biologiques

Spécialité : Science alimentaire

Thème

Présentée par :Takarli Hayet

**Caractérisation de la flore bactérienne lactique isolée
de l'orge fermentée de la région de Tiaret et son
interaction avec les bactéries pathogènes**

Devant le Jury

Président : Pr.Ait Saâda Djamel

Université de Mostaganem

Examineur : Pr. Bekada Ahmed Mohamed Ali

Université de Tissemsilet

Examinatrice : Dr. Grar Hadria

Université de Mostaganem

Rapporteur : Dr. Bekada Djamel Eddine

Université de Mostaganem

Co-Rapporteur : Pr. Benakriche Ben Mehel

Université de Mostaganem

Année universitaire : 2024-2025

Remerciement

La réalisation de cette thèse n'aurait pas été possible sans la grâce d'Allah. Je remercie Allah, le Tout-Puissant, qui m'a accordé l'ambition, la persévérance, la santé et le courage nécessaires pour mener à bien ce travail.

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude envers mon directeur de thèse, **Docteur Bekada Djamel Eddine**, pour sa guidance éclairée, sa disponibilité constante, son soutien indéfectible et ses précieux conseils tout au long de ce parcours.*

*Je suis également extrêmement reconnaissant envers mon co-encadrant, **Professeur Benakriche Belmehel**, responsable de la spécialité Sciences Alimentaires, pour son encadrement bienveillant, sa disponibilité et ses encouragements. Sa rigueur scientifique et son expertise ont été une source d'inspiration constante et ont grandement contribué à l'avancement de mes recherches.*

*Mes remerciements vont également au **Professeur Ait Saada Djamel**, président du jury, qui a accepté d'examiner ce travail et de m'accueillir au sein de son laboratoire de recherche.*

*Je remercie sincèrement **Professeur Bekada Ahmed**, de l'Université de Tissemsilt, pour sa participation à ce jury de thèse en tant qu'examineur et pour le temps consacré à l'évaluation de ce travail.*

*Je tiens à remercier profondément **Docteur Gerare Hadria**, de l'Université de Mostaganem, pour sa participation à ce jury de thèse et pour le temps consacré à l'évaluation de ce travail.*

Dédicace

*Ce travail est une étoile filante, un rêve devenu réalité. Je dédie ce travail de doctorat à la mémoire de mon père **Houari**, dont l'âme repose en paix. C'est grâce à lui que j'ai pu mener mes études à terme. Il a été un père extraordinaire, et j'aurais tant aimé qu'il soit là aujourd'hui pour voir sa petite fille réaliser son rêve.*

*À ma mère **Hadja**, que son âme repose en paix également. J'espère qu'elle serait fière de moi.*

*Une pensée spéciale et pleine d'amour pour mon fils, **Djabir Mustapha Salah**, ma raison de vivre, mon binôme de recherche pendant ces neuf mois de grossesse. Ta présence dans ma vie m'a donné la force de surmonter toutes les difficultés. Je t'aime, mon trésor.*

*A mon cher mari **Abdennour**, merci pour ton amour et ta patience et ton soutien indéfectible. Tu as toujours été là, dans les moments de doute comme dans les moments de joie*

*À mes sœurs **Habiba, Noria et Rachida**, mon socle, mon soutien inconditionnel. Votre amour et votre aide ont été les piliers de ma réussite. Je ne trouverai jamais les mots assez forts pour exprimer ma gratitude pour votre présence constante et votre soutien indéfectible.*

*Je tiens à adresser un remerciement spécial à ma nièce **Hadja**. Pour ton amour, ton énergie positive et ta présence toujours réconfortante. Tu as été une source de joie et de motivation tout au long de ce parcours*

*À mon frère **Abdkader**, mon bras droit, à ma belle-sœur **Nabila** et à mes nièces, **Nesrine, Yasmine, Ritadj**, et mon neveu **Mohamed Anis** pour vos prières et votre présence constante dans ma vie*

*À ma très chère grand-mère **Aicha**, merci pour votre soutien moral et vos prières.*

À mes beaux-parents, **Salah Eddine** et **Chérifa**, merci pour votre accueil chaleureux, vos prières et vos encouragements, je vous dédie humblement ce travail.

À ma très chère amie **Yousra**, merci du fond du cœur pour ta présence et ton soutien indéfectibles lors des moments les plus difficiles. Ta force, ton écoute et ta bienveillance ont été un véritable réconfort pour moi. Je suis profondément reconnaissante de t'avoir à mes côtés

À mon beau-frère, à mon oncle **Mustapha**, à mes cousines, **Fatima**, **Malika**, **Aicha**, **Assia**, **Salima**, **Faiza**, **Didia** et **Kaouter**. Mes cousins **Abdou**, **Djalil** et ma tante **Khiera**, **Bahria** et **Mekia** merci pour leur soutien et leurs encouragements.

Je souhaite exprimer ma reconnaissance envers Docteur **Bouamoud Fatma** pour leur soutien tout au long de mon cursus doctoral et ses aides

Je tiens à remercier mes collègues **Amier leila**, **Chellali dalal**, **Benderdouch Fethallah**

Enfin, je tiens à remercier madame **Fatima Belkbir**, technicienne de laboratoire de CRAPC pour son aide, son soutien et. Dr **Djahira Hamed** ancienne technicienne de laboratoire des micro-organismes utiles l'alimentation et de la santé fonctionnelles, pour son aide, sa disponibilité et ses conseils

Résumé

Nos ancêtres consommaient l'orge *Hordeum vulgare* L avec l'ignorance de ses bienfaits nutritionnels sur la santé. Afin d'explorer ses potentialités nutritionnelles et/ou diététiques, notre curiosité scientifique s'est focalisé sur l'étude de ses paramètres physicochimiques, biochimiques et nutritionnelles. Et donc, s'exprimer sur la valorisation des bienfaits de sa fermentation naturelle.

Nos échantillons ont été prélevés en conditions aseptiques dans la localité de Mecheraa Asfa (wilaya de Tiaret, Algérie). Pour l'analyse de la composition, les éléments minéraux ont été quantifiés par spectrométrie de fluorescence à rayons X (XRF), tandis que les métaux lourds ont été dosés par spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA). Les lipides et l'acidité grasse ont été mesurés après extraction au Soxhlet, les protéines déterminées par la méthode de Kjeldahl, et les fibres totales évaluées par la méthode Weende. La composition phénolique (polyphénols et flavonoïdes) et le pouvoir antioxydant ont été déterminés par spectrophotométrie. Concernant les analyses microbiologiques, l'identification de la flore bactérienne lactique de l'orge fermenté a reposé initialement sur les profils fermentaires, biochimiques et technologiques en milieu MRS, puis a été confirmée par la technique phylogénétique PCR ARNr 16S. Enfin, l'activité antimicrobienne et l'activité antagoniste de l'extrait ont été testées contre *E. coli* (ATCC 25922), *S. aureus* (ATCC 33862) et *S. typhi* (ATCC 7251) par la méthode de diffusion sur agar Mueller Hinton (MH), complétée par la détermination des CMI et CMB, ainsi que par un antibiogramme utilisant des antibiotiques spécifiques.

L'analyse de l'orge fermenté a révélé une composition marquée par 9,86% d'eau, 9,06% de protéines, 1,91% de lipides, l'absence de gluten (0%) et 6,08% de fibres totales, avec une acidité grasse de 0,74% et un taux de cendres de 1,91%. Concernant les métaux lourds, des valeurs de 0,048 mg/kg/ms ont été mesurées pour le plomb et le mercure, et de 0,13 mg/kg/ms pour l'arsenic. L'orge est riche en matière minérale, notamment en potassium 1,59%, en chlore 0,640%, en phosphore 0,371% et en calcium 0,352%. Les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes totaux étaient respectivement de 46,99 pm 0,57 mg EAG/g et 1,93pm 0,21 mg EQ/g, avec une concentration inhibitrice IC50 de 47,654 pm 0,33 mg/ml. L'identification phénotypique de la flore lactique a mis en évidence dix espèces, dominées par *Streptococcus thermophilus* (20%), *Lactococcus lactis* (18%) et *Lactobacillus buchneri* (15%), *Pediococcus* sp (13%) *Lactobacillus casei* (10%) *Lactobacillus delbrueckii* (7%) *Leuconostoc mesenteroides* (5%) *Lactobacillus plantarum* (5%) *Lactobacillus brevis* (4%) *Enterococcus faecium* (3%), et confirmées génotypiquement par PCR ARNr 16S (incluant *Lactiplantibacillus plantarum*, *Enterococcus faecium*, et *Leuconostoc mesenteroides*). Enfin, l'étude de l'activité antagoniste a montré que toutes les souches lactiques isolées possèdent une activité antimicrobienne significative, se manifestant par des zones d'inhibition très importantes.

L'orge fermentée pourrait être considéré comme un aliment fonctionnel dans certaines situations physiopathologiques.

Mots clés : Orge fermenté – Terroir - Bactéries lactiques - Interactions bactériennes

Abstract

Our ancestors consumed *Hordeum vulgare* L barley without knowing its nutritional benefits for health. In order to explore its nutritional and/or dietary potential, our scientific curiosity focused on studying its physicochemical, biochemical, and nutritional parameters. And thus, to express ourselves on the value of the benefits of its natural fermentation.

Our samples were collected under aseptic conditions in the town of Mecheraa Asfa (wilaya of Tiaret, Algeria). For the composition analysis, the mineral elements were quantified by X-ray fluorescence spectrometry (XRF), while the heavy metals were measured by atomic absorption spectrophotometry (AAS). Lipids and fatty acidity were measured after Soxhlet extraction, proteins were determined using the Kjeldahl method, and total fiber was evaluated using the Weende method. Phenolic composition (polyphenols and flavonoids) and antioxidant capacity were determined by spectrophotometry. With regard to microbiological analyses, the identification of the lactic bacterial flora of fermented barley was initially based on fermentation, biochemical, and technological profiles in MRS medium, then confirmed by 16S rRNA PCR phylogenetic analysis. Finally, the antimicrobial and antagonistic activity of the extract was tested against *E. coli* (ATCC 25922), *S. aureus* (ATCC 33862), and *S. typhi* (ATCC 7251) using the Mueller Hinton (MH) agar diffusion method, supplemented by the determination of MIC and MBC, as well as an antibiogram using specific antibiotics.

Analysis of the fermented barley revealed a composition of 9.86% water, 9.06% protein, 1.91% lipids, no gluten (0%), and 6.08% total fiber, with a fatty acid content of 0.74% and an ash content of 1.91%. With regard to heavy metals, values of 0.048 mg/kg/ms were measured for lead and mercury, and 0.13 mg/kg/ms for arsenic. Barley is rich in minerals, particularly potassium (1.59%), chlorine (0.640%), phosphorus (0.371%), and calcium (0.352%). The total polyphenol and total flavonoid contents were 46.99 ± 0.57 mg EAG/g and 1.93 ± 0.21 mg EQ/g, respectively, with an inhibitory concentration IC₅₀ of 47.654 ± 0.33 mg/ml. Phenotypic identification of the lactic flora revealed ten species, dominated by *Streptococcus thermophilus* (20%), *Lactococcus lactis* (18%), *Lactobacillus buchneri* (15%), *Pediococcus sp* (13%), *Lactobacillus casei* (10%), *Lactobacillus delbrueckii* (7%), *Leuconostoc mesenteroides* (5%), *Lactobacillus plantarum* (5%), *Lactobacillus brevis* (4%), *Enterococcus faecium* (3%), and confirmed genotypically by 16S rRNA PCR (including *Lactiplantibacillus plantarum*, *Enterococcus faecium*, and *Leuconostoc mesenteroides*). Finally, the study of antagonistic activity showed that all isolated lactic strains have significant antimicrobial activity, manifested by very large zones of inhibition.

Fermented barley could be considered a functional food in certain pathophysiological situations.

Keywords: Fermented barley – Terroir – Lactic bacteria – Bacterial interactions

ملخص

كان أسلافنا يستهلكون الشعير *Hordeum vulgare L* دون معرفة فوائده الغذائية للصحة. ومن أجل استكشاف إمكاناته

الغذائية، ركز فضولنا العلمي على دراسة معايير الفيزيائية والكيميائية الحيوية والغذائية للتعبير عن فوائد تخميره الطبيعي

تم اختيار مكان أخذ العينات في منطقة مشراة السفة في ولاية تيارت بالجزائر في ظروف معقمة. تم تحليل العناصر المعدنية بواسطة مطيافية تآلق الأشعة السينية، وتم تحديد الدهون والأحماض الدهنية عن طريق استخلاص سوكسلي، وتم تحديد البروتينات بطريقة كيلدال، وتم تقييم الألياف الكلية بطريقة فينيدي. تم إجراء تحديد المعادن الثقيلة بواسطة مطيافية الامتصاص الذري (SAA). تم تحديد التركيب الفينولي مثل البوليفينولات والفلافونويدات، والقدرة المضادة للأكسدة بواسطة المطياف الضوئي. تم إجراء التحاليل البكتريولوجية لتحديد البكتيرية للبنية للشعير المخمر في وسط زرع خاص MRS (Man, Rogosa, Sharpe). ثم تم دعم ذلك بتقنية PCR ARNr 16S الجينية لتحديد النمط الجيني. تم إجراء النشاط المضاد للميكروبات بطريقة الانتشار على أجار مولر هنتون (MH) باستخدام سلالات معوية ممرضة (*Escherichia coli* (ATCC 25922)، *Staphylococcus aureus* (ATCC 33862) و *Salmonella typhi* (ATCC 7251)). قمنا باختبار النشاط التنافسي وتحديد النشاط المضاد للبكتيريا بواسطة الحد الأدنى للتركيز المثبط (CMI) والحد الأدنى للتركيز القاتل للبكتيريا (CMB) لمستخلص الشعير المخمر بالإضافة إلى اختبار الحساسية للمضادات الحيوية لبعض المضادات الحيوية المحددة. أظهرت النتائج أن الشعير المخمر يحتوي على 09.68% ماء، 09.06% بروتين، 1.91% دهون، 00% جلوتين و 06.08% ألياف. تبلغ الحموضة الدهنية 1.40% وحموضة الرماد 10.00%. بالنسبة للرصاص والزئبق، القيم هي 0.048 مجم/كجم/مادة جافة، وبالنسبة للزرنيخ 0.13 مجم/كجم/مادة جافة. تبلغ محتويات البوليفينولات الكلية والفلافونويدات الكلية على التوالي 0.57 ± 46.99 مجم/EAG و 0.21 ± 1.93 مجم/EQ، والتركيز المثبط (IC50) هو 0.33 ± 47.654 (مجم/مل). تبلغ محتويات المعادن 519 جزء في المليون للمغنيسيوم، 0.117% للحديد، الكالسيوم 0.352%، الفوسفور 0.371%، الكلور، و 1.59% للبوتاسيوم. السلالات البكتيرية للبنية المحددة هي 05) *Leuconostome mesenteroide* (%، 13) *Pediococcus sp* (%، 03) *Enterococcus faecium* (%، 05) *Lactobacillus plantarum* (%، 04) *Lactobacillus brevis* (%، 15) *buchenrie* (%، 07) *Lactobacillus delbrueckii* (%، 10) *Lactobacillus casei* (%، 18) *Lactococcus lactis* (%، 20) *Streptococcus thermophilus* نتائج تفاعل البوليميراز المتسلسل (PCR) هي *Lactiplantibacillus plantarum*، *Streptococcus thermophilus*، *Enterococcus faecium*، *Lactiplantibacillus pentosus*، *Lactococcus lactis subsp*، *Leuconostoc mesenteroides*. يظهر النشاط التنافسي أن جميع سلالات البكتيريا للبنية تمتلك نشاطًا مضادًا للميكروبات كبيرًا مع مناطق تثبيط كبيرة جدًا.

يمكن اعتبار الشعير المخمر غذاءً وظيفيًا في بعض الحالات الفيزيولوجية المرضية.

الكلمات المفتاحية: الشعير المخمر - التربة - البكتيريا اللبنية - التفاعلات البكتيرية

Liste des figures

Figure 1 : Classification phylogénique de l'orge. (Frank R. Blattner., 2004)	5
Figure 2 : Production national d'orge selon FAO-ONU.	6
Figure 3 : Image de l'emplacement de la Matmora sous différents angles d'après Benakriche B <i>et al</i> (2016).	9
Figure 4 : les greniers traditionnels (Hoogland <i>et all.</i> , 2005).....	9
Figure 5 : Image montrant l'intérieure d'un silo métallique (Hatice, 2016).....	11
Figure 6: Localisation géographique du lieu d'échantillonnage, Mecheraa Asfa dans la wilaya de Tiaret, Algérie Latitude : 34° 52' 59" N, Longitude : 1° 12' 47" W	19
Figure 7 : Orge fermenté Vs Orge non fermenté	20
Figure 8 : Résultats des paramètres biochimiques de l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté.41	
Figure 9 : Résultats des paramètres physicochimiques de l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté.....	42
Figure 10: la courbe d'étalonnage	44
Figure 11 : Courbe d'étalonnage Quercetine.....	45
Figure 12 : Pourcentage d'inhibition pour l'orge fermenté.....	46
Figure 13 : Répartition des souches bactériennes lactiques identifiées.....	55
Figure 14 : Arbre phylogénétique des bactéries lactique isolé de l'orge fermenté.	56

Liste des tableaux

Tableau 1: classification traditionnel de l'orge.....	4
Tableau 2:Description des constituants phytochimiques de <i>Hordeum vulgare</i> (Belobrajdic, 2013). ...	16
Tableau 3 : Les amorces utilisées pour la PCR.	36
Tableau 4 : Programme d'amplifications.	37
Tableau 5 : Résultats de la masse de 1000 grains, la masse à l'hectolitre (poids spécifique) et le pH dans l'orge fermenté et non fermenté.	43
Tableau 6: Résultats de la concentration des minéraux obtenus par spectrométrie de fluorescence X(FRX).....	43
Tableau 7 : Résultat de la Détermination des métaux lourds pour l'orge fermenté.	44
Tableau 8 : teneur en Polyphénols totaux dans l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté	45
Tableau 9 : teneur en Flavonoïdes totaux dans l'orge fermenté et l'orge non fermenté.	46
Tableau 10 : Détermination de l'activité antioxydante pour l'orge fermenté et non fermenté	47
Tableau 11 : L'observation macroscopique des isolats bactériens.....	47
Tableau 12: Caractéristiques morphologiques et biochimiques des isolats bactériens potentiellement lactiques.....	49
Tableau 13: Caractérisation biochimique et physiologique d'isolats potentiels de bactéries lactiques.	51
Tableau 14: Résultats des profils fermentaires des sucres.	53
Tableau 15: Répartition des espèces de bactéries lactiques identifiées.....	55
Tableau 16 : les zones d'inhibitions bactéries pathogènes avec l'extrait d'orge.....	57
Tableau 17 : Concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide	57
Tableau 18 : Interaction antagonistes entre bactéries lactiques et pathogènes en mm de diamètre	59
Tableau 19 : Sensibilité bactéries lactique aux antibiotiques en mm de diamètre.	60
Tableau 20 : Sensibilité bactéries pathogènes aux antibiotiques en mm de diamètre.....	60

Abréviation

NF : Norme français

NA : Norme algériennes

Ms : Matière sèche

ISO : Organisation internationale de normalisation

PMG : Poind de mille grains

UV/vis : Ultrat violet visible

UFC : Unité formant colonies

DPPH : 2,2-diphényl 1-picrylhydrazyle

BCP : Pourpre de bromocrésol

PCR : Polymerase Chain Reaction

dNTP : Désoxyribonucléoside triphosphate

ddNTP : Didésoxyribonucléotide

NCBI : National Center for Biotechnology Information

BLAST : Basic Local Alignment Search Tool

IC50 : Concentration inhibitrice médiane

Pmol : Picomole

ATCC : American Type Culture Collection

Tables des matières

Introduction	1
Partie I :	3
Etat des connaissances bibliographiques	3
1. Historique	4
2. Classification de l'orge.....	4
2.2. Classification traditionnel de l'orge d'après RO et <i>al., et al (2024)</i>	4
2.2. Classification phylogénique de l'orge	4
3. L'Orge en Algérie	5
4. Physiologie de l'orge.....	6
5. Le cycle de développement de l'orge.....	7
6. Stratégies de conservation des céréales	8
6.1. Méthodes traditionnelles de stockage des céréales.....	8
6.2. Le stockage dans les greniers	9
6.3. Le stockage moderne des céréales.....	10
6.4. Le stockage en vrac des céréales	10
6.5. Le stockage en silos.....	10
7. La fermentation	12
8. Impacte de la fermentation sur les caractéristiques biochimiques du l'orge.....	12
8.1. Dégradation des glucides	12
8.2. Dégradation des protéines	13
8.3. Dégradation des lipides.....	13
9. Diversité des bactéries lactiques dans l'orge fermentée	14
9.1. Lactobacillus	14
9.2. Pediococcus	15
9.3. Leuconostoc	15
9.4. Weissella.....	15
10. Les Constituants Photochimiques de <i>Hordeum vulgare</i>	16
11. Potentiel Thérapeutique de <i>Hordeum vulgare</i>	16
11.1. Constituants phytochimiques anticancéreux de <i>Hordeum vulgare</i>	17

11.2.	Constituants phytochimiques de <i>Hordeum vulgare</i> utilisés contre les maladies cardiovasculaires (MCV)	17
12.	Utilisations médicinales traditionnelles et populaires de <i>Hordeum vulgare</i>	17
Partie II :		19
Matériels et méthodes		19
13.	Echantillonnage et zone de l'étude	19
14.	Extraction de l'extrait brut de l'orge fermenté	20
15.	Analyses physico-chimiques de l'orge fermenté.....	21
15.1.	Détermination de la teneur en l'eau.....	21
15.2.	Détermination de la teneur en cendres selon la norme NF V03-720.....	22
15.3.	Méthode de dosage des lipides.....	22
15.4.	Dosage des protéines (Méthode de Kjeldahl selon NF V003-050)	23
15.5.	Détermination de l'acidité grasse	24
15.6.	Détermination du pH selon la norme NF V 05-108 (1970).....	25
15.7.	Détermination de la masse de 1000 grains selon ISO 520 et NA 731/1990.....	25
15.8.	Détermination de la masse à l'hectolitre ou du poids spécifique selon NA.1177/1613/1990 26	
15.9.	Dosage du gluten : Méthode de référence NA/735/1990	26
15.10.	Dosage des fibres totales	27
16.	Détermination de la matière minérale par spectrométrie fluorescence X (XRF).....	28
17.	Détermination des métaux lourds.....	28
18.	Détermination des métabolites secondaires des composés phénoliques	29
18.1.	Polyphénols totaux	29
18.2.	Dosage des flavonoïdes totaux	30
18.3.	Évaluation in vitro de l'activité anti-oxydante des extraits Selon Salhi <i>et al</i> , 2024).	30
19.	Analyses microbiologiques	32
19.1.	Culture bactériennes	32
19.2.	Observation macroscopique et microscopique.....	32
19.3.	Test à la catalase.....	33
19.4.	Caractéristiques physiologiques des isolats bactériens	33
19.4.1.	Croissance à différentes températures	33
19.4.2.	Test de thermorésistance	33
19.4.3.	Test de croissance à différents pH.....	34
19.4.4.	Test de croissance à différentes concentrations de NaCl	34
19.4.5.	Type fermentaire	34

19.4.6. Test de fermentation des sucres.....	35
20. Identification génotypique.....	35
20.1. La culture bactérienne	35
20.2. L'extraction de l'ADN	36
20.3. PCR (Polymerase Chaine Reaction).....	36
20.4. Électrophorèse capillaire	38
21. Évaluation des interactions antagonistes	38
21.1. Interaction antagonistes entre l'extrait d'orge fermenté et les bactéries pathogènes	39
21.1.1. Concentration minimale inhibitrice (CMI).....	39
21.2. Antibiogramme.....	39
Résultats	41
22. Evaluation de la qualité d'orge fermenté.....	41
22.1. Analyse physico-chimique	41
22.2. Détermination de la matière minérale par spectrométrie de fluorescence X.....	43
22.3. Détermination des métaux lourds	44
22.4. Détermination des métabolites secondaires.....	44
22.4.1. Détermination de la teneur en polyphénols totaux	44
22.4.2. Détermination de teneur en flavonoïdes totaux	45
22.4.3. Détermination de l'activité antioxydante pour l'orge fermenté	46
23. Evaluation microbiologique	47
23.1. Observation macroscopique	47
23.2. Observation microscopique	48
23.3. Etude des caractères biochimiques et physiologiques des bactéries lactiques	50
23.4. Fermentation des sucres	53
24. Identification génotypique.....	56
25. Évaluation des interactions antagonistes	56
25.1. Interaction antagonistes entre l'extrait d'orge fermenté et les bactéries pathogènes	56
25.1.1. Concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide... ..	57
25.2. Interaction antagonistes entre bactéries lactiques et les entéro-pathogènes	58
26. Antibiogramme.....	59
26.1.1. Sensibilité bactéries lactique aux antibiotiques	59
26.1.2. Sensibilité bactéries pathogènes aux antibiotiques.....	60
Discussions	62
CONCLUSION & PERSPECTIVES	72

Introduction Générale

Introduction

L'orge (*Hordeum vulgare* L) est une céréale appartenant à la famille des Poacée et sa culture remonte à 7000 ans avant J.C (**Harlan, 1975**). Le grain de l'orge peut être utilisé pour la préparation du pain, de la bière, du whisky, des céréales de petit déjeuner et dans la production d'huile d'orge (**FAO, 2018**). L'orge est l'une des premières céréales domestiquées par l'homme, elle est originaire du Moyen-Orient où elle était cultivée par les anciennes civilisations sumériennes et égyptiennes, et actuellement est devenue une culture céréalière importante dans de nombreux pays (**Fuller, 2003**).

Il est également utilisé comme fourrage pour le bétail, ainsi que pour l'amélioration de la qualité des sols et la protection de l'environnement (**Ben Mbarek et Boubaker, 2017**). La culture de l'orge correspond environ à 12 % de la production mondiale totale de céréales et se présente parmi les cultures les plus anciennes. Après le blé, le riz et le maïs, l'orge représente la quatrième culture céréalière dans le monde (**Idehen et al., 2017**).

Dans la littérature, l'orge présente une valeur nutritionnelle très importante et variées, riche en fibres, en vitamines, en minéraux et en composés antioxydants représentés essentiellement par les polyphénols et les flavonoïdes. Les propriétés nutritionnelles de l'orge peuvent réduire le risque de certaines maladies chroniques telles que les maladies cardiovasculaires et le diabète.

Selon **Idehen et al (2017)**, une intégration régulière de l'orge dans les préparations culinaires chez l'homme limitera à titre préventif certaines pathologies comme l'hypertension artérielle, maladies cardiaques chroniques, la carcinogénèse côlique, et les calculs biliaires. Grace à ses propriétés médicinales générées principalement par la fermentation lactique et/ou acétique, l'orge et particulièrement l'orge fermenté conservé dans les conditions naturelles et traditionnelles est très convoité par les consommateurs dans la société algérienne (**Lahouer L et al., 2012**).

L'objectif de notre thème de recherche s'intègre dans la récolte des grains de l'orge fermenté, comme aliment du terroir, prélevé d'un grenier souterrain traditionnel appelé communément Matmora situé dans la localité de la localité de Mechrâa Es-safaa dans la wilaya de Tiaret en Algérie.

Notre étude expérimentale repose sur les analyses physicochimiques, bactériologiques et nutritionnelles de l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté. Dans un première volet l'identification phénotypique et génotypique de de nos souches bactériennes lactiques autochtones. Dans un deuxième volet, nous avons déterminé le pouvoir antimicrobien des bactéries lactiques de l'extrait de l'orge fermenté contre des souches entéro-pathogènes. Le troisième volet qui consiste à la détermination de la composition nutritionnelle, organique et minérale de l'orge fermenté par des analyses physico-chimiques et son activité anti-oxydante. Et enfin, le dosage de certains métaux lourds afin de se prononcé si cette espèce d'orge fermenté est considérée comme bio indicatrice ou non.

Partie I :

**Etat des connaissances
bibliographiques**

Chapitre 01 :

Généralité sur l'orge

1. Historique

L'orge (*Hordeum vulgare L.*) a une histoire riche en tant qu'aliment de base et plante médicinale, avec des preuves de sa culture remontant à plus de 5 000 ans dans des régions telles que l'Égypte (Alvi & Saleem, 2024). Sa domestication a eu lieu dans de nombreuses régions, notamment le Croissant fertile, le Turkestan et l'Éthiopie, ce qui met en évidence sa capacité d'adaptation et son importance dans diverses civilisations (Guo *et al.*, 2024).

2. Classification de l'orge

L'orge (*Hordeum vulgare L.*), céréale cultivée et consommée depuis des millénaires, a joué un rôle crucial dans l'alimentation humaine à travers l'histoire. Sa classification botanique est la suivante :

2.2. Classification traditionnelle de l'orge d'après RO *et al.*, *et al.* (2024).

La classification traditionnelle est interprétée comme suite. (Tableau, 01)

Tableau 1: classification traditionnelle de l'orge

Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Monocotylédones
Ordre	Glumiflorales
Famille	Poacées
Sous-famille	Festucoidées
Genre espèce	<i>Hordeum vulgare</i>

2.2. Classification phylogénique de l'orge

Les avancées en génétique moléculaire ont permis de réévaluer les relations évolutives entre les espèces. Les analyses phylogénétiques basées sur des séquences d'ADN ont apporté de nouvelles perspectives sur la classification de l'orge.

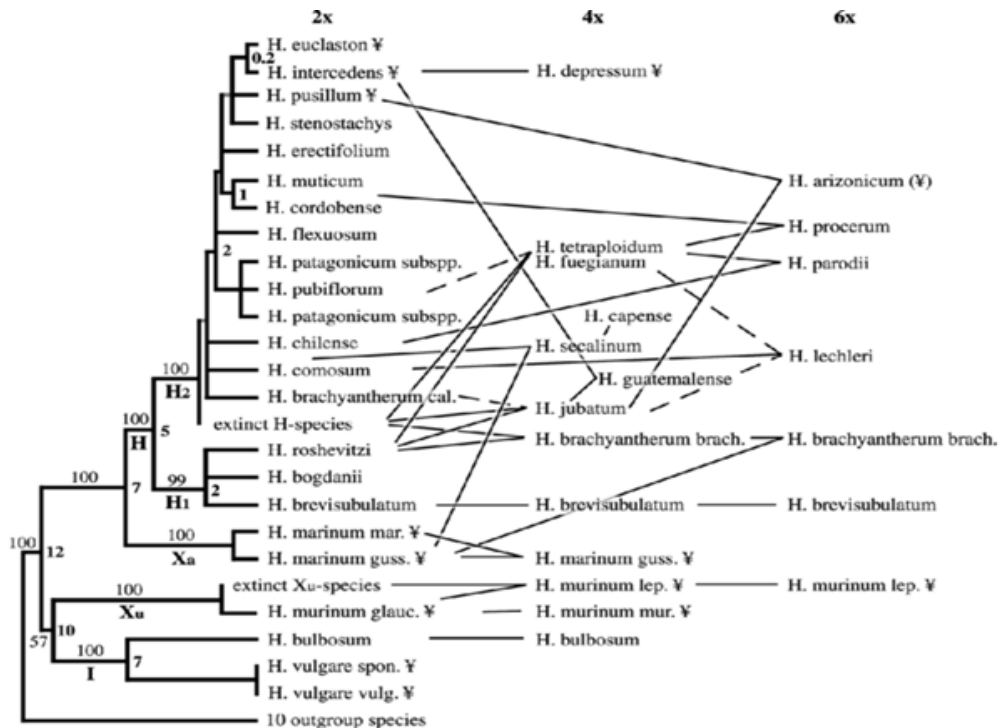


Figure 1 : Classification phylogénique de l'orge. (Frank R. Blattner., 2004)

L'orge (*Hordeum vulgare* L.) est une céréale appartenant à la famille des graminées, une famille de plantes essentielle pour l'alimentation humaine et animale. Au sein de cette espèce, on distingue principalement deux types d'orge : l'orge à deux rangs et l'orge à six rangs (RO *et al.*, 2024). Cette classification repose sur la manière dont les grains sont disposés le long de l'épi, l'organe reproducteur de la plante. L'orge à deux rangs, considérée comme la forme ancestrale, se caractérise par des grains alignés sur deux rangées, tandis que l'orge à six rangs, une forme plus récente, présente des grains disposés sur six rangées. Cette différence morphologique peut avoir des conséquences importantes sur les propriétés et les utilisations de chaque type d'orge (RO *et al.*, 2024).

3. L'Orge en Algérie

En Algérie, l'orge (*Hordeum vulgare* L.) est une culture céréalière importante, se classant au troisième rang après le blé dur et le blé tendre (Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche, 2006).

Selon Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. (2023). La production d'orge en Algérie varie d'une année à l'autre en fonction des conditions

climatiques, notamment des précipitations. En moyenne, la production annuelle oscille entre 6 et 9 millions de quintaux. Pour l'année 2022, la production d'orge a enregistré une hausse remarquable de 98,8% par rapport à l'année 2021, atteignant 9,2 millions de quintaux.

D'après la **Direction des Services Agricoles de la wilaya de Tiaret. (2023)** La wilaya de Tiaret est l'une des principales productrices d'orge en Algérie. En 2023, la superficie emblavée en orge dans la wilaya était de 152.300 hectares, soit 12,7% de la superficie totale emblavée en céréales. La production d'orge a atteint 655.000 quintaux, avec un rendement moyen de 09 quintaux par hectare.

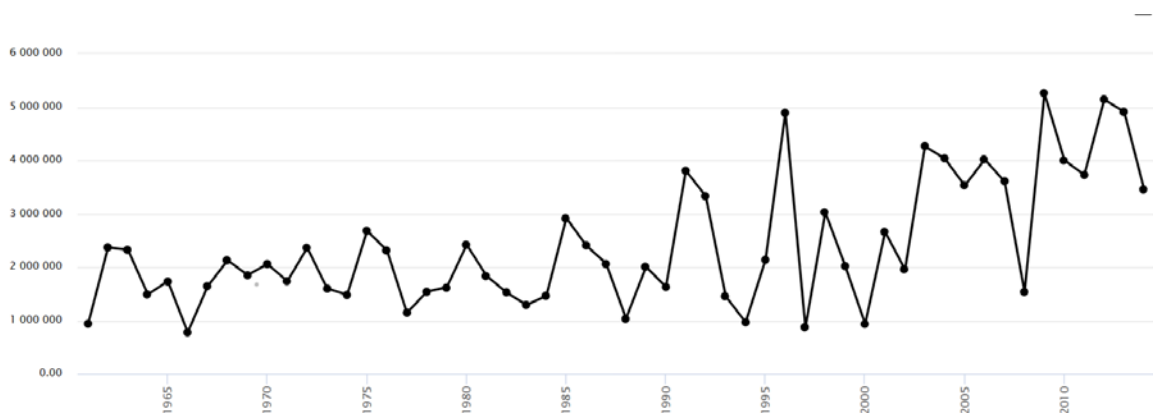


Figure 2 : Production nationale d'orge selon FAO-ONU.

4. Physiologie de l'orge

L'orge (*Hordeum vulgare L.*) est une plante de la famille des graminées (Poaceae) dont le système racinaire est particulièrement adapté aux zones arides et semi-arides. Bien que la plupart des racines se trouvent près de la surface, certaines peuvent s'enfoncer profondément dans le sol, offrant à la plante une source d'eau alternative en cas de sécheresse (Linda J *et al.*, 2016).

Les tiges de l'orge, généralement creuses et plus fines chez les variétés à deux rangs, sont plus susceptibles de verser (Irma N *et al.*, 2017). Chaque tige compte cinq à sept nœuds et un plant produit deux à six talles (Agnieszka M *et al.*, 2016). L'inflorescence, un épi, porte des épillets contenant chacun une fleur.

Le grain de l'orge (*Hordeum vulgare L.*) est un fruit sec contenant une seule graine. Il existe deux types d'orge selon que les glumelles (enveloppes) adhèrent ou non au grain : l'orge vêtue, dont les glumelles restent attachées, et l'orge nue, dont le grain se détache facilement (Irma N *et al.*, 2017). La couleur du grain, qui peut varier du jaune au noir en passant par le violet et le blanc, est due à la présence de pigments dans les enveloppes externes, notamment le péricarpe et les glumelles. Sur le plan anatomique, le grain d'orge est constitué de deux parties principales : l'embryon, qui représente la plantule au stade de dormance, et l'albumen, qui constitue les réserves nutritives nécessaires à la germination et à la croissance de la jeune plantule (Stanca A *et al.*, 2016).

5. Le cycle de développement de l'orge

Le cycle de vie de l'orge, de la germination à la maturité, est un processus complexe qui comprend plusieurs étapes clés. Après la germination, la plantule développe de nouvelles tiges, puis la tige principale croît rapidement. L'épi émerge ensuite, suivi de la floraison, étape essentielle pour la formation des grains.

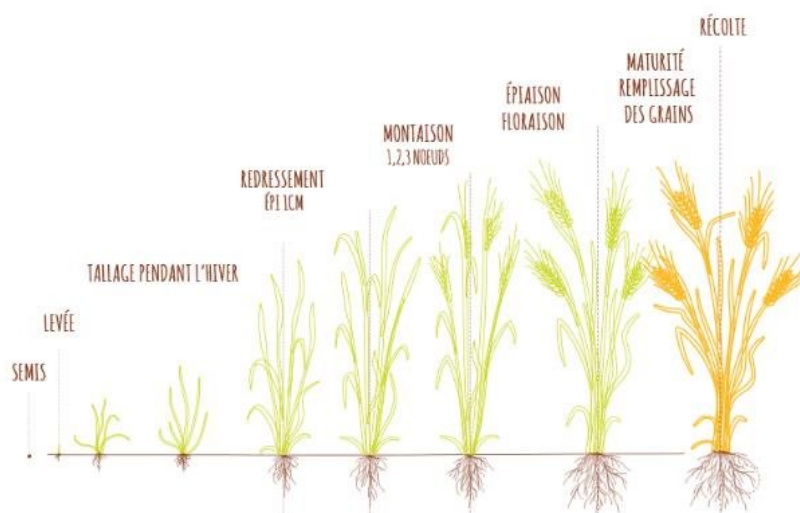


Figure 03: Cycle de développement de l'orge (Soltner .D, 1986).

Les grains se développent et accumulent des réserves (remplissage du grain) avant d'atteindre leur taille maximale et de mûrir. Chaque étape joue un rôle crucial dans le rendement final de la culture (Soltner, 1998).

Chapitre 02 :

La conservation de

l'orge

6. Stratégies de conservation des céréales

La production de céréales, concentrée sur une seule récolte annuelle, contraste avec une consommation répartie sur toute l'année. Par conséquent, le stockage des grains est essentiel pour assurer un approvisionnement continu (**Nour *et al.*, 2016**). Cette pratique complexe exige une gestion rigoureuse de divers paramètres tels que la température et l'humidité, depuis la récolte jusqu'à l'expédition. Les premiers systèmes de stockage étaient ingénieux et variés, allant des grands paniers en roseaux aux jarres en argile enterrées, en passant par des structures en bois, des puits et des fosses recouvertes de paille (**Rofia *et al.*, 2018**).

6.1. Méthodes traditionnelles de stockage des céréales

Depuis les temps anciens, l'être humain n'a cessé de chercher des moyens d'améliorer les conditions de stockage des céréales, depuis les simples fosses creusées dans le sol jusqu'aux silos modernes. Le stockage de l'orge dans le Matmora, une technique archaïque encore utilisée dans certaines régions isolées d'Algérie, en est un exemple.

Le Matmora, très répandu dans les hauts plateaux algériens, est une enceinte de stockage creusée dans un sol argileux, de forme sphérique tronconique, généralement située sur un terrain surélevé ou à proximité de la ferme. La capacité de ces structures varie, mais elles présentent un inconvénient majeur : l'humidité élevée et les eaux d'infiltration favorisent le développement de micro-organismes et la fermentation bactérienne (**Benakriche *et al.*, 2016**).



Figure 3 : Image de l'emplacement de la Matmora sous différents angles d'après Benakriche B *et al* (2016).

6.2. Le stockage dans les greniers

Les greniers traditionnels en tiges de bambou sont une autre méthode de stockage des céréales, où les grains sont conservés en épis ou en vrac. Ces structures sont généralement surélevées pour protéger les grains des rongeurs. Ces greniers, souvent de forme cylindrique avec un chapeau, étaient autrefois situés au milieu des champs, mais on les trouve désormais à proximité ou à l'intérieur des concessions. (Hoogland *et al.*, 2005).

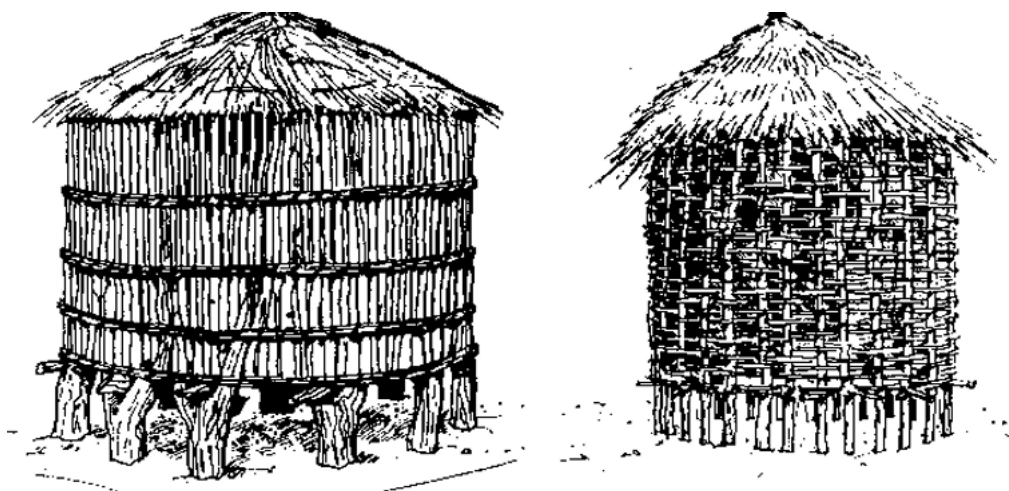


Figure 4 : les greniers traditionnels (Hoogland *et al.*, 2005).

6.3. Le stockage moderne des céréales

Les technologies de stockage des céréales ont connu des avancées considérables, avec des innovations majeures dans les principaux systèmes tels que l'aération, le stockage réfrigéré, le stockage en atmosphère modifiée et les systèmes de stockage hermétiques, notamment dans les pays développés (**Hatice, 2016**).

L'évolution technique a surtout permis d'accroître les capacités de stockage et d'accélérer les échanges. De nos jours, les silos modernes permettent de stocker simultanément différents types de céréales (**Karahacane, 2015**).

6.4. Le stockage en vrac des céréales

Le stockage en vrac est une méthode qui consiste à conserver les grains sans emballage, directement dans des structures spécialement, telles que des cellules ou des silos (**Doukani K, et al., 2013**). Dans certains cas, les grains sont simplement entassés et laissés à l'air libre dans des hangars ouverts à charpente métallique.

6.5. Le stockage en silos

La technique de stockage la plus répandue dans les installations modernes est le stockage des grains dans des silos. Cette méthode offre de nombreux avantages, notamment la réduction des coûts de main-d'œuvre et du temps nécessaire au déchargement et au transport des céréales, ainsi que le maintien de bonnes conditions d'hygiène tout au long de ces processus (**Hatice, 2016**).

Les silos en béton sont idéaux pour stocker les céréales, car ils nécessitent moins de main-d'œuvre et de temps pour le stockage. Les silos en acier (**Cruz J. F et al., 2016**), y compris les silos galvanisés, sont les plus couramment utilisés en raison de leur robustesse et de leur facilité de contrôle par rapport aux autres types de silos.



Figure 5 : Image montrant l'intérieure d'un silo métallique (Hatice, 2016).

Le blé, l'orge, le seigle, l'avoine, etc. peuvent être stockés de manière pratique dans les silos en béton et en acier (Hatice, 2016).

Chapitre 03 :

La fermentation de

l'Orge

7. La fermentation

La fermentation, un processus naturel et ancestral, joue un rôle crucial dans la production et la conservation des aliments, notamment en Afrique du Nord.

D'après **Drabo et al,(2019)**, les produits traditionnels fermentés représentent une source précieuse de micro-organismes fonctionnels, incluant dans cette catégorie les microorganismes probiotiques, ainsi que les micro-organismes ayant des caractéristiques fonctionnelles, , ces microorganismes offrent des avantages organoleptiques, nutritionnels et thérapeutiques.

Un micro-organisme fonctionnel peut agir de plusieurs manières, comme la biorémédiation, c'est-à-dire dégradation des toxines (**Petruzzi et al., 2015**) l'élimination des composés toxiques pour la santé et pour l'environnement (**Campaniello et al., 2020**), l'enrichissement du milieu par la libération de composés biologiquement actifs, comme les vitamines. (**Speranza et al., 2020**),

8. Impacte de la fermentation sur les caractéristiques biochimiques du l'orge

Au cours du stockage, l'orge subit des changements biochimiques qui peuvent altérer sa qualité nutritionnelle. Ces modifications concernent les glucides, les protéines, les lipides et les vitamines.

8.1. Dégradation des glucides

Le grain de l'orge, riche contient principalement des polysaccharides comme l'amidon et la cellulose, peu assimilables par les micro-organismes. La fermentation permet de dégrader ces glucides grâce à des enzymes spécifiques. Les amylases, produites par des bactéries, des levures et des moisissures, hydrolysent l'amidon en sucres plus simples (maltose, glucose), améliorant la digestibilité du blé. (**Pitet, 2018**).

Différents types d'amylases interviennent, tels que l'alpha-amylase, la glucoamylase et la bêta-amylase, chacune ayant une action spécifique sur la molécule d'amidon. La cellulose, présente en moindre quantité, peut également être dégradée par

certaines cellulases, mais ce processus est moins courant. La fermentation du blé entraîne ainsi une transformation des glucides, avec une amélioration de la digestibilité et des modifications de la texture et de la saveur. (Merabti, 2015)

L' α -amylase est l'endoenzyme capable de dégrader l'amylopectine, on parle de la capacité de liquéfaction. Elle est absente de l'orge et se forme majoritairement au 3^e et 4^e jour de germination. Elle est, avec la β -amylase, exoenzyme cette fois, le principal outil du brasseur pour la saccharification de l'amidon. Son optimum de température au brassage se situe à 72°C et permet de former des dextrans non fermentescibles, donnant ainsi des bières avec plus de sucres résiduels (De Clerck 1963).

8.2. Dégradation des protéines

Les protéines, composés organiques de haut poids moléculaire constitués d'acides aminés liés par des liaisons peptidiques, subissent des transformations lors de la fermentation des matières premières céréalières. Les levures et bactéries fermentaires, grâce à leurs activités enzymatiques et aux enzymes endogènes présentes, induisent divers changements. Les variations de pH induites par la fermentation peuvent catalyser l'action d'enzymes telles que les protéases céréalières, qui dégradent la prolamine endogène et favorisent l'hydrolyse des gliadines, gluténines, glutamines et globulines. (Wang, 2024)

La fermentation induit une hydrolyse des protéines grâce à l'activité protéolytique des micro-organismes. Cette hydrolyse libère des acides aminés libres, qui jouent un rôle essentiel dans le développement des saveurs. La fermentation bactérienne a tendance à augmenter la concentration de ces acides aminés libres, (Amourche, 2016). Parmi les espèces protéolytiques les plus connues, on peut citer les genres *Bacillus*, *Proteus* et *Streptomyces* (Tahir, 2017).

8.3. Dégradation des lipides

La fermentation entraîne une dégradation des lipides des grains, en particulier des triglycérides, sous l'action de micro-organismes. Les lipases, ou estérases, produites par ces micro-organismes, hydrolysent les triglycérides en acides gras et

glycérol. Cette activité enzymatique est observée chez divers micro-organismes, notamment les moisissures (*Aspergillus*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Geotrichum...*), les levures (*Candida*, *Torulopsis*, *Saccharomyces*, *Saccharomycopsis...*) et les bactéries (*Serratia*, *Pseudomonas*, *Xanthomonas*, *Chromobacterium*, *Alcaligenes*, *Staphylococcus...*). (Xia *et al.*, 2023).

Les micro-organismes capables de vivre en présence ou en absence d'oxygène (aérobies et aéroanaérobies), tels que les bactéries du genre *Pseudomonas*, les entérobactéries, les levures et les moisissures, les acides gras sont dégradés par un processus appelé β -oxydation. L'évolution de l'acidité grasse, c'est-à-dire la quantité d'acides gras présents, est un indicateur particulièrement sensible des modifications biochimiques que subit le blé au cours du stockage. (Pavoncello *et al.*, 2022).

9. Diversité des bactéries lactiques dans l'orge fermentée

L'orge fermenté, un aliment ancien aux saveurs riches et aux propriétés nutritives intéressantes, est le résultat d'un processus complexe impliquant l'interaction de divers micro-organismes, dont les bactéries lactiques. Ces bactéries jouent un rôle crucial dans la transformation de l'orge, en lui conférant ses caractéristiques organoleptiques uniques et en augmentant sa valeur nutritive. (Tamang, J. P., *et al.* 2020).

La communauté microbienne de l'orge fermenté est riche et variée, composée d'un large éventail d'espèces de bactéries lactiques. Parmi les plus dominantes, on trouve :

9.1. *Lactobacillus*

Selon Strom *et al.*, (2002) et (Peyer *et al.*, 2017). Ce genre regroupe un ensemble d'espèces telles que *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus pentosus* et *Lactobacillus brevis*. Ces bactéries sont responsables de la production d'acide lactique, qui confère à l'orge fermenté son goût acidulé caractéristique et contribue à sa conservation.

9.2. Pediococcus

Ce genre est également bien représenté, avec des espèces comme *Pediococcus acidilactici* et *Pediococcus damnosus*. Ces bactéries jouent un rôle important dans la production d'arômes et de saveurs complexes, contribuant à la richesse gustative de l'orge fermenté. (Tamang, J. P *et al.*, 2020).

9.3. Leuconostoc

Ce genre comprend des espèces telles que *Leuconostoc mesenteroides* et *Leuconostoc dextranicum*. Ces bactéries sont connues pour leur capacité à produire des exopolysaccharides, des substances qui donnent à l'orge fermenté sa texture onctueuse et sa consistance épaisse. (Matsuzaki *et al.*, 2021).

9.4. Weissella

Ce genre est moins abondant que les autres, mais certaines espèces, comme *Weissella confusa* et *Weissella cibaria*, peuvent être présentes dans l'orge fermenté. Ces bactéries contribuent à la diversité microbienne et peuvent avoir des effets bénéfiques sur la santé. (Tamang, J. P *et al.* 2020).

Chapitre 04 :

La Phyto-Chimie de

l'Orge.

10. Les Constituants Photochimiques de *Hordeum vulgare*

L'orge (*Hordeum vulgare*) est une source de composés phytochimiques, des substances chimiques naturelles présentes dans les plantes, qui possèdent des structures et des noms spécifiques. La quantité de ces composés varie considérablement en fonction de facteurs environnementaux, génétiques ou une combinaison des deux (Benincasa, 2019).

Les principaux types de composés phytochimiques présents dans l'orge (Tableau 02) sont les acides phénoliques, les flavonoïdes, les lignanes, les tocols, les phytostérols et les folates. Ces composés peuvent être présents sous des formes libres, conjuguées ou liées, ce qui peut affecter leur biodisponibilité et leur activité biologique (Belobrajdic, 2013).

Tableau 2: Description des constituants phytochimiques de *Hordeum vulgare* (Belobrajdic, 2013).

Constituants Phytochimiques	Description
Glucides	Le principal glucide présent dans <i>Hordeum vulgare</i> est l'amidon, qui représente environ 70 à 80 % du grain.
Protéines	<i>Hordeum vulgare</i> est une excellente source de protéines, avec une moyenne de 12 à 14 %.
Lipides	<i>Hordeum vulgare</i> contient une petite quantité de lipides, généralement autour de 2 à 3 %.
Minéraux	<i>Hordeum vulgare</i> est une bonne source de minéraux tels que le magnésium, le phosphore, le potassium et le fer.
Vitamines	<i>Hordeum vulgare</i> est une bonne source de vitamines telles que la thiamine, la riboflavine, la niacine et la vitamine B6.
Antioxydants	<i>Hordeum vulgare</i> contient des antioxydants tels que les lignanes et les composés phénoliques.
Enzymes	<i>Hordeum vulgare</i> contient des enzymes telles que l'amylase, la protéase et la lipase.

11. Potentiel Thérapeutique de *Hordeum vulgare*

L'orge (*Hordeum vulgare*) est une céréale utilisée en médecine traditionnelle depuis des siècles. C'est une riche source de composés phytochimiques tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les acides phénoliques et les tocophérols

(**Tungmunnithum, 2018**). Les polyphénols et les flavonoïdes présents dans l'orge sont connus pour leurs activités antioxydantes et anti-inflammatoires, qui peuvent être bénéfiques pour la gestion des maladies liées au stress oxydatif telles que le diabète et les maladies cardiovasculaires (**Mutha, 2021**).

11.1. Constituants phytochimiques anticancéreux de *Hordeum vulgare*

L'orge (*Hordeum vulgare*) et ses dérivés pourraient jouer un rôle dans la prévention du cancer grâce à leurs propriétés antioxydantes et immunomodulatrices. Il est établi que l'alimentation et le mode de vie ont une influence considérable sur le risque de cancer (20 à 80 % des décès) (**Saha, 2019**). Les éléments nutritionnels, en particulier ceux qui neutralisent les espèces réactives de l'oxygène, sont essentiels pour prévenir les dommages à l'ADN et renforcer le système immunitaire. L'orge, en tant que source de substances bioactives aux propriétés antioxydantes et immunomodulatrices, pourrait contribuer à cette protection. (**Saha, 2019**).

11.2. Constituants phytochimiques de *Hordeum vulgare* utilisés contre les maladies cardiovasculaires (MCV)

Plusieurs facteurs, tels que le surpoids, l'obésité, l'hypertension artérielle, l'hyperglycémie et l'hypercholestérolémie, augmentent le risque de maladies cardiovasculaires (**Dahal, 2021**). L'orge (*Hordeum vulgare*), grâce à sa composition unique, pourrait jouer un rôle protecteur contre ces maladies. Les phytostérols présents dans l'orge interfèrent avec l'absorption du cholestérol au niveau intestinal, contribuant ainsi à la régulation de son taux sanguin (**Poli, 2021**). Les polyphénols et les lignanes, quant à eux, exercent une action antioxydante qui protège les cellules contre les dommages causés par les radicaux libres, un facteur impliqué dans le développement des maladies cardiovasculaires (**Galanakis, 2022 ; Rodríguez-García, 2019**).

12. Utilisations médicinales traditionnelles et populaires de *Hordeum vulgare*

L'orge (*Hordeum vulgare*) est une plante médicinale importante dans différentes cultures. En Corée du Sud, elle est utilisée pour traiter divers problèmes de santé, notamment l'ancylostomiase, la carence en acide folique, les troubles respiratoires et

digestifs, et comme contraceptif (**Rashid, 2017**). En Iran, elle est utilisée pour traiter les problèmes nasaux, digestifs et urinaires, ainsi que les problèmes de peau (**Salehi, 2019**). En Turquie, elle est utilisée pour traiter le rhume. L'orge est également utilisée dans d'autres régions pour traiter les furoncles, les douleurs d'estomac, les maladies inflammatoires, et pour réduire la pression artérielle, la glycémie et le cholestérol. Elle est également utilisée pour traiter la cataracte, la fièvre, les inflammations, la goutte, les rhumatismes, la jaunisse, l'hépatite et les tumeurs (**Sasaki, 2016**).

Partie II :
Matériels et
méthodes

Cette partie vise à établir les outils de travail afin de réaliser tous les objectifs permettant ainsi de mettre en évidence la qualité nutritionnelle de l'orge fermenté (*Hordeum vulgare L.*).

13. Echantillonnage et zone de l'étude

Les échantillons d'orge fermentée (*Hordeum vulgare L.*) ont été prélevés dans un grenier souterrain traditionnel dite Matmora situé à Mecheraa Asfa, dans la wilaya de Tiaret en Algérie. Cette méthode de stockage, caractéristique traditionnelle de la région, offre des conditions uniques dans les processus de fermentation naturelle. (Figure 06).



Figure 6: Localisation géographique du lieu d'échantillonnage, Mecheraa Asfa dans la wilaya de Tiaret, Algérie Latitude : 34° 52' 59" N, Longitude : 1° 12' 47" W

Lors du prélèvement, nous avons constaté que les grains de l'orge fermenté présentaient une coloration caractéristique gris-jaunâtre, une odeur perceptible secondaire, à la fermentation, et au stockage prolongé de 12 mois dans le silo souterrain traditionnel.

Figure 7 : Orge fermenté Vs Orge non fermenté

Après prélèvement, nous avons immédiatement transférés l'orge fermenté dans des récipients stériles, et conservés à 4°C dans une glacière afin de préserver tous les paramètres morphologiques et biologiques. L'intégralité du travail a été réalisée au Laboratoire de recherche du contrôle de qualité microbiologique de l'université Abdelhamid Ben Badis de Mostaganem.

14.Extraction de l'extrait brut de l'orge fermenté

L'extraction a été réalisé pour la réalisation des différents tests biologiques et microbiologiques respectivement, l'évaluation des métabolites secondaires et la détermination des interactions bactériologiques concernant la sensibilité et la résistance vis-à-vis de certaines bactéries pathogènes.

L'extrait brut d'orge fermenté a été obtenu conformément à la méthode de *Milevskaya et all (2015)*. Sept grammes (07g) de matière végétale moulue d'orge fermentée est introduite dans un tube à essai dans le quel a été versé Vingt-huit millilitres d'éthanol (28ml) à 90% (v/v).Le contenu a été soigneusement mélangé à

l'aide d'un agitateur Vortex. Le tube contenant la solution a été ensuite immergé dans un bain-marie maintenu à 60°C pendant 20 minutes, avec alternance à de deux reprises au vortex.

Le mélange éthanol / orge (bi-phasique) est soumis à centrifugation à 2000 tr/min pendant 15 minutes. Le surnageant liquide a été séparé après décantation, le résidu solide a été remis en suspension dans 14 ml d'éthanol pour une deuxième étape d'extraction. Ce dernier a été soumis à une deuxième centrifugation générant un second surnageant qui a été combiné avec le premier. L'extrait obtenu a été transféré dans un évaporateur rotatif pour l'élimination du solvant à 40°C pendant 15 minutes. L'extrait aqueux obtenu a été stocké à -20°C jusqu'à analyse ultérieure (**Milevskaya et all., 2015**).

15. Analyses physico-chimiques de l'orge fermenté

15.1. Détermination de la teneur en l'eau

Le protocole d'évaluation pour la mesure de la teneur en eau de notre échantillon est défini selon la norme NF V03-707, les normes algériennes NA.1133/1132/1990 et NA.1333/1990 ainsi que l'ISO/712,

La teneur en eau avait été déterminée par déshydratation. Cinq gramme d'orge fermenté a été mis dans un creuset en porcelaine et laissé déshydrater pendant 24 heures dans une étuve à 105°C. Après refroidissement, l'échantillon a été placé dans un dessiccateur pendant 45 minutes, ensuite nous avons procédé à la pesé de la matière sèche afin d'évaluer le pourcentage de cette dernier en tenant compte de la masse initiale (**AFNOR 1985**).

L'expression de la teneur en eau dans la matière sèche (MS) :

MS (%) = (la masse de matière sèche en g / la masse totale de l'échantillon en g) × 100

Teneur en l'eau = %MS - 100

15.2. Détermination de la teneur en cendres selon la norme NF V03-720

La méthode pour mesurer la teneur en cendres d'un échantillon est définie selon la norme NF V03-720 en accord avec la norme algérienne NA.733/1990 et la norme internationale ISO.2171. Cette méthode repose sur la destruction de la matière organique par incinération à haute température (900°C) et la quantification des résidus minéraux restants. Le protocole repose sur le réchauffement du four à moufle à 900°C, nous avons pesé précisément 05 grammes d'échantillon dans une capsule en porcelaine tarée puis incinérer l'échantillon dans le four à moufle pendant 4 heures. Nous avons effectué un refroidissement de la capsule et son contenu dans un dessiccateur puis peser à nouveau la capsule et les cendres (**Oulmi, K, 2011**).

La teneur en cendres exprimée en pourcentage % est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Cendres}\% = \frac{[(\text{Masse finale capsule} + \text{cendres} - \text{Masse initiale capsule}) / \text{Masse initiale échantillon}] \times 100\%}{}$$

Le résultat obtenu représente la proportion de la matière minérale présente dans l'échantillon d'origine. La teneur en cendres peut varier selon la nature du matériau analysé.

15.3. Méthode de dosage des lipides

La méthode SOXHLET est une technique gravimétrique classique utilisée pour mesurer la teneur en matière grasse d'un échantillon solide. Elle a été décrite pour la première fois par Franz Soxhlet en 1879 et a depuis été largement adoptée en raison de sa simplicité, de sa précision et de sa polyvalence (**Soxhlet, 1879**). Cette méthode est décrite dans le Journal officiel de la communauté européenne NL. 279/17 (INRAT1997) et correspond aux normes NF V03-713/1984 et ISO 7302/1982.

Nous avons pesé 15 grammes de notre échantillon broyé puis versé 200 ml d'hexane dans le ballon de récupération, la thimble contenant l'échantillon est placé dans l'extracteur Soxhlet ensuite nous avons chauffé le solvant pendant 6 heures à une température de 100 à 110°C. Le solvant chauffé s'élève dans le tube d'extraction, se condense et s'écoule sur l'échantillon dissolvant les lipides et les matières grasses. Le

solvant enrichi en lipides s'écoule dans le ballon de récupération. Ce cycle d'extraction et de condensation se répète pendant 6 heures afin d'obtenir un maximum de cycles générant ainsi un bon rendement d'extraction de lipide.

Après l'extraction, nous avons retiré le ballon de récupération et laissez le solvant s'évaporer complètement sous pression réduite ou à l'aide d'un évaporateur rotatif, ensuite laisser refroidir le ballon et les résidus de matière grasse, nous avons pesez à nouveau le ballon contenant la matière grasse sec, la différence de masse entre le ballon vide et le ballon contenant la matière grasse sec déduit la masse de la matière grasse extraite de l'échantillon.

La teneur en matière grasse (TG) s'exprime en pourcentage (%) et se calcule selon la formule suivante :

$$\text{TG (\%)} = \frac{[\text{Masse finale ballon} + \text{matière grasse} - \text{Masse initiale ballon}] / \text{Masse initiale échantillon} \times 100\%}{}$$

Le pourcentage de matière grasse obtenu représente la proportion de lipides et de matières grasses présents dans l'échantillon d'origine.

15.4. Dosage des protéines (Méthode de Kjeldahl selon NF V003-050)

La méthode de Kjeldahl est décrite dans la norme NF V003-050 et correspondant aux normes NA.1185/1990 et ISO.1871, c'est une technique de référence largement utilisée pour déterminer la teneur en protéines dans les aliments. Elle repose sur le principe de la digestion chimique des protéines en composés azotés simples, suivie d'une distillation et d'un titrage pour quantifier l'azote présent.

La méthode de Kjeldahl se déroule en trois étapes principales :

- **La digestion** : L'échantillon alimentaire est digéré dans un mélange d'acide sulfurique concentré et d'un catalyseur, généralement du sulfate de potassium (K_2SO_4) ou du sulfate de cuivre (CuSO_4). Cette étape permet de décomposer les protéines en leurs constituants azotés, principalement sous forme d'ammonium.

- **La distillation** : La solution de digestion refroidie est ensuite neutralisée avec une base forte, généralement de l'hydroxyde de sodium (NaOH). Cette neutralisation entraîne la libération d'ammoniaque (NH_3) gazeuse, qui est ensuite distillée dans un

réipient contenant un acide fort, généralement l'acide borique (H_3BO_3). L'ammoniaque se dissout dans l'acide borique, formant du sel d'ammonium (NH_4) $_3\text{BO}_3$.

- **Le titrage** : La quantité d'ammoniaque capturée dans l'acide borique est déterminée par titrage avec une solution acide standardisée, généralement de l'acide sulfurique (H_2SO_4), en présence d'un indicateur coloré. Le titrage permet de mesurer le volume d'acide sulfurique nécessaire pour neutraliser l'ammoniaque présente.

La teneur en protéines dans l'échantillon est calculée en utilisant la formule suivante :

$$\text{Teneur en protéines (\%)} = \frac{(\text{Volume d'acide sulfurique} \times \text{Facteur de conversion})}{(\text{Masse de l'échantillon})}$$

Le facteur de conversion dépend de la composition moyenne en azote des protéines et est généralement compris entre 5,6 et 6,25.

15.5. Détermination de l'acidité grasse

L'acidité grasse est une mesure de la quantité d'acides gras libres présents dans un échantillon. Les acides gras libres sont des acides gras simples qui se sont détachés des triglycérides, qui sont les principaux composants lipidiques des aliments. L'acidité grasse est exprimée en grammes d'acide sulfurique (H_2SO_4) pour 100 grammes de matière sèche (MS). Cette méthode, décrite dans la norme NA.1182/1990 correspondant aux normes NFV03-712 et ISO7305/1986, permet de déterminer l'acidité grasse d'un échantillon alimentaire.

Nous avons prélevé 05 g de notre échantillon broyé, nous avons ajoutés 30 ml d'éthanol à l'échantillon dans un bécher puis fermer le bécher et agiter pendant une heure à l'aide d'un agitateur mécanique à une température de $20^\circ\text{C} \pm 5^\circ\text{C}$. nous avons Centrifugé a 3 000 tour par minute et pendant 2 minute , le mélange pendant 02 minutes pour éliminer les particules restantes en suspension, ensuite nous avons prélevé 20 ml de surnageant parfaitement limpide à l'aide d'une pipette dans un bécher, nous avons ajouté quelques gouttes de phénophtaléine, puis titrez le liquide avec une

solution d'hydroxyde de sodium 0,05 N à l'aide d'une burette jusqu'à l'obtention d'un virage au rose pâle persistant pendant quelques secondes.

L'acidité grasse (AG) est exprimée en grammes d'acide sulfurique (H_2SO_4) pour 100 gramme de matière sèche (MS) et se calcule selon la formule suivante :

$$\text{AG (g H}_2\text{SO}_4\text{/100 g MS)} = (\text{V} \times \text{N} \times \text{F} \times 100) / \text{m}$$

Avec : V = Volume de solution de NaOH utilisé pour le titrage (en ml)

N = Normalité de la solution de NaOH (en N)

F = Facteur de conversion (0,00625 g H_2SO_4 /ml NaOH)

m = Masse de l'échantillon utilisée pour l'extraction (en g)

15.6. Détermination du pH selon la norme NF V 05-108 (1970)

Ce test décrit la mesure du pH d'une solution aqueuse d'orge broyée, conformément à la norme NF V 05-108 (1970).

Nous avons broyé finement 05 g d'orge fermentée à laquelle on l'introduit dans un tube à essai contenant 50 ml d'eau distillée stérile, nous avons agitez vigoureusement le mélange pendant 5 à 7 minutes pour assurer une dispersion homogène, puis laissez reposer la suspension pendant quelques minutes pour permettre aux particules de se déposer, puis laissez Décanter soigneusement le liquide surnageant ou filtrez-le à l'aide d'un papier filtre. Puis l'électrode a été immergée dans une solution aqueuse d'orge moulue.

15.7. Détermination de la masse de 1000 grains selon ISO 520 et NA 731/1990

La détermination de la masse de 1000 grains, également appelée "poids de mille grains" (PMG), est une pratique courante dans l'analyse des céréales, elle permet d'évaluer la taille et la densité des grains, ce qui peut fournir des informations précieuses sur la qualité de la récolte et le potentiel de rendement. Cette méthode est décrite dans les normes ISO 520 et NA 731/1990.

Nous avons prélevé au hasard une quantité d'échantillon approximativement égale à la masse de 500 grains, puis séparé manuellement les grains entiers et sains des grains cassés, abîmés ou étrangers. Éliminez les impuretés présentes dans l'échantillon, ensuite pesez précisément la masse des grains entiers séparés.

Les résultats sont exprimés en grammes par 1000 grains (g/1000 grains).

$$\text{PMG (g/1000 grains)} = (\text{Masse des grains entiers} / \text{Nombre de grains entiers}) \times 1000$$

15.8. Détermination de la masse à l'hectolitre ou du poids spécifique selon NA.1177/1613/1990

La détermination de la masse à l'hectolitre (MH) ou du poids spécifique (PS) est une méthode courante pour évaluer la densité apparente des céréales, notamment de l'orge. Elle fournit des informations précieuses sur la qualité de la récolte et le potentiel de rendement. Cette méthode est décrite dans la norme NA.1177/1613/1990.

La méthode consiste à verser l'échantillon de grains dans le récipient gradué en veillant à un écoulement libre et uniforme, ensuite remplissez le récipient jusqu'au trait de jauge indiquant le volume exact correspond à 100 litres. Ensuite pesez précisément la masse du récipient rempli de grains. Les résultats sont exprimés en kilogrammes par hectolitre (kg/hL).

$$\text{MH (kg/hL)} = (\text{Masse du récipient rempli} - \text{Masse du récipient vide})$$

15.9. Dosage du gluten : Méthode de référence NA/735/1990

Cette méthode consiste à peser 33,33 g de poudre de l'orge fermenté dans un bécher, puis joutez 17 ml de solution saline à 2% à l'échantillon et mélanger soigneusement pour obtenir une pâte homogène. Puis pétrir la pâte pendant deux minutes à la main ou à l'aide d'un robot pétrin. Laisser reposer la pâte pendant une minute à température ambiante ensuite rincez la pâte sous un filet d'eau froide pendant deux minutes, en la malaxant entre les doigts pour éliminer l'amidon et les sucres solubles jusqu'à que l'eau de rinçage doit rester claire puis récupérer le gluten en boule et le presser entre les mains pour éliminer l'excès d'eau et enfin, nous avons pesé le gluten humide sur une balance analytique et noter le poids (W1). Sécher le gluten

humide dans une étuve à 105°C pendant 2 heures. Peser le gluten sec sur une balance analytique et noter le poids (W2).

Le taux de gluten (%) est calculé par la formule suivante :

$$\text{Taux de gluten (\%)} = (W2 / W1) \times 100$$

15.10. Dosage des fibres totales

Le dosage des fibres totales est une analyse importante pour la qualité des aliments, car les fibres jouent un rôle important dans la digestion et la santé humaine. La méthode de Weende est une méthode classique pour déterminer la teneur en fibres totales dans les aliments. (**Wiederkäuer, 1860**).

Nous avons pesé environ 0,5 g d'échantillon finement broyé dans un bécher puis ajoutez 100 ml d'acide sulfurique dilué à 0,128 M au bécher, puis mettre le bécher dans l'appareil Dosi-Fiber et programmez l'hydrolyse acide pendant 30 minutes à 100°C, ensuite Filtrer le contenu du bécher sur un filtre en verre fritté, Puis rincez le résidu sur le filtre avec de l'eau distillée jusqu'à avoir un pH neutre et Transférer le résidu dans un Erlenmeyer. Ensuite ajouter 100 ml d'hydroxyde de potassium dilué à 0,223 M dans un Erlenmeyer, ce dernier est placé dans l'appareil DosiFiber et programmez l'hydrolyse basique pendant 30 minutes à 100°C. Nous avons filtrée le contenu de l'Erlenmeyer sur un filtre en verre fritté, ensuite rincez le résidu sur le filtre avec de l'eau distillée jusqu'à neutralité à pH 7. Et enfin sécher le résidu à 105°C pendant une heure dans un four à étuve. Incinérez le résidu à 500°C pendant trois heures dans un four à incinération. Laissez refroidir les cendres et les peser sur une balance analytique. (**Williams P, 2015**).

$$\text{Teneur en fibres totales (\%)} = [(\text{Poids initial de l'échantillon} - \text{Poids des cendres}) / \text{Poids initial de l'échantillon}] \times 100$$

16. Détermination de la matière minérale par spectrométrie fluorescence X (XRF).

La spectrométrie fluorescence X est réalisée à l'aide d'un spectromètre fluorescence X portable de (PXRF), en particulier le Bruker Tracer III-SD (Microanalysis GmbH, T3S2731 Allemagne). Il utilise une source d'excitation radio-isotopique, généralement un isotope radioactif scellé d'Am-24. Pour générer les rayons X à haute énergie nécessaires à l'analyse par fluorescence X, les rayons X émis par la source d'excitation radio-isotopique sont transmis à la source d'excitation. Les rayons X émis par l'échantillon sont captés par un détecteur à dérive en silicium (SDD) qui convertissent l'énergie des rayons X en signaux électriques, ces signaux sont ensuite traités et analysés pour déterminer la composition élémentaire de l'échantillon.

17. Détermination des métaux lourds

L'objectif de cette recherche est de confirmer si cette espèce d'orge fermentée concentre ou non des polluants tels que les métaux lourds. Pour évaluer l'état de santé du sol, si les résultats sont positifs, cela confirmera que cette espèce est bio indicatrice.

Un gramme (01g) de notre l'échantillon a été minéralisé à l'aide d'un mélange de 10 ml d'acide sulfurique (H₂SO₄) et de 05 ml d'acide nitrique (HNO₃) pendant 60 minutes à 250 °C à l'aide d'une unité de digestion Kjeldahl automatique VELP (DKL séries, 8). Les solutions obtenues ont été complétées à 50 ml avec de l'eau distillée, puis filtrées sur du papier filtre Whatmann pour éliminer les impuretés. Les filtrats ont été transférés dans des tubes en verre préalablement rincés avec une solution de HNO₃ à 05% et enfin stockés à température ambiante pour des analyses ultérieures.

Selon **Shaltout et al, (2015)**, les concentrations de plomb (Pb), de mercure (Hg) et d'arsenic (As) sont déterminées en milligramme de métal à l'aide d'un spectrophotomètre d'absorption atomique (AAS) Shimadzu AA-7000. Les niveaux ont été enregistrés sur l'échelle numérique du spectrophotomètre d'absorption atomique et calculés à l'aide de l'équation suivante :

$$C = R \times (D / W)$$

Avec

C : concentrations de l'élément (mg.kg⁻¹)

R : lecture de l'échelle numérique du spectromètre d'absorption atomique

D : dilution de l'échantillon préparé

W : poids de l'échantillon

18. Détermination des métabolites secondaires des composés phénoliques

18.1. Polyphénols totaux

Selon **Rachedi *et al*, 2018**, 300 µl d'extrait d'orge fermenté est placé dans un tube à essai en présence de 1,5 ml de réactif de Folin-Ciocalteu fraîchement préparé (dilué 10 fois). Après une agitation vigoureuse et un repos de 8 minutes à 22°C, 01 ml d'une solution aqueuse de carbonate de sodium (Na₂CO₃) à 7,5% est ajouté. Après 30 minutes d'incubation à température ambiante dans l'obscurité, l'absorbance est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre UV/Vis (Perkin Elmer Lambda 25) à une longueur d'onde de 760 nm. Un blanc est préparé dans les mêmes conditions, en remplaçant l'extrait par le mélange éthanol-eau. La courbe d'étalonnage est préparée en utilisant de l'acide gallique à différentes concentrations de 10, 50, 100, 400 et 800 mg/l. La teneur en polyphénols totaux est exprimée en mg équivalent acide gallique/g de matière sèche (MS). Toutes les mesures sont répétées trois fois.

$$\text{Total Polyphenols} = a \cdot f / C$$

Avec

a : Concentration en polyphénols (µg équivalent acidegallique/mg d'extrait) déterminée à partir de la courbe d'étalonnage. Cette valeur est obtenue en mesurant l'absorbance de l'échantillon à 760 nm et en la comparant à l'absorbance de concentrations connues d'acide gallique.

f :Facteur de dilution (×22). Ce facteur tient compte de la dilution de l'extrait pendant la procédure de dosage. Dans ce cas, l'extrait est dilué par un facteur de 22, donc le facteur de dilution est 22.

C : Concentration de l'extrait. Cette valeur représente la quantité d'extrait utilisée dans le dosage, généralement exprimée en grammes par millilitre (g/ml).

18.2. Dosage des flavonoïdes totaux

La quantification des flavonoïdes totaux est effectuée en utilisant une méthode colorimétrique. 01ml d'extrait éthanolique dilué 20 fois est mélangée avec 01 ml d'une solution fraîche de chlorure d'aluminium (AlCl₃) à 02%. Après 10 minutes d'incubation à température ambiante (**Rachedi et al, 2018**), l'absorbance de la préparation sera mesurée à 430 nm en utilisant un blanc d'extrait comme référence. Une courbe d'étalonnage préparée avec de la quercétine à différentes concentrations (50, 100, 200, 400 et 800 µg/ml) dans les mêmes conditions que les échantillons sont utilisées pour la quantification des flavonoïdes. Les teneurs en flavonoïdes sont exprimées en mg équivalent quercétine/g de matière sèche (MS). Toutes les manipulations sont répétées trois fois (**Rachedi et al, 2018**).

$$\text{Flavonoïdes} = a. f / C$$

Avec

a : Concentration en polyphénols totaux (µg équivalent acidegallique/mg d'extrait) déterminée à partir de la courbe d'étalonnage.

f: Facteur de dilution (×10).

C : Concentration de l'extrait.

18.3. Évaluation in vitro de l'activité anti-oxydante des extraits Selon Salhi *et al, 2024*).

Au préalable, nous avons préparé une série de tubes à essai en les étiquetant afin de procéder à la dilution d'extrait correspondante. À l'aide d'une pipette, nous avons ajouté soigneusement 500 µl de chaque dilution d'extrait dans le tube à essai désigné. Ensuite, nous avons préparé un tube de contrôle séparé en ajoutant 500 µl d'éthanol à 90%, ce dernier servira de référence pour la comparaison. Dans tous les tubes à essai, y compris le contrôle, nous avons rajouté 500 µl de solution de DPPH diluée fraîchement préparée. Nous nous sommes assuré que tous les tubes reçoivent le même volume. Pour éviter que le dosage ne soit pas affecté par la lumière, les tubes

sont couverts avec du papier aluminium ou placer dans une boîte opaque. Tous les tubes sont incubés à température ambiante pendant 30 minutes. Cela permet aux composés antioxydants de l'extrait d'interagir et de réduire les radicaux DPPH. Après l'incubation, le spectrophotomètre est réglé la longueur d'onde de 517 nm. C'est la longueur d'onde spécifique à laquelle l'absorbance(Abs) du DPPH est mesurée.

Le pourcentage d'inhibition du DPPH est calculé en utilisant la formule suivante :

$$\text{Inhibition du DPPH (\%)} = \frac{(\text{Abs Contrôle} - \text{Abs Échantillon})}{\text{Abs Contrôle}} \times 100$$

Avec :

Abs Contrôle : Représente l'absorbance du tube de contrôle, qui contient 500 µl de méthanol à 90% et 500 µl de solution de DPPH. Cela sert de référence pour mesurer l'absorbance du DPPH en l'absence de toute interférence antioxydante.

Abs Échantillon : Représente l'absorbance du tube d'échantillon, qui contient 500 µl de la dilution d'extrait et 500 µl de solution de DPPH. Cette valeur reflète l'absorbance du DPPH après interaction avec les composés antioxydants présents dans l'extrait.

19. Analyses microbiologiques

19.1. Culture bactériennes

Nous avons pesé 09 g d'orge fermenté sont pesés et mélangés à 90 ml d'eau peptonée stérile. Le mélange est homogénéisé et laissé à reposer pendant 24 heures à température ambiante (**De Man et all ,1960**). Une série de dilutions au 1/10 de la solution mère a été réalisée, allant de 10^{-1} à 10^{-6} . 0,1 ml de chaque dilution a été étalé sur la surface d'une boîte de Pétri contenant le milieu de culture MRS stérile. Les boîtes de Pétri sont incubées à deux températures différentes 30°C pendant 24 heures et 37°C pendant 48 heures. (**De Man et all, 1960**).

Après incubation, le nombre d'unités formant colonies(UFC) distinctes est compté dans chaque boîte de pétri. Les boîtes avec des colonies bien distinctes et présentant des caractéristiques morphologiques typiques des bactéries lactiques sont sélectionnées. Des colonies pures ont été obtenues suite à plusieurs repiquages sur gélose MRS stérile et incubation à la même température qu'initialement.

Selon **Samelis et al ,1994**, deux méthodes de conservation ont été utilisées pour tous les isolats bactériens. Respectivement à 4°C et la Congélation à -20°C sera utilisée pour usage ultérieur.

19.2. Observation macroscopique et microscopique

Les colonies sélectionnées sont repiquées quatre fois sur milieu MRS pour obtenir des colonies pures. Les colonies bien distinctes et développées après chaque repiquage sont retenues pour la suite des analyses.

Une coloration de Gram a été réalisée pour observer la morphologie des différents isolats bactériens afin d'observer la forme, les arrangements, et le caractère Gram-positif ou Gram-négatif.

Les colonies ont été observées au microscope optique (X1000) pour visualiser les différents caractères morphologiques, bacillaire ou cocci. Les bactéries lactiques présentent généralement des colonies rondes, blanches ou crèmes, et de taille variable. Elles sont Gram-positives et catalase-négatives.

19.3. Test à la catalase

Un test à la catalase a été effectué sur les isolats uniquement à caractères Gram positif afin de déterminer si les isolats bactériens sont à catalase négatif.

La catalase est une enzyme capable de décomposer le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) en eau et en oxygène gazeux. La présence de bulles de gaz indique une activité catalasique positive (**Carip, J, 2008**).

Déposer une goutte d'eau oxygénée sur une lame de verre. Prélever une petite quantité de culture bactérienne à l'aide d'une anse stérile et l'ajouter à la goutte d'eau oxygénée. Observer immédiatement la formation de bulles de gaz. (**Carip, J, 2008**). Selon **Idoui, A, 2010**, les bactéries lactiques sont généralement catalase négatives, ce qui signifie qu'elles ne produisent pas de bulles de gaz lorsqu'elles sont exposées à l'eau oxygénée.

19.4. Caractéristiques physiologiques des isolats bactériens

19.4.1. Croissance à différentes températures

Selon **Leveau, J, 1991**, les bactéries présentent des préférences de température pour leur croissance et leur développement. En incubant les isolats bactériens à différentes températures, il est possible d'identifier leur catégorie optimale de croissance.

Inoculer chaque tube à essai avec une quantité identique de culture bactérienne jeune isolée et purifiée. Incuber les tubes à essai à chacune des températures 4°C, 30°C, 37°C pendant 24 à 72 heures. Observer le développement bactérien en recherchant un trouble dans le milieu de culture. Inclure un tube témoin non ensemencé pour chaque température d'incubation (**Guiraud J. P, 1998**).

19.4.2. Test de thermorésistance

Selon Sievers *et all*, 1995, Certaines bactéries lactiques possèdent la capacité de survivre et de se développer après une exposition à des températures élevées.

Inoculer chaque tube à essai contenant du bouillon MRS avec une quantité identique de culture bactérienne pure. Immerger les différents tubes contenant les

colonies bactériennes dans un bain-marie à 60°C pendant 30 minutes, ensuite incuber les tubes traités y compris les tubes témoins à 30°C pendant 24 à 48 heures. Observer le développement bactérien en recherchant un trouble dans le milieu de culture.

19.4.3. Test de croissance à différents pH

Selon **carr et al, 2002** , le test consiste à inoculer chaque tube à essai contenant du bouillon MRS avec un volume standardisé de culture bactérienne pure, suivi d'une incubation à 37°C pendant 24 heures. La croissance bactérienne sera évaluée par l'observation de la turbidité dans le milieu de culture.

19.4.4. Test de croissance à différentes concentrations de NaCl

Le test consiste à inoculer chaque tube à essai contenant de bouillon MRS avec une quantité identique de culture bactérienne pure., suivie d'une incubation à 37°C pendant 24 à 72 heures. Observer le développement des bactéries en recherchant un trouble dans le milieu de culture et enfin inclure un tube témoin non ensemencé pour chaque concentration de NaCl (**Carr et al., 2002**).

19.4.5. Type fermentaire

Les bactéries lactiques produisent de l'acide lactique comme principal produit final de leur fermentation. Cependant, certaines souches produisent également du gaz carbonique (CO₂) en plus de l'acide lactique. Ce test permet de différencier les bactéries lactiques selon leur mode de fermentation et la production de gaz (**Carr et al., 2002**).

Après préparation du bouillon MRS dans les tubes à essai, nous avons placé une cloche de Durham inversée sur l'ouverture de chaque tube, puis inoculer chaque tube avec une quantité identique de culture bactérienne pure suivie d'une incubation à 37°C pendant 24 à 48 heures et enfin une observation de la présence ou de l'absence de gaz dans les cloches de Durham (**Carr et al. ,2002**).

19.4.6. Test de fermentation des sucres

Les bactéries lactiques possèdent la capacité de fermenter différents sucres produisant ainsi de l'acide lactique et d'autres métabolites. Ce test permet de déterminer le profil fermentaire des bactéries lactiques isolées en évaluant leur capacité à fermenter les sucres spécifiques.

Selon **semelis et al, 1994**, Le protocole de fermentation des sucres débute par la préparation de tubes à essai contenant 18 ml de milieu MRS-C-CV (Man, Rogosa et Sharpe additionné de cystéine et de cristal violet) supplémenté de BCP (pourpre de bromocrésol). On ajoute ensuite aseptiquement 0,2 mL de chaque solution de sucre spécifique dans les tubes correspondants. Les suspensions bactériennes sont standardisées à une densité optique (DO) de 0,08-0,1 à 620 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, puis 0,1 ml de cette suspension est inoculé dans chaque tube. Pour établir des conditions anaérobies, 4 à 5 ml d'huile de paraffine stérile sont superposés à la surface du milieu. Les tubes sont ensuite incubés à 30°C pendant 48 à 72 heures. La fermentation des sucres est évaluée par le changement de couleur du milieu dû à l'indicateur BCP, fournissant ainsi des informations essentielles pour la caractérisation biochimique des isolats bactériens.

20. Identification génotypique

La PCR est une technique fondamentale en microbiologie, pour mettre en évidence une identification génotypique des différents isolats bactériens. Pour ce faire elle nécessite plusieurs étapes, permettant ainsi d'explorer une biodiversité bactérienne. La technique utilisée est celle énoncée par **Ennadir et al, 2014**.

20.1. La culture bactérienne

La culture bactérienne a pour objectif d'obtenir des isolats de culture jeune dans le bouillon MRS pré-identifiée comme étant des bactéries lactiques. Les isolats ont été incubés pendant 16 heures à 30°C.

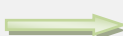
20.2. L'extraction de l'ADN

Le kit GenElute Bacterial Genomic DNA Kit de Sigma Aldrich 41105501 (Allemagne). a été utilisé pour l'extraction d'ADN bactérien. La lyse des cellules bactériennes a été effectuée par incubation avec de La protéinase K (extraite de *Tritirachium album*) utilisé comme un tampon de lyse à 55°C pendant 30 minutes. L'ADN génomique a ensuite été précipité sur la membrane de la colonne C2112 en ajoutant de l'éthanol au lysat. Les contaminants ont été éliminés par des lavages successifs avec la solution de lavage 1(WS1) et solution de lavage 2 (WS2). L'ADN purifié a été élué avec du tampon RNase A solution (**R6148**) et sa concentration a été déterminée par spectrophotométrie. La pureté de l'ADN a été évaluée par le rapport DO 260/280, un rapport compris entre 1,8 et 2 étant considéré comme indiquant une bonne qualité d'ADN.

20.3. PCR (Polymerase Chaine Reaction)

D'après **Ennadir J (2014)**. La réaction de PCR permet l'amplification spécifique de la séquence du gène ADN_r 16S grâce à l'utilisation de deux amorces, Fd1 et RP2, qui encadrent cette séquence, résultant en la production d'un amplicon de 1500 paires de bases (Tableau 04). (**Ennadir et al., 2014**).

Tableau 3 : Les amorces utilisées pour la PCR.

Amorce	Séquence 5'  3'
Fd1	5'-AGAGTTTGATCCTGGCTCAG-3'
RP2	5'-ACGGCTACCTTGTTACGACTT-3'

Le mélange réactionnel PCR d'un volume de 25 µl est composé d'un tampon de réaction 10X, de 10 mM de chaque deoxyribonucléoside triphosphate (dNTP), de 50 mM de MgCl₂, de 20 pmol de chaque amorce, de 5 unités de Taq polymérase et de 5 µl d'ADN. Le témoin négatif est préparé de la même manière, sauf que l'ADN est remplacé par 5 µl d'eau distillée pure et stérile.

Les microtubes sont ensuite placés dans un thermocycleur. Les amplifications sont réalisées selon le programme mentionné dans le tableau ci-dessous (**Ennadir j, 2014**).

Tableau 4 : Programme d'amplifications.

Étapes	T °C	Temps	Cycle
Dénaturation préliminaire	94	2 min	1
Dénaturation	94	40 s	10
Hybridation	94	60 s	
Elongation	72	120s	
Dénaturation	94	40s	25
Hybridation	50	60s	
Elongation	72	60s	
Elongation finale	72	3min	2

Les amplicons du gène ADN_r 16S obtenus par PCR ont été séquencés en utilisant la méthode de Sanger (**Sanger F, 1977**). Le séquençage a été réalisé à l'aide du kit BigDye Version 3.1 d'Applied Biosystems et des amorces Fd1 et RP2, initialement utilisées pour l'amplification PCR. Le mélange réactionnel de séquençage était composé de 1 µl de BigDye (contenant les didésoxyribonucléotide (ddNTPs) et dNTP, l'enzyme et le tampon), 3 µl de tampon de séquençage 5x (pour diluer le BigDye), et 6 µl combinés d'amorces, d'eau et de l'amplicon PCR.

Après la réaction de séquençage de Sanger, les produits sont purifiés à l'aide du kit Big DyeX Terminator d'Applied Biosystems. Ce kit comprend deux réactifs, le tampon SAM et le réactif X Terminator. La purification s'effectue en plusieurs étapes, d'abord la plaque de réaction est centrifugée pendant 1 minute à 1000 tours par minute (rpm), ensuite, 45 µl de la solution tampon SAM et 10 µl du réactif X Terminator sont ajoutés à chaque réaction. Puis la plaque est soumise à une agitation continue pendant 30 minutes à 1800 rpm. Durant cette étape, le réactif X Terminator capture les

didésoxyribonucléotides (ddNTPs) non incorporés. Enfin, une seconde centrifugation de deux minutes (02 min) à 1000 rpm a été réalisée pour finaliser la préparation de la plaque, qui est alors prête pour l'analyse par séquençage. (Ennadir *et al* , 2014).

20.4. Électrophorèse capillaire

Les fragments d'ADN obtenus après la réaction de séquençage sont analysés par électrophorèse capillaire sur un analyseur génétique ABI 3130xl à 16 capillaires. Cette technique permet de séparer les fragments d'ADN en fonction de leur taille, sous l'action d'un champ électrique. La séparation et la détection des fragments sont contrôlées par le logiciel Data Collection v3.0 d'Applied Biosystems.

Après l'électrophorèse capillaire, les séquences d'ADN obtenues sont alignées en utilisant le logiciel Sequencing Analysis v5.3.1 d'Applied Biosystems. Les anomalies entre les séquences des brins sens et antisens sont ensuite corrigées manuellement pour assurer une séquence consensus précise. Pour l'identification des espèces bactériennes, les séquences corrigées sont comparées aux séquences homologues disponibles dans les bases de données du NCBI (National Center for Biotechnology Information) via le portail BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) au site <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>.

21.Évaluation des interactions antagonistes

L'évaluation de l'activité antibactérienne a été réalisée en utilisant des souches entéro-pathogènes de référence obtenues auprès de l'Institut Pasteur d'Alger. Les souches sélectionnées sont, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Salmonella typhi* (ATCC 7251) , *Enterococcus faecalis* (ATCC 29212), *Escherichia coli* (ATCC 25922), *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 13883), *Klebsiella pneumoniae* (ATCC 27853).

D'après **Barefoot et Klaenhammer (1983)**, Incuber des cultures lactiques en milieu liquide MRS à 30°C pendant 18 heures. Centrifuger les cultures lactiques pour séparer les surnageant. Ensemencer des boîtes de Pétri avec une culture pathogène sur milieu MRS solide. Après solidification, créer des puits dans la gélose à l'aide d'une

cloche de Durham stérile. Remplir les puits avec les surnageant des cultures lactiques. Incuber les boîtes de Pétri à 30°C pendant 24 heures. Puis observez la formation de zones d'inhibition sous forme d'halos clairs autour des puits, indiquant une activité antimicrobienne des surnageant lactiques.

21.1. Interaction antagonistes entre l'extrait d'orge fermenté et les bactéries pathogènes

L'activité antibactérienne de l'extrait d'orge fermenté est démontrée par la méthode de diffusion en puits sur gélose Mueller-Hinton. Les boîtes de Pétri contenant le milieu ont étéensemencées de manière aseptique avec 100 µL de suspension bactérienne dont la turbidité a été ajustée à 10⁸ UFC/ml. Dans des puits de 4,5 mm de diamètre, nous avons introduit 50 µL d'extrait brut. Pour permettre la diffusion radiale de l'agent inhibiteur, les boîtes de Pétri ainsi préparées ont été pré-incubées pendant 2 à 4 h à 4°C, puis incubées à 37°C pendant 24 h. L'activité antimicrobienne de l'extrait brut a été déterminée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition formé autour de chaque puits (**Donkor *et al.*, 2024**).

21.1.1. Concentration minimale inhibitrice (CMI)

La concentration minimale inhibitrice (CMI) a été déterminée par la méthode de microdilution en bouillon. Pour chaque rangée de la microplaque, nous avons distribué 100 µl de bouillon Mueller-Hinton dans les puits, à l'exception du premier où nous avons ajouté 200 µl de l'extrait pur à tester. Les deux derniers puits de la rangée servent de contrôle de la croissance et de la stérilité du milieu. Ensuite, nous avons prélevé 100 µL du premier puits et l'avons transféré dans le deuxième, puis du deuxième au troisième, et ainsi de suite jusqu'au puits numéro 10, afin d'obtenir les dilutions successives suivantes : 1/2, 1/4, 1/8, 1/16, 1/32, 1/64, et 1/128. Ensuite, nous avons introduit 100 µL de la suspension bactérienne dont la turbidité a été ajustée dans tous les puits sauf le dernier de chaque rangée. (**Donkor *et al.*, 2024**).

21.2. Antibiogramme

Selon **Karam N et al. 1994**, pour évaluer la sensibilité des souches bactériennes, une pré-culture est réalisée en incubant des colonies isolées dans un

milieu liquide à 30°C pendant 24 heures. Ensuite, 1% de cette pré-culture estensemencé dans de la gélose molle, qui est ensuite coulée sur des boîtes de Pétri. Des disques d'antibiotiques sont déposés sur la gélose solidifiée, et après une incubation de 24 heures à 30°C, les zones d'inhibition sont mesurées. Un diamètre inférieur à 15 mm indique une résistance à l'antibiotique, tandis qu'un diamètre égal ou supérieur à 15 mm indique une sensibilité.

Résultats

22. Evaluation de la qualité d'orge fermenté

22.1. Analyse physico-chimique

Les résultats des teneurs en composés chimiques et biochimiques de l'orge fermentée par rapport à l'orge non fermenté sont présentés dans la figure 08. Nous avons constaté que la teneur en protéines est largement supérieure dans le l'orge fermenté par rapport à l'orge non fermenté (09,06 Vs 01,76) ceci est vraisemblablement due à la présence des protéines de l'orge associées aux protéines synthétisés par les bactéries lactiques de l'orge fermenté. La teneur en lipides et celle des fibres totales sont presque similaires dans les deux échantillons, cette indifférence pourrait s'expliquer par l'inertie du métabolisme lipidique et celui des fibres dans les deux échantillons (01,91 Vs 1,55 ; 06,8 Vs 08,06). La teneur en gluten est nul pour les deux échantillons.

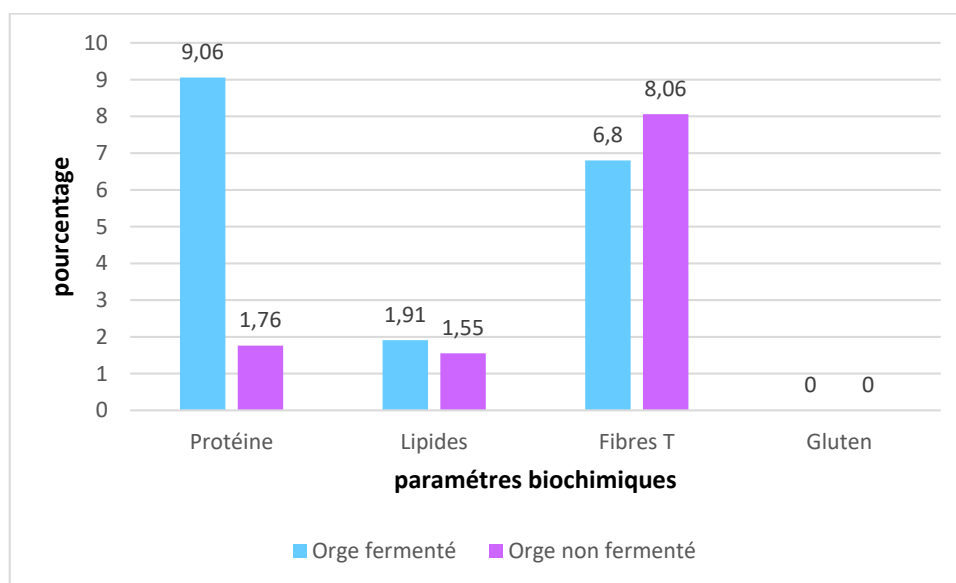


Figure 8 : Résultats des paramètres biochimiques de l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté.

La figure 09 montre les résultats des analyses physico-chimique de l'orge fermenté comparés à l'orge non fermenté. Nous constatons que la teneur en eau est plus élevée dans l'orge fermenté par rapport à l'orge non fermenté (9,86 vs 6,34), cette différence pourrait être attribuée suite à une activité de l'eau intense par les bactéries lactiques

lors du processus de la fermentation. Nous constatons que l'acidité grasse est plus élevée dans l'orge fermentée par rapport à l'orge non fermenté (0,74 vs 0,005). Ceci s'explique la synthèse d'acides gras pendant la fermentation. La teneur en cendres est légèrement plus élevée dans l'orge non fermenté (2,25 vs 1,91).

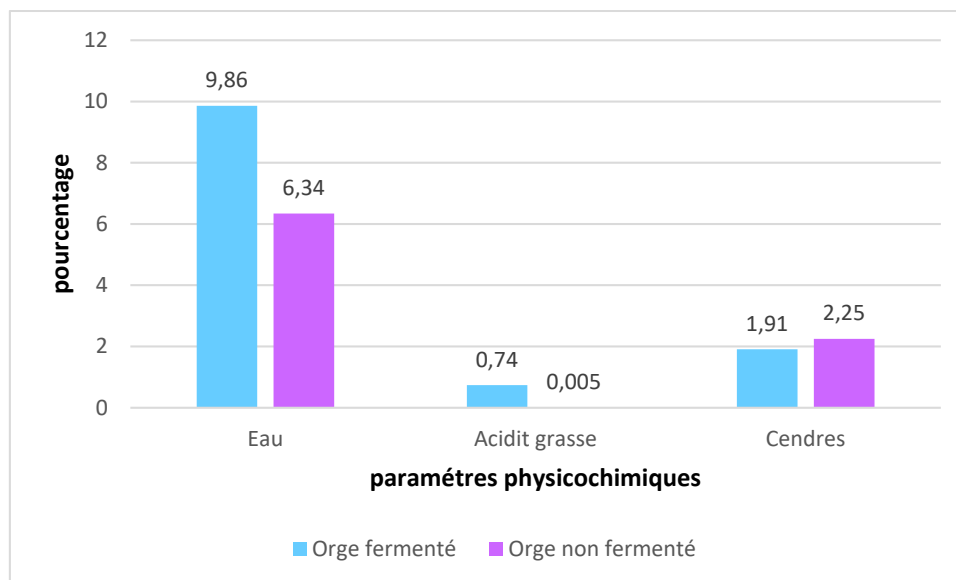


Figure 9 : Résultats des paramètres physicochimiques de l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté.

Le tableau 06 montre que le pH est légèrement plus acide dans l'orge fermenté par rapport à l'orge non fermenté (6,48Vs 6,88). La fermentation entraîne une diminution du pH en raison de la production d'acides organiques par les bactéries lactiques. La masse de 1000 grains est significativement plus élevée dans l'orge fermentée par rapport à l'orge non fermenté (49,58 Vs 44,48), La fermentation aboutit à l'apparition de diverses populations de bactéries lactiques dans la graine, ce qui entraîne à une augmentation de la masse de la graine. La masse à l'hectolitre (poids spécifique), montre une légère augmentation dans l'orge fermenté par rapport à l'orge non fermenté (54,84 g/hl Vs 54,40 g/hl), ce qui pourrait être lié aux changements dans la composition des grains suite à la fermentation.

Tableau 5 : Résultats de la masse de 1000 grains, la masse à l’hectolitre (poids spécifique) et le pH dans l’orge fermenté et non fermenté.

Paramètres	Orge fermenté	Orge non fermenté
pH	6.48	6,88
Masse de 1000 grains	49.58 g	44,48
Masse à l’hectolitre ou le poids spécifique	54.84 g/hl	54,40

22.2. Détermination de la matière minérale par spectrométrie de fluorescence X

La teneur en magnésium (Mg), en fer (Fe), en phosphore (P) et en potassium (K) est plus élevée dans l'orge non fermenté par rapport à l'orge fermenté en raison de leur utilité par les bactéries lactiques, les résultats sont respectivement (841 PPM Vs 519 PPM ; 0,76% Vs 0,117% ; 0,60% Vs 0,371% ; 2,09% Vs 1,59%), La teneur en chlore (Cl) ne présente pas de différence (0,640% Vs 0,52%).

Tableau 6: Résultats de la concentration des minéraux obtenus par spectrométrie de fluorescence X(FRX).

Echantillon Minéraux	Orge fermenté	Orge Non fermenté
Magnésium (Mg)	519 PPM	841 PPM
Fer (Fe)	0.117%	0,76%
Calcium (Ca)	0.352%	0,34%
Phosphore (P)	0.371%	0,60%
Chlore (Cl)	0.640%	0,52%
Potassium (K)	01.59%	02,09%

22.3. Détermination des métaux lourds

Les concentrations des métaux lourds, le mercure, le plomb et l'arsenic ne présentent aucune différence dans les deux échantillons.

Tableau 7 : Résultat de la Détermination des métaux lourds pour l'orge fermenté.

Métaux lourd	Orge fermenté	Orge Non fermenté
Mercure	0.048 mg/kg/ms	0.049mg/kg/ms
Plombs	0.048 mg/kg/ms	0.048 mg/kg/ms
Arsenic	0.13 mg/kg/ms	0.13 g/kg/ms

22.4. Détermination des métabolites secondaires

22.4.1. Détermination de la teneur en polyphénols totaux

Les résultats sont obtenus par l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée de l'acide gallique ($y = 0.915X + 0.003$, avec un coefficient de détermination ou de corrélation R^2 égale à 0.999 établie à partir de la courbe d'étalonnage présentée dans la figure ci-dessous.

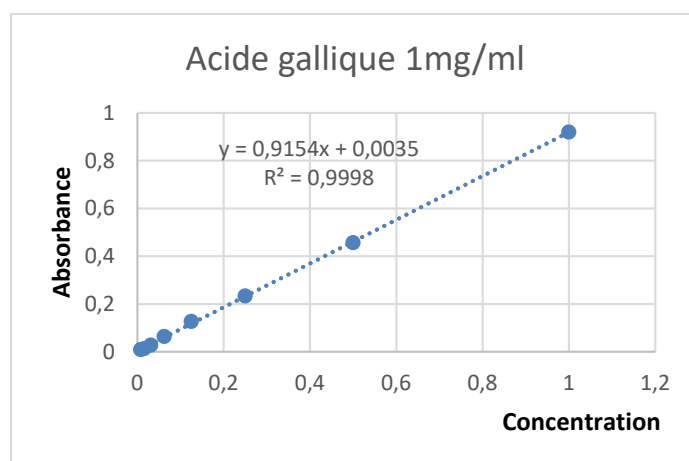


Figure 10: la courbe d'étalonnage

Tableau 8 : teneur en Polyphénols totaux dans l'orge fermenté comparé à l'orge non fermenté

Extrait	Polyphénols totaux
Extrait de l'orge fermenté	46,99± 0.57mg EAG/g
Extrait de l'orge non fermenté	14.15 ± 0.33 mg EAG/g

Ce tableau illustre l'effet de la fermentation sur la concentration en polyphénols totaux de l'orge. Les teneurs en Polyphénols totaux (PPT), reconnus pour leurs propriétés antioxydantes, sont très élevées dans l'extrait de l'orge fermenté sont présents en quantité considérable que dans l'extrait d'orge non fermenté (46,99 ± 0,57 mg EAG/g Vs 14,15 ± 0,33 mg EAG/g). Cette augmentation est témoin du potentiel de l'orge fermentée comme source de composés bioactifs.

22.4.2. Détermination de teneur en flavonoïdes totaux

Les résultats sont obtenus par l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée de quercétine sous la forme $y = 3.970X + 0.005$ avec un coefficient de détermination ou de corrélation R^2 égale à 0.999 établie à partir de la courbe d'étalonnages présentés dans la figure ci-dessous.

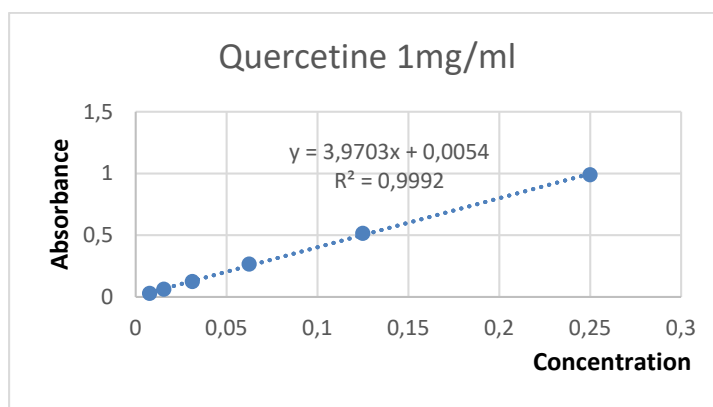


Figure 11 : Courbe d'étalonnage Quercetine.

Tableau 9 : teneur en Flavonoïdes totaux dans l’orge fermenté et l’orge non fermenté.

Extrait	Flavonoïdes totaux
Extrait de l’orge fermenté	1,93±0.21mg EQ/g
Extrait de l’orge non fermenté	3.11± 0.14mg EQ/g

Ce tableau compare la teneur en flavonoïdes totaux entre l'extrait d'orge fermenté et l'extrait d'orge non fermenté. Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalent quercétine par gramme d'extrait (mg EQ/g).

Le teneur en flavonoïdes dans l’extraits de l’orge non fermenté est très élevé par rapport à l’extract de l’orge fermenté (3,11±0,14 mg EQ/g Vs 1,93 ± 0,21 mg EQ/g). La fermentation de l'orge a entraîné une diminution de la teneur en flavonoïdes,

22.4.3. Détermination de l’activité antioxydante pour l’orge fermenté

Le pourcentage d’inhibition pour l’orge fermenté donnant une courbe linéaire issue de l’équation

$y = 1,425X + 3,568$ avec un coefficient de détermination (corrélation) R^2 égale à 0.996.

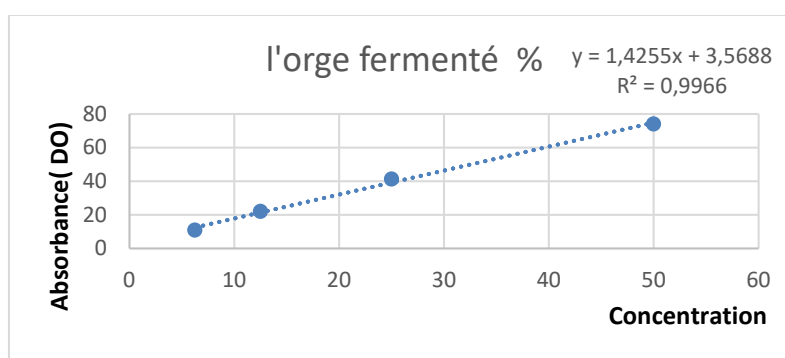


Figure 12 : Pourcentage d’inhibition pour l’orge fermenté.

Tableau 10 : Détermination de l'activité antioxydante pour l'orge fermenté et non fermenté

Extrait	IC50 (mg/ml)
Extrait de l'orge fermenté	47.654±0.33(mg/ml)
Extrait de l'orge non fermenté	42.416± 0.70 (mg/ml)

La concentration inhibitrice médiane (IC50) est plus élevée dans l'extrait d'orge fermenté par rapport à l'extrait d'orge non fermenté (47.654 ± 0.33 mg/ml Vs 42,416±0,70 mg/ml).

23. Evaluation microbiologique

23.1. Observation macroscopique

Les résultats observés dans le tableau 08 décrivent les caractères morphologiques des isolats bactériens, notamment, l'aspect, la couleur et la taille.

Tableau 11 : L'observation macroscopique des isolats bactériens.

Isolats	Forme	Couleur	Taille
Isolat01	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 02	ronde/régulier	Beige clair	Moyenne
Isolat 03	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 04	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 05	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 06	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat08	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 09	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 10	Ronde/régulier	Beige clair	Petite
Isolat 11	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 12	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 13	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 14	Ronde/régulier	Beige clair	Petite
Isolat 15	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 16	Ronde/régulier	Blanche	Petite

Isolat 17	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 18	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 19	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 20	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 21	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 22	ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat23	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 24	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 25	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 26	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 27	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 28	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 29	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 30	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 31	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 32	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 33	Ronde /régulier	Blanche	Petite
Isolat 34	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 35	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 36	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 37	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 38	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 39	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 40	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 41	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 42	Ronde/régulier	Blanche	Petite
Isolat 43	ronde/régulier	Blanche	Petite

23.2. Observation microscopique

Au cours de la purification des bactéries lactiques, on a retenu 43 isolats bactériens catalase négative, Gram positif, présentés sous forme de bacilles de taille moyenne. Il y a

également des Cocci isolés ou regroupés en amas, et en chaînette, et parfois bombé ovoïde.

Tableau 12: Caractéristiques morphologiques et biochimiques des isolats bactériens potentiellement lactiques.

Isolat	Forme	Coloration Gram	Catalase
Isolat01	Bacilles en chaînettes	+	-
Isolat 02	Coques isolés et en chaînettes	+	-
Isolat 03	Coques isolés et en chaînettes	+	-
Isolat 04	Ovoïdes isolés	+	-
Isolat 05	Bacilles en paires	+	-
Isolat 06	Bacilles en paires	+	-
Isolat08	Coques en chaînettes et isolés	+	-
Isolat 09	Coques en diplocoques	+	-
Isolat 10	Bacilles en chaînettes	+	-
Isolat 11	Bacilles en diplocoques	+	-
Isolat 12	Coques isolés	+	-
Isolat 13	Coque en tétrades	+	-
Isolat 14	Coque isolés	+	-
Isolat 15	Coque isolés, en chaînette	+	-
Isolat 16	Coque en chaînette	+	-
Isolat 17	Coque en chaînette et isolée	+	-
Isolat 18	Coque isolée	+	-
Isolat 19	Coque isolés, en chaînette	+	-
Isolat 20	Coque en chaînette	+	-
Isolat 21	Bacilles en paires	+	-
Isolat 22	Ovoïdes en chaînettes	+	-
Isolat23	Coques isolés	+	-
Isolat 24	Bacilles	+	-
Isolat 25	Ovoïdes isolés	+	-
Isolat 26	Bacilles en paires	+	-
Isolat 27	Coques isolés	+	-
Isolat 28	Ovoïdes en chaînettes	+	-
Isolat 29	Coque en chaînette	+	-

Isolat 30	Bacilles en paires	+	-
Isolat 31	Ovoïdes	+	-
Isolat 32	Coques en chaînettes et isolé	+	-
Isolat 33	Bacilles en paires	+	-
Isolat 34	Bacilles en paires	+	-
Isolat 35	Ovoïdes	+	-
Isolat 36	Ovoïdes en chaînettes	+	-
Isolat 37	Ovoïdes	+	-
Isolat 38	Ovoïdes en chaînettes	+	-
Isolat 39	Ovoïdes en chaînettes	+	-
Isolat 40	Ovoïdes en chaînettes	+	-
Isolat 41	Ovoïdes	+	-
Isolat 42	Coques en tétrades	+	-
Isolat 43	Coques en chaînettes	+	-

23.3. Etude des caractères biochimiques et physiologiques des bactéries lactiques

Le tableau 10 regroupe les différents paramètres permettant d'établir une pré-identification phénotypique des isolats soumis aux différents tests biochimiques.

Tableau 13: Caractérisation biochimique et physiologique d'isolats potentiels de bactéries lactiques.

Isolats	TSI	Mobilité	4°C	30°C	37°C	Thermo-résistance	2% NaCl	6,5% NaCl	3% NaCl	pH 4,5	pH 6,5	pH 9,3	Type fermentaire	ADH
Isolat 01	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	-
Isolat 02	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 03	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 04	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 05	+	-		+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 06	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 07	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 08	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 09	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 10	+	-	+	+	+		+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 11	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 12	+		+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 14	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 15	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 16	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 17	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 18	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 19	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 18	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 19	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 20	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+

Isolat 21	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 22	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 23	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 24	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 25	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 26	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 27	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 28	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 29	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 30	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 31	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 32	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 33	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 34	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 35	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 36	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 36	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Hétéro	+
Isolat 37	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 38	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 39	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 40	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 41	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 42	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+
Isolat 43	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	Homo	+

23.4. Fermentation des sucres

Le tableau 11 regroupe les résultats obtenus pour la fermentation des différents sucres par les isolats isolés de l'orge fermenté.

Tableau 14: Résultats des profils fermentaires des sucres.

Isolats	Glucose	Lactose	Saccharose	Xylose	Galactose	Fructose	Sucrose	Sorbitol	Arabinose
Isolat 01	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 02	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 03	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 04	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 05	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 06	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 07	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 08	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 09	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 10	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 11	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 12	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 13	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 14	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 15	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 16	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 17	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 18	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 19	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 20	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 21	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 22	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 23	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 24	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 25	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 26	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 27	+	+	+	-	+	+	+	-	-

Isolat 28	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 29	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 30	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 31	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 32	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 33	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 34	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 35	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 35	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 36	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 37	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 38	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 39	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 40	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 41	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 42	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Isolat 43	+	+	+	-	+	+	+	-	-

23.5. Identification phénotypique

L'identification de nos 43 isolats isolées à partir de l'orge fermenté, basée sur leurs caractéristiques culturelles, physiologiques et biochimiques a été réalisée selon les critères établis par **Axelsson (2004)**, **Mesas et al. (2011)**, et **Guessas et al. (2012)**, **Yao et al (2013)**. Nous avons pu identifier nos souches et les répartir comme suit :

Tableau 15: Répartition des espèces de bactéries lactiques identifiées.

Genre	Espèce	Pourcentage
<i>Lactobacillus</i>	<i>Lactobacillus delbrueckii</i>	07%
	<i>Lactobacillus casei</i>	10%
	<i>Lactobacillus buchenrie</i>	15%
	<i>Lactobacillus plantarum</i>	05%
	<i>Lactobacillus brevis</i>	04%
<i>Pediococcus</i>	<i>Pediococcus pentosaceus</i>	13%
<i>Lactococcus</i>	<i>Lactococcus lactis</i>	18%
<i>Entérocooccus</i>	<i>Entérocooccus faecium</i>	03%
<i>Streptococcus</i>	<i>Streptococcus thermophilus</i>	20%
<i>Leuconostoc</i>	<i>Leuconostoc mesenteroides</i>	05%

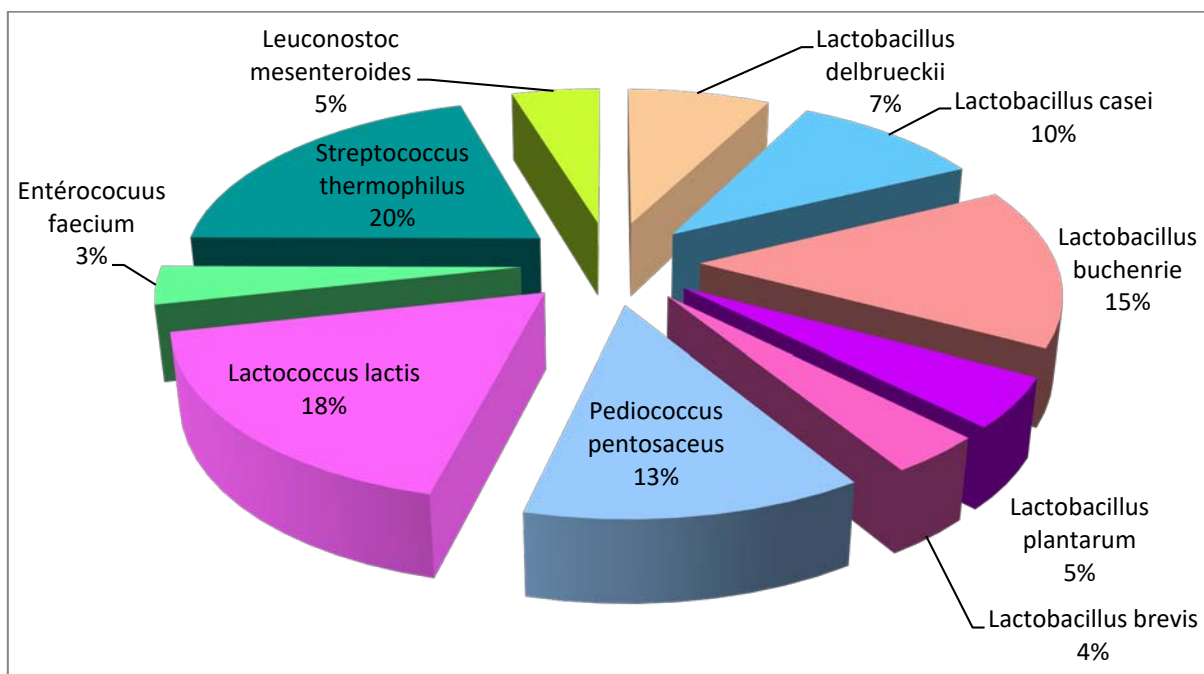


Figure 13 : Répartition des souches bactériennes lactiques identifiées

24. Identification génotypique

L'utilisation de la technique phylogénétique PCR ARNr 16S (polymérase chaîne réaction) des isolats bactériens de nos échantillons. Les isolats des souches bactériennes lactiques étaient diversifiés par l'identification phénotypique.

Les bactéries lactiques identifiées sont *Lactiplantibacillus plantarum*, *Enterococcus faecium*, *Pediococcus pentosaceus*, *Lactiplantibacillus pentosus*, *Lactococcus lactis subsp*, *Streptococcus thermophilus*, *Leuconostoc mesenteroides*.

L'ensemble de ces bactéries lactiques sont représentés dans l'arbre phylogénétique interprété dans la figure 23. L'arbre phylogénétique a été réalisé à l'aide du logiciel MEGA (version X) en utilisant la méthode Neighbor-Joining.

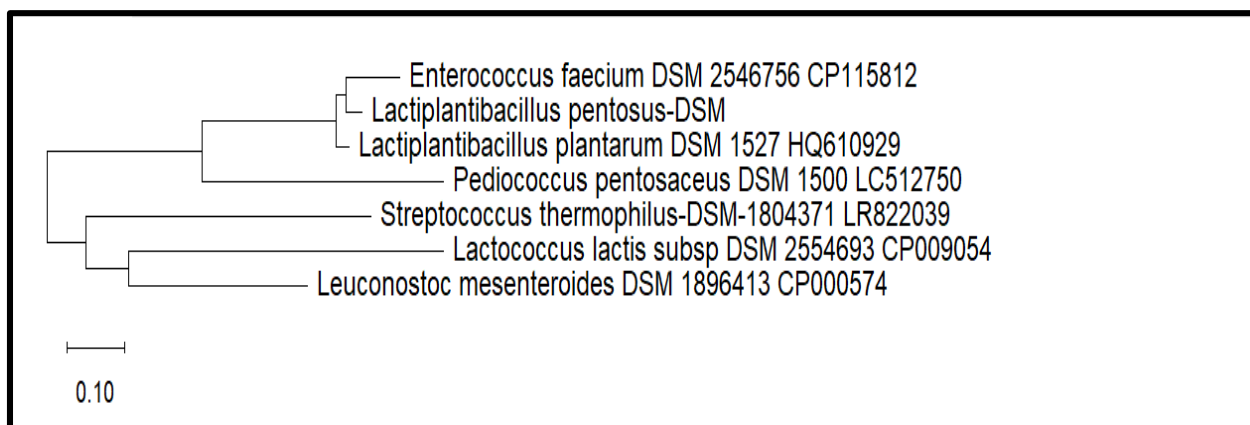


Figure 14 : Arbre phylogénétique des bactéries lactique isolé de l'orge fermenté.

25.Évaluation des interactions antagonistes

25.1. Interaction antagonistes entre l'extrait d'orge fermenté et les bactéries pathogènes

Toutes les bactéries entéro-pathogènes sont sensibles à l'extrait de l'orge fermenté.

Tableau 16 : les zones d'inhibitions bactéries pathogènes avec l'extrait d'orge.

Bactéries entéro-pathogènes	Zone d'inhibition en mm de diamètre
<i>Salmonella typhi</i>	14
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	09
<i>Escherichia coli</i>	14
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	10
<i>Staphylococcus aureus</i>	11
<i>Enterococcus faecalis</i>	10

25.1.1. Concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide

Le tableau 14 présente la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide (CMB) de l'extrait d'orge fermenté.

Tableau 17 : Concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide

Bactéries entéro-pathogènes	CMI (mg/ml)	CMB (mg/ ml)	CMB/CMI
<i>Salmonella typhi</i>	2,5	5	2
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	5	10	2
<i>Escherichia coli</i>	2	4	2
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	3	6	2
<i>Staphylococcus aureus</i>	2	3	1,5
<i>Enterococcus faecalis</i>	2	5	2,5

La comparaison du rapport CMB/CMI des souches de références des valeurs intrinsèques de l'extrait d'orge fermenté permet d'indiquer que cet extrait présente un effet bactéricide vis-à-vis des souches se références.

25.2. Interaction antagonistes entre bactéries lactiques et les entéro-pathogènes.

Les résultats des interactions entre les bactéries lactiques et les entéro-pathogènes sont déterminés par les zones d'inhibitions comprise entre 04 et 17 mm de diamètre.

Selon le tableau ci-dessous, nous avons remarqué que l'*Escherichia coli* (ATCC 25922) résiste à toutes les bactéries lactiques avec une résistance limite de 07 mm envers *Lactobacillus Delberukii*. *Klebsiella pneumoniae* (ATCC 27853) résiste uniquement à la souche *lactobacillus buchneri* et *Streptococcus Thermophilus*. *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 13883) est plus résistante à *Enterococcus Faecium*, *Lactobacillus casei* et à *Lactobacillus Delberukii*, elle est intermédiaire à *Lactobacillus Buchneri*, *Pediococcus sp*, et à *Streptococcus Thermophilus*. *Staphylococcus aureus* (ATCC 33862) est sensible à *Lactobacillus casei* et à *Lactobacillus Delberukii* et plus sensible à *Streptococcus Thermophilus* avec une sensibilité intermédiaire avec *Pediococcus sp*, *Enterococcus Faecium* et à *Lactobacillus Buchneri*. *Salmonella typhi* (ATCC 7251) est sensible à tous les bactéries lactiques avec des diamètres des zones d'inhibitions comprise entre 12 et 16mm avec une forte sensibilité vis-à-vis de *L. debreukii*. *Enterococcus faecalis* (ATCC 29212) est sensible à toutes les souches lactiques à l'exception de *Enterococcus Faecium* et *Streptococcus thermophilus*.

Tableau 18 : Interaction antagonistes entre bactéries lactiques et pathogènes en mm de diamètre

<i>Entéro- pathogène</i> / <i>Bactéries lactique</i>	<i>S.typhi</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>E. coli</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>S. aureus</i>	<i>Ent. faecalis</i>
<i>L. delbrueckii</i>	12	04	07	10	11	10
<i>Pediococcus sp</i>	16	05	05	09	13	08
<i>L. casei</i>	14	04	03	08	10	07
<i>L. Buchneri</i>	13	05	03	06	14	10
<i>E. Faecium</i>	12	03	03	07	13	06
<i>S. thermophilus</i>	14	06	04	06	17	05
<i>L. lactis</i>	12	04	03	03	14	07
<i>L. mesenteroides</i>	16	03	04	06	11	07
<i>L. plantarum</i>	12	03	06	05	13	07

26. AntibioGramme

26.1.1. Sensibilité bactéries lactique aux antibiotiques

Les résultats obtenus à partir des tests d'interaction entre des antibiotiques et les bactéries lactiques isolée à partir de l'orge fermenté figurent dans le tableau sous dessus.

Toutes les bactéries lactiques testées ont démontré une sensibilité à l'érythromycine (10µg), avec des diamètres d'inhibition variant de 18 à 22 mm En revanche, une résistance a été observée pour la gentamicine chez toutes les souches, bien que *Lactobacillus plantarum* ait présenté une résistance légèrement inférieure à *Lactobacillus delbrueckii*. Toutes les souches testées, à l'exception d'*Enterococcus faecium*, ont présenté une résistance à l'amoxicilline (10µg). Concernant l'ampicilline (10µg), *Lactobacillus plantarum* a montré une sensibilité, tandis que *Lactobacillus delbrueckii*, *Pediococcus sp*, *Lactobacillus casei*, *Lactobacillus buchneri*, *Enterococcus faecium* et *Streptococcus thermophilus* ont présenté une sensibilité intermédiaire.

Tableau 19 : Sensibilité bactéries lactique aux antibiotiques en mm de diamètre.

Antibiotiques Souches lactiques	Gentamicine	Erythromycine	Amoxicilline	Ampicilline
<i>L. Delbrucki</i>	06.3	22	06	07,5
<i>Pediococcus sp</i>	05	21	05	07,5
<i>L. casei</i>	04	18	06,4	06
<i>L. buchneri</i>	05	20	04	05
<i>L. lactis</i>	06	22	06	07
<i>E. lactis</i>	06	20	10	05
<i>S. thermophilus</i>	06	18	05	06
<i>L. mesenteroides</i>	05,2	20	05	07
<i>L. plantarum</i>	03	18	05	10

26.1.2. Sensibilité bactéries pathogènes aux antibiotiques

Le tableau 17 montre la sensibilité des bactéries entéro-pathogène à la gentamicine, l'érythromycine, l'amoxicilline et l'ampicilline.

Tableau 20 : Sensibilité bactéries pathogènes aux antibiotiques en mm de diamètre.

Antibiotique Entéro- Pathogene	Gentamicine	Erythromycine	Amoxicilline	Ampicilline
<i>S.thyphi</i>	17	12	14	16
<i>P.aeruginosa</i>	11	06	07	08
<i>E.coli</i>	17	14	12	11
<i>K. pneumonie</i>	16	08,6	10	12
<i>St. aureus</i>	20	22	20	19
<i>Ent. faecalis</i>	14,5	20	13	14

Pseudomonas aeruginosa est résistante à l'érythromycine, mais sensible à la gentamicine, à l'amoxicilline et à l'ampicilline. *Staphylococcus aureus* est sensible à la gentamicine, à l'érythromycine, à l'amoxicilline et à l'ampicilline. *Enterococcus*

faecalis présente une sensibilité intermédiaire à la gentamicine, à l'amoxicilline et à l'ampicilline, et est sensible à l'érythromycine. *Klebsiella pneumoniae* est sensible à la gentamicine, à l'amoxicilline et à l'ampicilline, mais présente une sensibilité réduite à l'érythromycine. *Escherichia coli* est sensible à la gentamicine, à l'érythromycine, à l'amoxicilline et à l'ampicilline. *Salmonella typhi* est sensible à tous les antibiotiques testés, avec des zones d'inhibition variant de 12 à 17 mm.

Discussions

Discussions

Le fruit de notre thématique de recherche est l'orge fermentée traditionnellement durant son stockage dans un grenier sous terrain appelé *Matmora* pendant 12 mois à partir de la date de récolte. Pendant la période de stockage, les grains d'orge subissent un processus de fermentation en contact avec le biotope du sol, il s'avère que des modifications et changements physicochimiques, métaboliques, biochimique et microbiologiques se déclenchent avec l'activation des bactéries lactiques. Tous ces paramètres témoignent des effets bénéfiques pour la santé digestive. Selon **Moore (1987)**, Il apparaît évident que la durée de stockage exerce un effet de bonne qualité nutritionnelle sur l'orge, car plus elle est longue, plus les pertes de matières sèches sont importantes. Ces pertes sont principalement dues à la respiration des graines. Dans un environnement favorable, les grains stockés peuvent se dégrader. Cette fermentation entraîne un goût amer, une odeur désagréable et un changement de couleur de l'orge, qui passe du jaune au marron.

L'absence d'oxygène dans la *Matmora* favorise la fermentation alcoolique des grains d'orge. Dans ce cas, les sucres sont transformés en dioxyde de carbone et en alcool. La respiration des grains d'orge consomme de l'oxygène et libère du dioxyde de carbone et de l'eau (**Gate, 1995**).

Nous avons observé une augmentation notable des protéines dans l'orge fermentée, cette augmentation est due au processus de fermentation par les bactéries lactiques vraisemblablement protéines de novo. La teneur en protéine retrouvée dans notre étude est conforme à la norme proposée par Calvel (1984), qui exige une teneur protéique de 10 à 13 %. Cette teneur est spécifique à la variété de *Hordum vulgare* L, la fertilisation du sol en azote, l'échaudage, la maturation, le mitadinage, des caractéristiques du sol, du climat et finalement des techniques agronomiques (**Shewry, 2024**).

En revanche, les teneurs en lipides et en fibres totales sont restées relativement similaires entre les deux échantillons. Cette stabilité suggère que le métabolisme des lipides et des fibres est moins affecté par le processus de fermentation dans les conditions de notre étude. Selon (**Temelli et al (2013)**) les lipides sont peu abondants dans les grains et sont fortement concentrés dans le germe, leur teneur se situe autour de 2%. Certains sont libres, mais la majorité est associée aux protéines et à l'amylose.

La structure moléculaire des fibres d'orge, telles que les β -glucanes et les arabinoxylanes, varie en fonction des origines génotypiques et cellulaires, ce qui dépend de leurs propriétés physicochimiques et leurs bienfaits pour la santé (**Izydorczyk, 2010**). Les arabinoxylanes, bien que moins utilisés, suscitent un intérêt croissant pour leurs effets bioactifs sur la santé digestive et la gestion de la glycémie (**Boukid, 2024**).

Nos analyses ont révélé l'absence de gluten dans les deux échantillons d'orge. Le gluten est un complexe protéique trouvé principalement dans le blé, le seigle. Il a été rapporté par **Amier L et al (2024)** que le blé fermenté ne renferme pas du tout de gluten (Gliadines, gluténines et gluteines). Selon **Godon, (1994)**, le gluten peut être aussi dégradé par les bactéries lactiques en gaz volatile sous forme d'ammoniac, la diminution de la teneur de gluten, peut être expliquée par l'action des acides gras libres, libéré par les lipases qui entraînent un endommagement de la structure des protéines. Son dosage nous renseigne sur le comportement de la pâte et sur la qualité du produit fini (**Raynaud, 2008**).

L'orge fermentée présente une teneur en eau significativement plus élevée que l'orge non fermentée. Cette augmentation pourrait être attribuée à l'activité intense de l'eau par les bactéries lactiques pendant le processus de fermentation. La fermentation modifie la structure des grains d'orge, ce qui a pour effet d'améliorer la rétention d'eau. Ce phénomène s'explique notamment par la dégradation des parois cellulaires par les enzymes bactériennes, qui libèrent l'eau et augmentent la capacité des tissus à la retenir. Selon **Tian et al (2024)**, Les bactéries lactiques décomposent les parois cellulaires, ce qui libère l'eau et augmente la capacité de rétention d'eau des tissus. La variation de la teneur en eau peut être due aux différences des espèces, telles que,

l'expositions à différentes conditions pédoclimatiques, stade de maturation, et la répartition géographique (**Teulat et al., 2003**).

Nous constatons que l'acidité grasse est plus élevée dans l'orge fermenté par rapport à l'orge non fermenté, Ceci s'explique la synthèse d'acides gras pendant la fermentation les bactéries lactiques produisent. Il a été rapporté que le blé fermenté renferme une grande diversité d'acides gras volatiles (Acide Acétique, acide butyrique, acide propionique...). Ces acides gras volatiles sont les substrats énergétiques des cellules coliques (**Yssaad, 2020**).

La teneur en cendres est légèrement plus élevée dans l'orge non fermentée par rapport à l'orge fermentée. La fermentation peut entraîner la solubilisation et la perte de certains minéraux présents dans l'orge. Ces minéraux solubles pourraient être emportés par l'eau lors du processus de fermentation, ce qui expliquerait la légère diminution de la teneur en cendres dans l'orge fermentée. Selon **Colas et Petel (1984)**, la teneur en cendre est influencée par plusieurs facteurs, tels que les facteurs pédologiques (disponibilité des minéraux du sol), les facteurs climatiques (humidité) et les facteurs agronomiques.

L'orge fermentée présente un pH légèrement plus acide que l'orge non fermentée. Cette acidification est due à la fermentation par les bactéries lactiques, qui entraîne la production d'acides organiques, tels que l'acide lactique, abaissant ainsi le pH du milieu. Selon **Tacherif et al (2003)** le pH peut varier suivant l'état physiologique du blé.

L'orge fermentée présente une masse de 1000 grains nettement supérieure à celle de l'orge non fermentée. Cette augmentation de la masse peut être attribuée à plusieurs facteurs tels que la prolifération des bactéries lactiques, la modification de la structure des grains et l'accumulation de métabolites, sont autant de mécanismes qui contribuent à cette augmentation, La masse de 1000 grains retrouvée dans nos résultats, qui concorde avec celle retrouvée chez l'orge brassicole estimée à 40 à 60 g (**Surin & Gerasimov, 2024**). Selon **Reschiglian et al, (2002)**, la masse de 1000 grains est une mesure de la taille des grains d'orge. Une masse plus élevée indique des grains

plus gros et plus denses, ce qui peut être bénéfique pour la production de bière car les grains plus gros ont une meilleure extraction d'amidon et de sucres pendant le brassage.

La légère augmentation de la masse à l'hectolitre observée dans l'orge fermentée est le résultat direct des modifications biochimiques induites par la fermentation. Ces changements, tels que la production d'acides organiques, la dégradation des parois cellulaires et l'accumulation de métabolites, affectent la densité et la compacité des grains, ce qui se traduit par une augmentation du poids spécifique. Selon **Godon B (1991)**, une masse à l'hectolitre plus élevée indique des grains plus denses et plus compacts, ce qui peut être bénéfique pour le stockage et le transport.

Les teneurs en magnésium, fer, phosphore et potassium sont plus élevées dans l'orge non fermentée par rapport à l'orge fermentée. Cette diminution des minéraux dans l'orge fermentée peut s'expliquer par l'activité consommatrice des bactéries lactiques des minéraux présents dans l'orge pour leur croissance et leur métabolisme. Cette consommation de minéraux peut entraîner une réduction de leur concentration dans l'orge fermenté. Selon **Boyaval (1989)**, les bactéries lactiques consomment ces minéraux pendant la fermentation, ce qui contribue à la diminution observée de la teneur en minéraux. Pour une alimentation équilibrée, la composition minérale des céréales est primordiale. Elles fournissent des éléments indispensables comme le magnésium, le phosphore, le calcium et des oligo-éléments cruciaux tels que le fer, le zinc, le cuivre, le manganèse et le sélénium, qui contribuent à la santé osseuse, au transport de l'oxygène et à l'activité des enzymes (**Soetan et al., 2010**). Selon **Svihus et Gullord (2002)**, la teneur en matières minérales chez les céréales ne dépasse pas 03 %, ceci est en corrélation avec nos résultats concernant les différents minéraux évalués pour l'orge fermenté. Les minéraux sont présents dans le grain d'orge en faible quantité et les principaux sont le potassium, le manganèse, le cuivre, souvent associés à des sels comme le cas pour le phosphates, les chlorures ou les sulfates (**Ben Salem et al, 2005**).

Les concentrations en métaux lourds, à savoir le mercure, le plomb et l'arsenic, sont similaires entre les 02 échantillons. Les céréales et les produits céréaliers contiennent relativement peu d'arsenic total mais il y est présent principalement sous forme anorganique et, vu la part importante que représentent les céréales dans notre régime alimentaire, elles constituent la source principale d'arsenic anorganique dans notre alimentation (**Paunović et al., 2024**). Nos échantillons présentent un bon état sanitaire contre les métaux lourds tels que le cadmium et le plomb car ils perturbent les processus cellulaires en générant des espèces réactives de l'oxygène (ROS) et en affaiblissant les défenses antioxydantes, ce qui entraîne un stress oxydatif et des dommages à l'ADN, qui sont des précurseurs du développement du cancer (**Jomová et al., 2024 ; Balali-Mood et al., 2021**). Et donc, l'orge ne présente aucun risque pour la consommation humaine et animale et par conséquent il ne peut pas être considéré comme une espèce bio indicatrice par excellence.

La comparaison des extraits d'orge fermentée et non fermentée révèle des changements dans leur composition en composés antioxydants. L'orge fermentée présente une augmentation de la teneur en polyphénols totaux, probablement due à la synthèse de nouveaux composés phénoliques par les bactéries lactiques pendant la fermentation. Selon **Zhang et al. 2023**, les composés phénoliques sont caractéristiques de chaque espèce et de chaque variété, caractérisés par une différence quantitative de ces composés provenant des variétés des espèces et du stade de développement de la plante. D'après **Murbach et al (2024)**, Les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes varient qualitativement et quantitativement d'une plante à une autre, cela peut être attribué à plusieurs facteurs tels que les facteurs climatiques et environnementaux, patrimoine génétique, la période de la récolte, le stade de développement de la plante, et la méthode d'extraction.

Les polyphénols ont une importance nutritionnelle grâce à leurs effets bénéfiques sur la santé. Leur rôle d'antioxydants naturels intervient dans la prévention et le traitement du cancer, des maladies inflammatoires cardiovasculaires et neurodégénératives (**El-Saadony et al., 2024**).

En revanche, une diminution significative de la teneur en flavonoïdes est observée dans l'orge fermentée, probablement en raison de leur sensibilité à l'oxydation dans les conditions de fermentation. Les composés phénoliques sont synthétisés par des plantes au cours de leur développement normal, en réponse à des infections, des blessures, des rayons ultra-violet (UV) et à l'agression des insectes. Ces composés phytochimiques provenant de la phénylalanine et la tyrosine sont ubiquitaires dans les plantes (**Pereira Nunes X., et al 2012**).

Les flavonoïdes sont des substances phytochimiques importantes présentes dans les céréales, qui contribuent à leurs propriétés antioxydantes et antimicrobiennes. Ils jouent un rôle crucial dans la réduction du risque de troubles liés à l'alimentation et de maladies liées aux dommages oxydatifs (**Phytochemical Profile of Cereal Grains, 2023**).

Nos résultats avaient révélé que la concentration inhibitrice médiane (IC50), est plus élevée dans l'extrait d'orge fermenté. Nos résultats concordent avec ceux de **Ragae (2006) et Kim (2022)**. L'extrait de l'orge fermenté présente une activité antioxydante significative et donc capable de contribuer à combattre le stress oxydatif cellulaire lié à diverses maladies.

L'identification de nos 43 isolats de l'orge fermentée a été réalisée en respectant les critères définis par **Axelsson (2004), Mesas (2011), Guessas (2012) et Yao (2013)**. Cette identification est établie sur les caractéristiques culturelles, physiologiques et biochimiques des isolats, nous a permis de classer différentes souches : *Lactobacillus delbrueckii*, *Lactobacillus casei*, *Lactobacillus buchenrie*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus brevis*, *Pediococcus pentosaceus*, *Lactococcus lactis*, *Entérocooccus faecium*, *Streptococcus thermophilus* et *Leuconostoc mesenteroides*.

L'étude phylogénétique par la méthode PCR ARNr 16S (réaction en chaîne de la polymérase) après l'identification phénotypique a permis de diversifier les isolats des souches bactériennes lactiques.

Nous avons identifié les souches lactiques suivantes : *Lactiplantibacillus plantarum*, *Enterococcus faecium*, *Pediococcus pentosaceus*, *Lactiplantibacillus pentosus*, *Lactococcus lactis subsp.*, *Streptococcus thermophilus* et *Leuconostoc mesenteroides*.

Les travaux de **Benakriche et al. (2016)** confirment la présence de *Pediococcus pentosaceus*, *Pediococcus acidilactici*, *Streptococcus bovis*, *Streptococcus thermophilus*, *Lactococcus lactis subsp.*, *Lactobacillus brevis*, *Weissella confusa*, *Lactobacillus spp* et *Lactobacillus paracasei* dans le blé fermenté type hamoum , Nous trouvons presque la même microflore fermentaire du Hamoum.

Lactobacillus brevis améliore le contrôle de la glycémie, la sensibilité à l'insuline et l'intégrité de l'intestin, ce qui indique son rôle dans la gestion des troubles métaboliques liés à l'obésité (**Ghosh et al., 2024**). En outre, il a été associé à une amélioration des résultats dans les modèles de diabète de type 2 et de carcinome hépatocellulaire (**Chen et al., 2023**).

Lactobacillus casei est connu pour favoriser la santé gastro-intestinale en modulant la flore intestinale et en améliorant les processus digestifs (**Narasimha et al., 2024**). Il a été étudié pour son potentiel à réduire les maladies liées à l'alcool et éventuellement à retarder la dépendance à l'alcool en influençant l'activité du système nerveux et la fonction gastro-intestinale (**Li et al., 2024**).

Il a été démontré que les postbiotiques dérivés de *Lactobacillus casei* améliorent la digestion des protéines en régulant les enzymes digestives telles que la pepsine et la trypsine. Ce résultat est obtenu grâce à des effets allostériques et à l'introduction d'endo-peptidases, qui augmentent la bio accessibilité des protéines (**Fan & Ji, 2023**).

Ces postbiotiques présentent également de multiples bio activités, notamment des effets anti-inflammatoires et antimicrobiens, qui peuvent prévenir des affections telles que l'entérocolite nécrosante (**Fan & Ji, 2023**).

L'espèce *Leuconostoc mesenteroides* est un acteur clé dans la fermentation de divers produits alimentaires, produisant du dextran, du mannitol et des oligosaccharides, qui ont des effets prébiotiques (**Zarour et al., 2024**).

Elle a été isolée dans des aliments traditionnels algériens et est connue pour sa capacité à synthétiser des composés fonctionnels comme la vitamine B2, ce qui en fait un candidat pour les aliments fermentés bio fortifiés (**Zarour et al., 2024**).

Entérocooccus faecium correspond à des bactéries lactiques utilisées depuis des siècles dans la transformation des aliments. Les *Entérocoques* jouent un rôle essentiel dans la conservation et dans la qualité bactériologique des aliments, tout en respectant leurs propriétés nutritionnelles et organoleptiques (**Oladipo and Oyewumi, 2024**).

Ennadir et al. (2014) ont constaté que cette espèce est moins fréquente dans la farine de blé d'origine marocaine, contrairement aux travaux de **Corsetti et al. (2007)**, qui indiquent que les *Entérocoques* représentés par les deux espèces *Enterococcus faecium* et *Enterococcus mundtii* sont dominantes dans ce produit.

Selon **Devriese et al. (1992)**, les *entérocoques* sont des bactéries s'intégrant dans le microbiote intestinal des animaux à sang chaud. Ils sont également présents sur les parties aériennes des végétaux telles que, les céréales et les plantes fourragères, et participent aussi à la fermentation des aliments (**Franz et al., 1999**).

Lactobacillus plantarum a été isolée à partir de nombreux substrats à base de céréales, elle est connue comme groupe majoritaire du microbiote lactique des produits traditionnels fermentés. (**Yao et al 2009**) .

Lactobacillus plantarum, désormais classée sous le nom de *Lactiplantibacillus plantarum*, est une bactérie probiotique polyvalente reconnue pour ses nombreux bienfaits pour la santé et ses applications dans le domaine de la technologie alimentaire. *Lactobacillus plantarum* améliore la santé intestinale en modulant le microbiote intestinal et en réduisant l'inflammation, ce qui peut atténuer les troubles gastro-intestinaux (**Jiménez Soto et al., 2024**).

Selon **Jiménez Soto et al., 2024**), ce probiotique peut améliorer le métabolisme du glucose et des lipides, ce qui présente des avantages potentiels pour la gestion du diabète et de l'obésité.

La diversité de ces bactéries lactiques confère à l'orge fermenté un intérêt nutritionnel et/ou diététique dans certaines physiopathologies digestives et métaboliques. Et donc, promouvoir une valorisation nutritionnelle et médicinale de l'orge fermenté comme produit du terroir.

L'extrait d'orge fermentée présentait une activité antibactérienne efficace contre toutes les bactéries entéro-pathogènes testées. Cette observation montre que l'orge fermentée pourrait être une source de composés bioactifs ayant un potentiel antimicrobien. Selon **Guo et al (2023)** la fermentation augmente fortement les polyphénols totaux et les flavonoïdes dans l'orge, qui sont reconnus pour leurs propriétés antimicrobiennes.

Pour ce qui est des interactions antagonistes entre les bactéries lactiques *Lactobacillus delbrueckii* est sensible à *S. typhi*, *K. pneumoniae* et *S. aureus*, mais résistant à *P. aeruginosa*, *E. coli* et *Ent. Faecalis*. *Pediococcus sp* contre les et les entéro-pathogènes a révélées une forte sensibilité vis à vis de *S. typhi* et *S. aureus*, une sensibilité modérée vis à vis de *K. pneumoniae*. La souche *Lactobacillus casei* est sensible à *S. typhi*, *K. pneumoniae* et *S. aureus*, mais résistante contre *P. aeruginosa*, *E. coli* et *Ent. Faecalis*. *Lactobacillus buchneri* ont montré une sensibilité vis-à-vis de *S. typhi* et *S. aureus*, mais une résistance aux autres pathogènes. *Enterococcus faecium* a également été sensible à *S. typhi* et *S. aureus*, mais résistant aux autres pathogènes. Enfin, *Streptococcus thermophilus* s'est distingué par une forte sensibilité à *S. aureus* et une sensibilité modérée vis à vis de *S. typhi* et *K. pneumoniae*, tout en étant résistant aux autres pathogènes.

Hatem et al (2024) ont montré que les bactéries lactiques présentent des propriétés antibactériennes, grâce à la production d'acide lactique.

Les bactéries lactiques ont prouvé leur efficacité contre une série de pathogènes, y compris *E. coli*, *Salmonella* et *Listeria*, avec des degrés d'inhibition variables en

fonction de la souche et des conditions environnementales (**Amorocho-Cruz and Lozano, 2024**). Certaines souches de bactéries lactique, comme *Lactococcus lactis*, ont été identifiées pour produire des peptides antimicrobiens stables qui présentent une puissante activité bactéricide contre des pathogènes comme *Bacillus cereus* (**Han et al., 2024**).

La sensibilité bactéries lactique aux antibiotiques montre que *L. delbrueckii* et *Lactobacillus plantarum* est sensible à L'ampicilline, mais résistante à d'autres telles que *L. buchneri* et *Enterococcus lactis*. Il est à noter qu'*Enterococcus lactis* présente une résistance notable à l'ampicilline, alors que *Lactobacillus plantarum* se caractérise par sa résistance à la gentamicine, tout en étant sensible à l'ampicilline et à l'érythromycine. Par ailleurs, la résistance constatée face à la gentamicine et à l'amicilline met en évidence l'importance d'une utilisation réfléchie des antibiotiques.

Les *Lactobacillus* présentent une résistance significative aux antibiotiques, en particulier aux inhibiteurs de la synthèse des protéines et aux inhibiteurs de la synthèse de la paroi cellulaire (**Akbari et al., 2023**). Les lactobacilles présentent un profil complexe de résistance aux antibiotiques, notamment en ce qui concerne leur sensibilité à différentes classes d'antibiotiques. Alors qu'ils sont généralement sensibles aux inhibiteurs de la synthèse protéique comme le chloramphénicol et l'érythromycine, ils présentent une résistance intrinsèque à certaines bêta-lactamines, en particulier les céphalosporines de la première génération (**Amelia et al., 2024 ; Akbari et al., 2023**). Des études indiquent que *Lactobacillus* présente une forte résistance à la pénicilline et à la tétracycline (**Amelia et al., 2024**). Les travaux de **Wang et al., (2025)** et **Dang et al., (2023)** indiquent que la résistance aux antibiotiques observée chez les souches de *Lactobacillus*, telles que *L. plantarum* et *L. brevis*, est due à des gènes chromosomiques.

CONCLUSION & PERSPECTIVES

Actuellement, on observe un intérêt croissant pour l'amélioration de la qualité et de la sécurité alimentaire. Par conséquent, la demande des consommateurs pour des produits moins transformés et sans agents chimiques de conservation est en augmentation constante. L'orge fermentée, traditionnellement stockée dans un grenier souterrain appelé "Matmora" à la manière ancestrale, constitue un produit du terroir jadis consommé par nos ancêtres.

L'objectif de notre étude est d'évaluer et de caractériser l'impact de la fermentation naturelle sur la composition physicochimique, microbiologique et nutritionnelle de l'orge (*Hordeum vulgare L.*), afin de mieux comprendre son potentiel en tant qu'aliment fonctionnel.

Les résultats obtenus ont montré que le processus de fermentation de l'orge, par sa richesse en bactéries lactiques, présente une excellente qualité nutritionnelle, et donc pour une sécurité alimentaire, il améliore la biodisponibilité de certains micronutriments. Les analyses physico-chimiques ont révélé une composition nutritionnelle variable en ce qui concerne la matière minérale et organique. Cependant, la présence de gluten était nulle, ce qui pourrait rendre ce produit intéressant pour l'intégration dans des régimes alimentaires spécifiques, notamment pour les personnes souffrant d'hypersensibilité au gluten. La concentration en métaux lourds, l'orge fermentée présentait des niveaux très faibles, ne permettant pas de conclure que l'orge fermenté est une espèce bio indicatrice.

L'identification phénotypique et génotypique des isolats bactériens a mis en évidence une diversité de souches de bactéries lactiques, notamment *Lactiplantibacillus plantarum*, *Enterococcus faecium*, *Lactiplantibacillus pentosus*, *Lactococcus lactis subsp*, *Streptococcus thermophilus*, *Leuconostoc mesenteroides*, pourrait avoir un potentiel probiotique non négligeable. De plus, l'activité antioxydante et antimicrobienne observée *in vitro* renforce l'intérêt de cet aliment pour la santé digestive. L'orge fermentée présente un pouvoir antimicrobien vis-à-vis de certaines souches entéro-pathogènes. Cette capacité à inhiber ces micro-organismes pathogènes,

souvent responsables d'infections gastro-intestinales, suggère un potentiel significatif pour la promotion de la santé gastro-intestinale et la prévention des maladies d'origine alimentaire. En perspectives, d'autres travaux de recherche dans le domaine agro-alimentaire et en application industrielle et/ou pharmaceutique pourrait conduire à la création de nouveaux aliments fonctionnels à base d'orge fermenté comme produits nutraceutiques enrichis en composés bioactifs bénéfiques (bactéries lactiques et composés antioxydants...) pour la prévention sanitaire chez les personnes prédisposées à certaines complications physiopathologiques.

Références Bibliographiques

Abdille Md.H , Singh b, R.P.,Jayaprakasha a, G.K , Jena a, B.S (2005). Antioxidant activity of the extracts from *Dillenia indica* fruits ; **Food Chemistry**. Vol 90 : 891-896. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.09.002>

AFNOR. (1985). *Céréales et produits céréaliers - Détermination de la teneur en eau - Méthode par étuvage*. NF V03-707.

Akbari, V, Shahali, A, and Soltani, R (2023). Probiotic *Lactobacillus* and the potential risk of spreading antibiotic resistance: a systematic review. *Research in Pharmaceutical Sciences* .Vol 18 :468–477. <https://doi.org/10.4103/1735-5362.383703>

Alahmari, L. A (2024). Dietary fiber influence on overall health, with an emphasis on CVD, diabetes, obesity, colon cancer, and inflammation.*Frontiers in Nutrition* Vol 13 :11-1510564. <https://doi.org/10.3389/fnut.2024.1510564>

Alvi, M, and Saleem, M. N (2024). Importance of Barley (*Hordeum vulgare* Linn.) as food and medicine from past to present: A brief overview. *The journal of phytopharmacology*, vol 13:402–406. <https://doi.org/10.31254/phyto.2024.13509>

Amang JP, Shin DH, Jung SJ, Chae SW (2016) . Functional Properties of Microorganisms in Fermented Foods. *Front Microbiol*. Vol 26:578.

Amelia, R, Harun, H , Pratama, Y and Suryanis, I (2024). Antibiotic resistance of *Lactobacillus fermentum* isolates of dadiah Lintau .Vol 1341. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/1341/1/012120>

Amourche .Altération des aliments [Revue] // *Genie Alimentaire*. - 2016. - pp. 1-7. <https://www.genie-alimentaire.com/spip.php?article190>

Axelsson, L (2004). Lactic Acid Bacteria: Classification and Physiology. In: Salminen, S., Wright, A.V. and Ouwehand, A., Eds., Lactic Acid Bacteria: Microbiological and Functional Aspects, 3rd Edition, Marcel Dekker, New York, 1-67. <https://doi.org/10.1201/9780824752033.ch1>

Balali-Mood, M , Naseri, K , Tahergorabi, Z , Khazdair, M. R , and Sadeghi, M (2021). Toxic Mechanisms of Five Heavy Metals: Mercury, Lead, Chromium, Cadmium, and Arsenic. *Frontiers in Pharmacology*. Vol 12 : 643972. <https://doi.org/10.3389/FPHAR.2021.643972>

Barefoot, S.F , and Klaenhammer, T.R (1983) . Detection and Activity of Lactacin B, a Bacteriocin Produced by *Lactobacillus acidophilus*. *Applied and Environmental Microbiology*, 45 :18-15.

Belobrajdic D. P and Bird A. R (2013). The potential role of phytochemicals in wholegrain cereals for the prevention of diabetes type-2. *Journal of Nutrition* Vol 12:62. <https://doi.org/10.1186/1475-2891-12-62>

Ben Salem, H, Abdouli, H , Nefzaoui, A , El-Mastouri, A , Ben Salem, L(2005). Nutritive value, behaviour, and growth of Barbarine lambs fed on oldman saltbush (*Atriplex nummularia* L.) and supplemented or not with barley grains or spineless cactus (*Opuntia ficus-indica* f. *inermis*) pads. *Small Rumin. Research* .Vol 59: 229-237. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2005.05.010>

Benakriche B, Benabdelmoumene D and Mortet A (2016). Lactic Acid Bacteria Diversity in the Fermented Wheat Hamoum in West Algeria. *Pakistan Journal of Nutrition* ; Vol 15 : 639 – 648. DOI: [10.3923/pjn.2016.639.648](https://doi.org/10.3923/pjn.2016.639.648)

Benhadj, M, Metrouh, R, Benaicha, B, and Gasmi, S (2024). Antibacterial activity of lactobacilli from meat. *Studies in Engineering and Exact Sciences*. Vol 5 :11879. <https://doi.org/10.54021/seesv5n2-710>

Bojan Paunovic, Darion B Toutant, Hussam El-Alawi, Eun Hyung Choi, Natalie Wright, Manzuma Khanam, Ji Hyun Ko (2024) . Marcus C Ng, High-definition transcranial direct current stimulation desynchronizes refractory status epilepticus. *Neurotherapeutics*. Vol 21. <https://doi.org/10.1016/j.neurot.2024.e00343>

Boukid, F. (2024). Comprehensive review of barley dietary fibers with Emphasis on arabinoxylans. *Bioactive Carbohydrates and Dietary Fibre*, 31, 100410. <https://doi.org/10.1016/j.bcdf.2024.100410>

Boyaval, P. (1989). Lactic acid bacteria and metal ions. *Lait*, 69(2), 87–113. <https://doi.org/10.1051/LAIT:198927>

Carr, F.J, Chill, D, et Maida, N(2002). The Lactic Acid Bacteria. A literature Survey. *Critical Rev.Microbiol.* Vol 28: 281370. <https://doi.org/10.1080/1040-840291046759>

Celik, A. A, Ayhan, K, Tok, K. C, Gümüştas, M, and Altuntaş, E. G (2024). Lactic acid bacteria from fermented products: Antimicrobial activity and metabolite production. *Latin American Applied Research* Vol 54 : 585–593. <https://doi.org/10.52292/j.laar.2024.3413>

Chasseray P (1991). Caractéristiques physiques des grains et de leurs dérivés Les industries de première transformation des céréales : Technique et documentation – Lavoisier, pp105- 144.

Chen, S, Han, P., Zhang, Q.-S, Liu, P.-L, Liu, J, Zhao, L, Guo, L, & Li, J (2023). *Lactobacillus brevis* alleviates the progress of hepatocellular carcinoma and type 2 diabetes in mice model via interplay of gut microflora, bile acid and NOTCH 1 signaling. *Frontiers in Immunology*, Vol 14 : 1179014. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2023.1179014>

Choukri, S, Hammouti, B, Mansouri, F, Choukri, N. elhouda, Sabbahi, R, and Ouhssine, M (2023). Improving the Quality and Safety of Barley by Controlled

Homolactic Fermentation with Lactic Acid Bacteria . Pakistan Journal of Analytical & Environmental Chemistry. Vol 24 :197-207 <https://doi.org/10.21743/pjaec/2023.12.08>

Cordain Loren (1999). Cereal Grains: Humanity's Double-Edged Sword .World Review of Nutrition and Dietetics .Vol84:19-73

Cristian Carip (2008). Microbiologie Hygiene ; Bases Microbiologiques de la Dietetique, Lavoisier - Technique Et Documentation .Sciences & Techniques

Cruz J. F, Hounhouigan J. and Lessard F. F. (2016). La conservation des grains après récolte. Presses Agronomiques de Gembloux, France. P 140

Dahal S, Sah R.B, Niraula S.R , Karkee R, Chakravartty A (2021). Prevalence and determinants of non-communicable disease risk factors among adult population of Kathmandu. PLoS One. Vol 16 :257037. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0257037>

De Clerck, J (1963). Cours de Brasserie, Vol 1. 2ème édition.

De MAN J C, ROGOSA M , ELISABETH SHARPE M (1960) . Journal of applied microbiology. Vol 23 : 130 :135. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1960.tb00188.x>

Devriese Luc A, Pot Bruno, Damme Luc Van, Kersters Karel, Haesebrouck Freddy (1995).Identification of Enterococcus species isolated from foods of animal origin, International Journal of Food Microbiology .Vol 262 : 187-197. [https://doi.org/10.1016/0168-1605\(94\)00119-Q](https://doi.org/10.1016/0168-1605(94)00119-Q)

Djamila Yssaad, Ben Mehel Benakriche, Philippe Gérard , Philippe Pochart, Omar Kheroua(2020). Fermented Wheat Hamoum improves the recovery of intestinal mucosal and the short-chain fatty acids profile of colonic bacterial flora in malnourished rats. BIOSCIENCE RESEARCH. Vol 17 : 1166-1175.

Donkor, A-M, Ahenkorah, B, Yakubu, A, and Donkor, N (2024). Enhancing Antibiotic Efficacy: Exploring Synergistic Interactions between Plant Extracts and Conventional Antibiotics. *Fine Chemical Engineering*, 73–87.

<https://doi.org/10.37256/fce.5120243648>

Doukani K, Tabak S, Gourchala F, Mihob F, Ounes M and Benbaguara M (2013). Caractérisation physico-chimique du blé fermenté par stockage souterrain (Matmora). *Ecologie Environnement*, vol 1 : 9. ISSN : 1112-5888

Drabo Moustapha Soungalo, Khadem Hafidha , Benatmane Nour-eddine, Ouhab Abdelhak, Mazouzi Fatma Zohra, Soualmi Kheira , and Boubakeur Badra .(2019). Microbial quality of fermented durum wheat in Matmor Hamoum : Digestive discomfort, functional microbiota and potential pathogens .*International Journal of Innovation and Applied Studies* Vol 27 : 11-18. ISSN 2028-9324

El-Saadony, M. T, Yang, T, Saad, A. M, AlKafaas, S. S, Elkafas, S. S, Eldeeb, G. S, Mohammed, D. M, Salem, H. M, Korma, S. A, Loutfy, S. A, Alshahran, M. Y, Ahmed, A. E, Mosa, W. F. A, Abd El-Mageed, T. A, Ahmed, A. F, Fahmy, M. A, El-Tarabily, M. K, Mahmoud, R. M, AbuQamar, S. F and Lorenzo, J. M (2024). Chemistry, bioavailability, bioactivity, nutritional aspects and human health benefits of polyphenols: A comprehensive review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 134223. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.134223>

Ennadir, J, Hassikou, R, Al Askari, G, Arahou, M, Bouazza, F, Amallah, L, Amine, S.A. and Khedid, K (2014). Caractérisation phénotypique et génotypique des bactéries lactiques isolées des farines de blé d'origine marocaine (Phenotypic and Genotypic Characterization of Lactic Acid Bacteria Isolated from Wheat Flour from Morocco). *Journal of Materials and Environmental Science*. Vol 5 :1125-1132. Issn 2028-2508

Fahima Ali-RACHEDI , Souad MERAGHNI, Nourhène TOUAIBIA et Sabrina M (2018). *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, Vol. 87 :13 -21 .
<https://doi.org/10.25518/0037-9565.7398>

Fan, Z, and Ji, W (2023). Lactobacillus casei-Derived Postbiotics Elevate the Bioaccessibility of Proteins via Allosteric Regulation of Pepsin and Trypsin and Introduction of Endopeptidases. Journal of Agricultural and Food Chemistry. Vol 71 : 10647-10669. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.3c02125>

FEILLET (2000) . « Le grain de blé composition et utilisation ». INRA. Paris 308p.

Franz C M, Holzapfel W H, Stiles M E(1999). Enterococci at the crossroads of food safety?, International Journal of Food Microbiology.Vol 1 :1-24.
[https://doi.org/10.1016/s0168-1605\(99\)00007-0](https://doi.org/10.1016/s0168-1605(99)00007-0)

Galanakis C.M (2022) . Ustainable applications for the valorization of cereal processing by-products. Foods .Vol 11 : 241. <https://doi.org/10.3390/foods11020241>

Gates PH (1995). Ecophysiologie du blé Paris, 351p. Technique et Documentation. Lavoisier, IN: Etude de la contribution des paramètres phéno morphologiques dans l'adaptation du blé dur (Triticum durum Desf) dans l'étagé bioclimatique semi aride.

Gausсен, H , Leroy, J.F, and Ozenda P (1982) Accurate botanical 2: Higher plants. Edit Masson, Paris.

Ghasemi Pirbalouti M, Firoznejhad, L. Craker, M. Akbarzadeh (2013). Essential oil compositions, antibacterial and antioxidant activities of various populations of Artemisia chamaemelifolia at two phenological stages. Revista Brasileira de Farmacognosia. Vol 23 : 861-869, ISSN 0102-695X, <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2013000600002>

Ghosh, S, Islam, R, Sarkar, S, & Saha, T (2024). Dietary supplementation of Lactobacillus brevis SAD ameliorates high-fat diet-induced hyperglycemia and associated metabolic issues in Swiss albino mice. Egyptian Journal of Basic and Applied Sciences. Vol 11 :148-161. <https://doi.org/10.1080/2314808x.2024.2324409>

GODON (1985). GRANDVOINNET et PRATX, 1994. Farines et mixes. In : La panification française. Guinet R , Godon B 1991. Tec et Doc. Lavoisier. Paris. 100-130.

Golnari, M, Bahrami, N, Milanian, Z, Khorasgani, M. R, Asadollahi, M. A, Shafiei, R, and Fatemi, S. S.-A (2024). Isolation and characterization of novel Bacillus strains with superior probiotic potential: comparative analysis and safety evaluation. Dental Science Reports. Vol14. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-51823-z>

GOURCHALA F (2014). Caractérisation physicochimique, phytochimique et biochimique de cinq variétés de dattes d'Algérie, Phoenix dactylifera L. (Deglet noor, Ghars, H'mira, Tamesrit et Tinissine). Effets de leur ingestion sur certains paramètres biologiques (Glycémie, profil lipidique, index glycémique et pression artérielle. Thèse de doctorat en biochimie appliqué. Université de Badji Mokhtar, ANNABA. 68p

GUINET ET GODON (1994). La panification française. Tec et Doc. Lavoisier. Paris. 525

Guiraud, Joseph-Pierre (2003). Microbiologie alimentaire. Nouvelle présentation. Paris: Dunod RIA . <https://books.google.dz/books?id=1S6hPAAACAAJ>

Guo, W., Chen, M., Cui, S., Tang, X., Zhang, Q., Zhao, J., Mao, B., & Zhang, H. (2023). Effects of Lacticaseibacillus casei fermentation on the bioactive compounds, volatile and non-volatile compounds, and physiological properties of barley beverage. Food Bioscience, 53, 102695. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2023.102695>

Guo, Y, Jayakodi, M., Himmelbach, A., Ben-Yosef, E., Davidovich, U., David, M., Hartmann-Shenkman, A., Kislev, M. E., Fahima, T., Schuenemann, V. J., Reiter, E., Krause, J., Steffenson, B. J., Stein, N., Weiss, E., & Mascher, M (2024). A haplotype-based evolution history of barley domestication. <https://doi.org/10.1101/2024.12.18.628695>

Hammes, W.P, Hertel, C (2006). The Genera Lactobacillus and Carnobacterium . In: Dworkin, M., Falkow, S., Rosenberg, E., Schleifer, KH., Stackebrandt, E. (eds) The Prokaryotes. Springer, New York, NY. https://doi.org/10.1007/0-387-30744-3_10

Hatem, E. A, Hashad, N. A, Bayomi, E. B, and Kamal, A (2024). Antimicrobial effect of isolated lactic acid bacteria and Bacillus spp. Scientific Journal of Faculty of Science, Menoufia University. <https://doi.org/10.21608/sjfsmu.2024.326749.1009>

Hatice Pekmez (2016). Cereal Storage Techniques. Journal of Agricultural Science and Technology .Vol. 6 : 67-71. <https://doi.org/10.17265/2161-6264/2016.02.001>

He, X., Hou, J, Liu, L, Chen, X, Zhang, L, Pang, C, Tong, Y, Li, H, Chen, F, Peng, R, and Shi, Z (2025). Dietary fiber consumption and outcomes of different cancers: an umbrella review. Food & Nutrition research .Vol 69 :11034
<https://doi.org/10.29219/fnr.v69.11034>

Hoogland M and Holen P (2005). Les greniers. Fondation Agromis, France. P 84.
<https://doi.org/10.4000/encyclopedieberbere.1780>

ISO 1871. *Produits agricoles alimentaires - Méthode générale de détermination de l'azote par la méthode Kjeldahl.* Organisation internationale de normalisation (ISO).

ISO 7305/1986 .Norme Internationale Organisation Internationale de Normalisation

Izydorczyk, M. S. (2010). Variations in Content and Molecular Structure of Barley Nonstarch Polysaccharides Associated with Genotypic and Cellular Origin. Cereal Chemistry, 87(4), 376–384. <https://doi.org/10.1094/CCHEM-87-4-0376>

Jomová, K , Alomar, S. Y , Nepovimová, E , Kuča, K , and Valko, M (2024). Heavy metals: toxicity and human health effects. Archives of Toxicology. <https://doi.org/10.1007/s00204-024-03903-2>

Katsumi Doi, Ong Thi Ahn Phuong, Fagyun Kawatou, Yuko Nagayoshi, Yasuhiro Fujino, Toshihisa Ohshima (2013). Identification and Characterization of Lactic Acid Bacteria Isolated from Fermented Rice Bran Product. Advances in Microbiology, Vol.03:265-272. <https://doi.org/10.4236/aim.2013.33038>

Kevin J.R. Haines a, R. Douglas Evans b, Michael O'Brien c, Hayla E. Evans (2010). Accumulation of mercury and selenium in the brain of river otters (*Lontra canadensis*) and wild mink (*Mustela vison*) from Nova Scotia, Canada. Science of The Total Environment. Vol 408 : 537-542. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2009.09.055>

Kim, G.-S, Yang, K.-H, Kim, H.-K, Kim, J, Yun, H.-N, Yu, J.-W, & Kim, B.-S (2022). Antioxidant and Immunomodulatory Effect of Lactic Acid Bacteria Fermented Barley Sprout Hot Water Extract. Journal of The Korean Society of Food Science and Nutrition, Vol 51 :1027–1035. <https://doi.org/10.3746/jkfn.2022.51.10.1027>

König Claire (2016). Les rongeurs, terreurs des silos à grains : rat noir et surmulot. Futura planète. pp. 11-13. <https://www.futura-sciences.com/>

König, H, and Fröhlich, J (2009). Lactic Acid Bacteria Springer Berlin Heidelberg. 3–29). https://doi.org/10.1007/978-3-540-85463-0_1

Li, Y, Yang, J, and Li-shuang, G (2024). Role and mechanism of *Lactobacillus casei* in the modulation of alcohol preference in mice. International Immunopharmacology, Vol141 :112902. <https://doi.org/10.1016/j.intimp.2024.112902>

Ma, D, and Carlton, C (2022). Dynamic Metabolomics and Transcriptomics Analyses for Characterization of Phenolic Compounds and Their Biosynthetic Characteristics in Wheat Grain. Frontiers in Nutrition. Vol 9 <https://doi.org/10.3389/fnut.2022.844337>

Martin Sievers, Christoph Gaberthüel , Cornelia Boesch , Wolfgang Ludwig , Michael Teuber (1995). FEMS Microbiology Letters. Vol 126 :123-126.

[https://doi.org/10.1016/0378-1097\(94\)00538-3](https://doi.org/10.1016/0378-1097(94)00538-3)

Martinez-Morales, F, Alonso-Castro, A. J, Zapata-Morales, J. R, Carranza-Álvarez, C, and Aragon-Martinez, O. H (2020). Use of standardized units for a correct interpretation of IC50 values obtained from the inhibition of the DPPH radical by natural antioxidants. Chemical Papers Vol 74 :3325–3334.

<https://doi.org/10.1007/S11696-020-01161-X>

Matsuzaki, C, Nakashima, Y, Endo, I, Tomabechei, Y, Higashimura, Y, Itonori, S, Hosomi, K, Kunisawa, J, Yamamoto, K, and Hisa, K. (2021). Enzymatically synthesized exopolysaccharide of a probiotic strain *Leuconostoc mesenteroides* NTM048 shows adjuvant activity to promote IgA antibody responses. Gut microbes, Vol 13 : 1949097. <https://doi.org/10.1080/19490976.2021.1949097>

Merghem R (2009). Eléments de biochimie végétale. Edition alger :Bahaeddine.

Mesas, J. M, López Rodríguez, M del C, and Alegre, M. T (2011). Characterization of lactic acid bacteria from musts and wines of three consecutive vintages of Ribeira Sacra. Letters in Applied Microbiology. Vol 52 : 258–268.

<https://doi.org/10.1111/J.1472-765X.2010.02991.X>

Miedico Oto , Pompa Ciro , Moscatelli Sebastiano , Chiappinelli Andrea (2020). Lead, cadmium and mercury in canned and unprocessed tuna: six-years monitoring survey, comparison with previous studies and recommended tolerable limits . Journal of Food Composition and Analysis. Vol 94 :103638.

<https://doi.org/10.1016/j.jfca.2020.103638>

Milane H (2004). La quercétine et ses dérivés: molécules à caractère peroxydant ou thérapeutiques. Thèse de doctorat. Université Louis Pasteur Strasbourg I.155p.
Université Louis Pasteur (Strasbourg) (1971-2008)

Milevskaya V. V., Statkus Mikhail, Temerdashev Z. A (2015) .Methods for the extraction of biologically active substances from medicinal plants based on an example of St. John's wort components. Journal of Analytical Chemistry. Vol 70:1432-1440

Moore I (1987). La physicochimie des grains stockés. Ed: O.O.G.M.A N, Pp: 45.

Motunrayo O. Ewuoso, Oluwatoyin H. Animashaun, Adedapo A. Adejumo (2020) . Lactic Acid Bacteria and Yeasts in Spontaneously Fermented Sorghum Sourdough. American Journal of Microbiological Research. Vol 8:63-72.
<https://doi.org/10.12691/ajmr-8-2-4>

Murbach, C. G., Tarone, A. G, Soares, D. M, Carvalho, C. R. L, and Teramoto, J. R (2024). Comparison of different climatic seasons of Brazil in the value of phenolic compounds, oleuropein, and antioxidant capacity in olive leaves of three cultivars. Brazilian Journal of Food Research, Vol 14 :1.
<https://doi.org/10.3895/rebrapa.v14n1.16397>

Mutha R.E., Tatiya A.U, Surana S.J (2021). Flavonoids as natural phenolic compounds and their role in therapeutics: an overview, Futur J. Pharm. Sci. Vol 7 :1–13. <https://doi.org/10.1186/s43094-020-00161-8>

NA 1185/1990. Institut Algérien de Normalisation (IANOR).

NA.1182/1990 . Norme Algérienne Institut Algérien de Normalisation (IANOR).

Narasimha, S , Zackria, R , Chadha, R , Gheriani, A , Johnson, L , Pattison, R , Kim, A , Chen, G.-Q, Ryan, J, and Shih, D. Q (2024). The Various Healthcare Applications of the Genus *Lactobacillus*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.115299>

NF V03-050. *Produits agricoles alimentaires - Détermination de l'azote total - Méthode Kjeldahl*. Association Française de Normalisation (AFNOR)

NF V03-712 .Norme Française Association Française de Normalisation

Nour Asma and Louhichi Brinis (2016). Effect of storage on the vigor and viability of two varieties of durum wheat (*Triticum durum*, Desf). *Science. Technologie*. Vol 32: pp. 22-29. ISSN : 2352-9717

Nurzyńska-Wierdak, R (2023). Phenolic Compounds from New Natural Sources Plant Genotype and Ontogenetic Variation. *Molecules*. Vol 28 :1731. <https://doi.org/10.3390/molecules28041731>

Oladipo, I. C, and Oyewumi, M. M (2024). The Role of Lactic Acid Bacteria in Food Processing, Nutrition and Human Health. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* .Vol 13 : 288–296. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2024.1310.033>

Paolo Benincasa, B. Falcinelli, S. Lutts, F. Stagnari, A (2019). Galieni, Sprouted grains: a comprehensive review, *Nutrients* Vol 11 :421. <https://doi.org/10.3390/nu11020421>

Parsaeimehr A , Sargsyan E and Javidnia K (2010) . A Comparative Study of the Antibacterial, Antifungal and Antioxidant Activity and Total Content of Phenolic Compounds of Cell REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES 52 Cultures and Wild Plants of Three Endemic Species of *Ephedra*. *Molecules*, Vol.15 :1668- 1678. <https://doi.org/10.3390/molecules15031668>

Pavoncello, V, Barras, F, and Bouveret, E (2022). Degradation of Exogenous Fatty Acids in Escherichia coli. *Biomolecules*, 12 :1019.

<https://doi.org/10.3390/biom12081019>

Pereira-Nunes X, Souza Silva F, Alneida J.R.G (2012). Biological Oxidations and Antioxidant Activity of Natural Products. Chapter1. In —phytochemicals as Nutraceuticals Global Approaches to Their Role in Nutrition and Health. 1ère edition Venketeshwer Rao.1-20. <https://doi.org/10.5772/26956>

Phytochemical Profile of Cereal Grains (2023). CRC Press eBooks. pp 177–193. <https://doi.org/10.1201/9781003252023-9>

Pitet Laurence (2018). Le blé, ses vertus nutritionnelles et ses nombreuses utilisations. *Actu Nutrition*.

Poli A, Marangoni F, Corsini A, Manzato E, Marrocco W, Martini D (2021). Phytosterols, cholesterol control, and cardiovascular disease. *Nutrients*. Vol 13: 2810.

<https://doi.org/10.3390/nu13082810>

Rashid K, Kumar C.S, Haleel P.M.M (2017). Healthcare benefits of *Hordeum vulgare* L: a phyto-pharmacological review, *Research Journal of Pharmacologie and Pharmacodynamique* .Vol 9 :207–210. <https://doi.org/10.5958/2321-5836.2017.00037.4>

Reschiglian, P, Zattoni, A, Casolari, S, Krumlova, A, Budinska, M, and Chmelík, J (2002). Size characterization of barley starch granules by gravitational field-flow fractionation: a rapid, low-cost method to assess the brewing capability of different strains. *Annali Di Chimica*, Vol 92 :457–467.

<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12073892>

Riboli E , Decloitre F (1996). Introduction à l'étude des relations entre alimentation et cancer. Alimentation et cancer paris TEC DOC, 1 :3-18.

Ro, N, Sung, P., Haile, M., Yoon, H., Yu, D.-S., Ko, H.-C., Cho, G., Woo, H., and Chung, N.-J (2024). A Study on the Infrageneric Classification of Hordeum Using Multiple Methods: Based on Morphological Data. Agronomy, Vol15:60.
<https://doi.org/10.3390/agronomy15010060>

Rodríguez-García C, Sánchez-Quesada C, Toledo E, Delgado-Rodríguez M, Gaforio J. J (2019). Naturally lignan-rich foods: a dietary tool for health promotion. Molecules. Vol 24 : 917. <https://doi.org/10.3390/molecules24050917>

ROUSSEL (2003) . Les pains français : évolution, qualité, production. MAE-ERIT.293p.

Rouxinol, M. I (2024). Isolation and Identification of phenolic compounds.
<https://doi.org/10.5772/intechopen.1005224>

Saha S.K , Lee S.B, Won J, Choi H.Y, Kim K, Yang G.M. (2017). Correlation between oxidative stress, nutrition, and cancer initiation, International Journal of Molecule Science . Vol 18 :1544. <https://doi.org/10.3390/ijms18071544>

Salehi B, Zakaria Z.A, Gyawali R, Ibrahim S.A, Rajkovic J, Shinwari Z.K (2019). Piper species: a comprehensive review on their phytochemistry, biological activities and applications. Molecules. Vol 24. <https://doi.org/10.3390/molecules24071364>

Salhi, A, Zannagui, C, Elyoussfi, A, Ahari, M, Mourabit, F, Amhamdi, H, Akichouh, E.H (2024). Exploring the Antioxidant Activity of Selected Aromatic and Medicinal Plants . <https://doi.org/10.5772/intechopen.1005878>

Samelis J. , F, Maurogenakis, J, Metaxopoulo (1994). International Journal of Food Microbiology , Vol 23 :179-196. [https://doi.org/10.1016/0168-1605\(94\)90051-5](https://doi.org/10.1016/0168-1605(94)90051-5)

Sanaa Ragaee, El-Sayed M. Abdel-Aal, Maher Noaman (2006). Antioxidant activity and nutrient composition of selected cereals for food use. Food Chemistry.Vol 98 :32-38. <https://10.1016/j.foodchem.2005.04.039>

Sanger F, Air G M, Barrell B G, Brown N L, Coulson A R, Fiddes C A, Hutchison C A, Slocombe P M, Smith M , (1977) . Nature. Vol265 : 687 : 95. DOI: [10.1038/265687a0](https://doi.org/10.1038/265687a0)

Sasaki A, Nakajima T, Egashira H, Takeda K, Tokoro S, Ichita C (2016). Condyloma acuminatum of the anal canal, treated with endoscopic submucosal dissection, World Journal of Gastroenterologie . Vol 22 : 2636. <https://doi.org/10.3748/wjg.v22.i8.2636>

Shang Q, Zhai, L M. M, Yao S (2009) .A following up survey on cadmium level in rice in a contaminated area, Jiangxi province. Journal of Hygiene Research .Vol 38 :296-298. <https://doi.org/10.4236/health.2009.13026>

Siddoo-Atwal, C (2019). A Role for Heavy Metal Toxicity and Air Pollution in Respiratory Tract Cancers. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.90092>

Soetan, K.O, Olaiya, C.O , and Oyewole, O.E (2010) .The Importance of Mineral Elements for Humans, Domestic Animals and Plants: A Review. African Journal of Food Science. Vol 4 : 200-222. ISSN 1996-0794

Solanki, M. K, Abdelfattah, A, Sadhasivam, S, Zakin, V, Wisniewski, M, Droby, S, and Sionov, E (2021). Analysis of Stored Wheat Grain-Associated Microbiota Reveals Biocontrol Activity among Microorganisms against Mycotoxigenic Fungi. Journal of Fungi. Vol 7 :781. <https://doi.org/10.3390/JOF7090781>

Soltner, D (1998). Les bases de la production végétale : le sol, le climat, la plante. Collection Sciences et techniques agricoles.

Ström, K, Sjögren, J, Broberg, A, & Schnürer, J (2002). Lactobacillus plantarum MiLAB 393 produces the antifungal cyclic dipeptides cyclo (L-Phe-L-Pro) and cyclo (L-Phe-trans-4-OH-L-Pro) and 3-phenyllactic acid. Applied and Environmental Microbiology, 68 :4322–4327. <https://doi.org/10.1128/AEM.68.9.4322-4327.2002>

Surin, N, and Gerasimov, S. A. (2024). Inheritance of weight of 1000 grains by spring barley hybrids. Vestnik Krasnoâ Krasnoârskogo Gosudarstvennogo Agrarnogo Universiteta . <https://doi.org/10.36718/1819-4036-2024-1-64-69>

Svihus, B , Gullord, M (2002). Effect of chemical content and physical characteristics on nutritional value of wheat, barley and oats for poultry. Anim. Feed Sci. Technol., 102 (1-4): 71-92. [https://doi.org/10.1016/S0377-8401\(02\)00254-7](https://doi.org/10.1016/S0377-8401(02)00254-7)

Tahir Nacira (2017). Caractérisation des activités protéolytiques et autolytiques de souches de Lactococcus lactis ssp.cremoris pour l'élaboration d'un ferment à haute aptitude technologique. Québec, Canada. pp. 16-17

Tamang, J. P (2020). Diversity of lactic acid bacteria in traditional fermented foods and beverages. Frontiers in Microbiology, 11, 1563. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01563>

Tayeb Idoui , Nabila Benhamada , Essaid Leghouchi (2010) . Microbial quality, physicochemical characteristics and fatty acid composition of a traditional butter produced from cows' milk in East Algeria . Grasas y Aceites 61 :3. <https://doi.org/10.3989/gya.110209>

Temelli, F, Stobbe, K, Rezaei, K, Rezaei, K, Vasanthan, T (2013). Tocol composition and supercritical carbon dioxide extraction of lipids from barley pearling flour. journal of food science. Vol78 :50. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.12271>

Teulat, B , Teulat, B , Zoumarou-Wallis, N , Rotter, B , Ben Salem, M , Bahri, H, This, D (2003). QTL for relative water content in field-grown barley and their stability across Mediterranean environments. *Theoretical and Applied Genetics* Vol 108 : 181–188. <https://doi.org/10.1007/S00122-003-1417-7>

Tian, K., Aldian, D., & Yayota, M. (2024). Metabolomic and morphologic surveillance reveals the impact of lactic acid-treated barley on in vitro ruminal fermentation. *Animal Bioscience*. <https://doi.org/10.5713/ab.23.0550>

Tungmunnithum D, Thongboonyou A, Pholboon A, Yangsabai A (2018). Flavonoids and other phenolic compounds from medicinal plants for pharmaceutical and medical aspects: an overview. *Medicines* .Vol 5 : 93. <https://doi.org/10.1186/s43094-020-00161-8>

Uzoh, C. V, Igwe, P. C, Okeh, C. O, Agu, K. C, Ugwu, J. I, Yusuf, I, Nworie, C. O, Uzor, S, Elom, E. E, and Umunna, V. C (2023). Isolation and Molecular Identification of Lactic Acid Bacteria from Some Fermented Foods. *Environment and Ecology*, Vol 41 :2874–2878. <https://doi.org/10.60151/envec/suea3035>

Van-Wehle, T., and Vital, M (2024). Investigating the response of the butyrate production potential to major fibers in dietary intervention studies. *Npj Biofilms and Microbiomes*, Vol 10. <https://doi.org/10.1038/s41522-024-00533-5>

Wang, Y, Wang, B, Huo, Z, Zhang, F, & Liu, Y (2025). Evaluation of the recovery effects of antibiotic-resistant *Lactiplantibacillus plantarum* subsp. *Plantarum* ATCC14917 on the antibiotic-disturbed intestinal microbiota using a mice model. *Journal of Applied Microbiology*. Vol 136 :2. <https://doi.org/10.1093/jambio/lxaf020>

Wang, Z (2024). Impact of sourdough fermentation on nutrient transformation in cereal-based foods : Mechanisms , practical applications and health Implications <https://doi.org/10.1016/j.gaost.2024.03.001>

Xia, L, Qian, M, Cheng, F , Wang, Y , Han, J , Xu, Y, Zhang, K, Tian, J , and Jin, Y (2023). The effect of lactic acid bacteria on lipid metabolism and flavor of fermented sausages. Food Bioscience. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2023.103172>

Yao, S. A , Thonart, P, and Djè, M (2013). An improved method to assess the suitability of lactic acid bacteria as dried starter culture for cereal fermentation. <https://orbi.uliege.be/handle/2268/162567>

Zarour, K, Zeid, A. F, Mohedano, M. L, Prieto, A, Kihal, M, and López, P (2024). *Leuconostoc mesenteroides* and *Liquorilactobacillus mali* strains, isolated from Algerian food products, are producers of the postbiotic compounds dextran, oligosaccharides and mannitol. World Journal of Microbiology & Biotechnology, Vol 40. <https://doi.org/10.1007/s11274-024-03913-3>

Zhang, W-G, Lan, Y, Dang, B, Zhang, J, Zheng, W, Du, Y, Yang, X.-J, & Li, Z (2023). Polyphenol Profile and In Vitro Antioxidant and Enzyme Inhibitory Activities of Different Solvent Extracts of Highland Barley Bran. *Molecules*.Vol28 :1665. <https://doi.org/10.3390/molecules28041665>

Références bibliographiques