



MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITÉ AHMED DRAÏA ADRAR

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DÉPARTEMENT D'AGRONOMIE

THESE

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE
DE DOCTORAT 3^{ÈME} CYCLE

En Sciences Agronomiques

Option: Systèmes de Production Agro-écologiques

Présenté par:

SALI Yehya

Thème

**Étude de la valorisation de résidus de transformation
industrielle des tomates en bioéthanol dans la
région d'Adrar**

Soutenu publiquement le 28/10/2025

Devant les membres du jury composé de :

Président :	ABEKHTI A.	Pr.	Univ. Adrar
Promoteur :	BOULAL A.	Pr.	Univ. Adrar
Examineur :	MAKHLOUFI A.	Pr.	Univ. Bechar
Examineur :	BENLARBI A.	M.C.A.	Univ. Bechar
Examineur :	HADEF K.Z.	M. C. A	Univ. Adrar

Année Universitaire : 2024/2025

Remerciements

*Avant toute chose, je tiens à exprimer ma profonde gratitude envers **Dieu Tout-Puissant**, qui m'a donné la force, le courage et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.*

*Je souhaite adresser mes remerciements les plus sincères à mon directeur de thèse, le **Pr. BOULAL Ahmed**, pour la confiance qu'il m'a accordée, pour ses précieux conseils et pour son soutien constant tout au long de ce parcours. Sa disponibilité, ses orientations éclairées et ses encouragements ont été d'une aide inestimable. Ce travail n'aurait pu aboutir sans son accompagnement bienveillant, tant sur le plan scientifique qu'humain. À lui, va toute ma reconnaissance.*

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude au **Pr. ABEKHTI Abdelkader**.
Président du jury, Mes sincères remerciements vont également aux examinateurs, au **Pr. MAKHLOUFI Ahmed**, **Dr. BENLAARBI Arbi**, ainsi qu'au **Dr. HADEF Khawla Zohra.**, pour leurs précieux conseils et leur évaluation rigoureuse. Leurs remarques. Je tiens également à exprimer ma gratitude aux enseignants de **la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (S.N.V.) de l'Université d'Adrar**, pour leur soutien moral et leurs contributions techniques tout au long de ce projet.*

*Aux **personnel technique du laboratoire S.N.V.et L R N S**, pour leurs aides.*

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à:

Mon père, pour son soutien inconditionnel,

Ma chère mère, pour son amour et ses sacrifices,

Mes sœurs et frères, pour leur présence réconfortante,

Toute ma famille, pilier de ma vie,

Et à tous mes amis, pour leur encouragement et leur bienveillance.

C'est grâce à vous que ce travail a vu le jour.

Yehya

Résumé

Cette recherche propose une méthode pour atténuer l'impact environnemental des déchets agro-alimentaires via la production de bioéthanol de deuxième génération à partir de biomasse dérivée des résidus de transformation des tomates. La méthodologie a impliqué l'utilisation de résidus bruts, avec ou sans graines, et soumis ou non à une extraction des composés extractibles. Le processus complet de conversion (prétraitement à la vapeur sous pression, hydrolyse acide par H_2SO_4 , et/ou enzymatique en utilisant la souche fongique *d'Aspergillus niger*, fermentation en utilisant la levure *S. cerevisiae*, distillation) a été examiné, et le bioéthanol produit a été caractérisé par détermination de concentration, test de flammabilité, densité, spectroscopie FTIR, chromatographie en phase gazeuse (CPG). Les résultats soulignent l'influence déterminante des méthodes de prétraitement et des conditions de fermentation. Une charge de biomasse de 15 % a été identifiée comme optimale. La comparaison des méthodes d'hydrolyse a révélé la nette supériorité de l'approche combinée (hydrolyse chimique suivie d'une hydrolyse biologique), avec un rendement en éthanol de 49,46 %, contre 26,7 % pour l'hydrolyse acide seule. Cette efficacité est attribuée à une meilleure dégradation des polysaccharides et à une réduction des composés inhibiteurs. Enfin, l'extraction préalable des composés des graines a eu un impact significatif : les substrats sans graines et extraits ont atteint un rendement de 42,15 %, contre 37,84 % et 36,61 % pour les substrats avec graines non extraits, en raison de la présence d'inhibiteurs lipidiques et d'une hydrolyse incomplète.

Mots clés : Tomate, Résidus, valorisation, fermentation, bioéthanol, hydrolyse.

ملخص

يقترح هذا البحث طريقة للتخفيف من التأثير البيئي للنفايات الزراعية الغذائية من خلال إنتاج البيوايثانول من الجيل الثاني باستخدام الكتلة الحيوية المستمدة من مخلفات معالجة الطماطم. اشتملت المنهجية على استخدام المخلفات الخام - سواء بوجود البذور أو بدونها - مع أو بدون تعريضها لعملية استخراج المركبات القابلة للاستخلاص. تم فحص العملية الكاملة للتحويل (المعالجة المسبقة بالبخار تحت الضغط، والتحليل الحمضي بواسطة H_2SO_4 ، و/أو التحليل الإنزيمي باستخدام السلالة الفطرية *Aspergillus niger*، والتخمير باستخدام الخميرة *S. cerevisiae*، والتقطير) وتم تحديد خصائص البيوايثانول المنتج من خلال قياس تركيزه، واختبار قابلية اشتعاله، والكثافة، وتحليل FTIR، والكروماتوغرافيا الغازية. تشير النتائج إلى تأثير طرق المعالجة المسبقة وظروف التخمير. وقد تم تحديد الكتلة الابتدائية الحيوية بنسبة 15% على أنها المثلى. وكشفت مقارنة طرق التحليل المائي عن تفوق واضح للنهج المشترك (التحليل الكيميائي يليه التحليل البيولوجي)، حيث بلغ عائد الإيثانول 49.46% مقارنة بـ 26.7% للتحلل المائي الحمضي وحده. ويُعزى هذا الأداء المُحسن إلى تحلل أفضل للبوليساكاريدات وتقليل المركبات المثبطة. وأخيراً، كان لاستخلاص المركبات من البذور تأثير كبير؛ فقد حققت الركائز بدون بذور والتي خضعت لعملية الاستخلاص عائداً بنسبة 42.15%، مقارنةً بنسبة 37.84% و 36.61% للركائز التي تحتوي على بذور ولم تُستخلص، وذلك بسبب التحليل غير الكامل ووجود مثبطات دهنية.

الكلمات المفتاحية: الطماطم، المخلفات، التثمين، التخمير، الإيثانول الحيوي، التحلل .

Summary

This research proposes a method to mitigate the environmental impact of agro-food waste by producing second-generation bioethanol from biomass derived from tomato processing residues. The methodology involved using raw residues—with or without seeds and either subjected or not to an extraction of extractable compounds. The complete conversion process (steam pretreatment under pressure, acid hydrolysis with H₂SO₄, and/or enzymatic hydrolysis using the fungal strain *Aspergillus niger*, fermentation using the yeast *S. cerevisiae*, and distillation) was examined, and the produced bioethanol was characterized by determining its concentration, flammability testing, density, FTIR spectroscopy, and gas chromatography. The results underline the decisive influence of the pretreatment methods and fermentation conditions. A biomass load of 15% was identified as optimal. The comparison of hydrolysis methods revealed the clear superiority of the combined approach (chemical hydrolysis followed by biological hydrolysis), with an ethanol yield of 49.46%, compared to 26.7% for acid hydrolysis alone. This enhanced efficiency is attributed to a better degradation of polysaccharides and a reduction in inhibitory compounds. Finally, the prior extraction of compounds from the seeds had a significant impact: substrates without seeds that were extracted reached a yield of 42.15%, compared to yields of 37.84% and 36.61% for substrates with seeds that were not extracted, due to the presence of lipid inhibitors and incomplete hydrolysis.

Keywords: Tomato, Residues, recovery, fermentation, bioethanol, hydrolysis

Table des matières

Remerciements	
Dédicace	
Résumé.....	ii
Liste des figures	vii
Liste des tableaux	x
Liste des abréviations	xi
Introduction générale	1

Partie I: Synthèse bibliographique

CHAPIRE I: Biologie, importance de la tomate industrielle

1. Biologie et caractéristiques de la tomate.....	6
1.1 Définition.....	6
1.2 Classification génétique.....	6
1.3. Importance de la tomate.....	6
1.3.1 Dans le monde.....	6
1.3.2 Situation en Algérie.....	6
1.3.2.1 Zones de production de la tomate en Algérie.....	7
1.4. État actuel de la filière tomate industrielle en Algérie.....	7
1.4.1. Cas de la wilaya d’Adrar.....	9
1.5 Produits de transformation de la tomate.....	9
2. Valorisation des résidus de transformation de la tomate.....	10
2.1. Les résidus de tomates.....	10
2.2. Composition chimique des résidus de tomate.....	10
2.2.1 Pulpes de tomate.....	10
2.2.2 Grains de tomate.....	11
2.2.3 Pelures.....	11
2.3 Bioprocédés de valorisation des résidus de tomate.....	11

CHAPIRE II: Généralités sur les levures et moisissures

1. Les levures.....	13
1.1. Description des levures.....	13
1.2. Classification des levures.....	14

1.3. Métabolisme des levures.....	14
1.4. Caractéristiques sexuelles et culturelles des levures.....	15
1.5. Applications biotechnologiques des levures.....	15
1.6. Facteurs influençant la croissance et la répartition des levures.....	16
1.6.1. La température.....	16
1.6.2. pH des levures.....	16
1.6.3. Salinité.....	17
2. Les moisissures.....	17
2.1. Caractéristiques générales.....	17
2.2. Mode de reproduction.....	17
2.3. Conditions de croissance.....	17
2.4. Modes de vie.....	17
2.5. Isolement et identification des moisissures.....	18
2.6. Quelques espèces des moisissures	18
2.6.1. <i>Aspergillus niger</i>	18
2.6.2. <i>Trichoderma reesei</i>	19
2.7. Intérêts industriels des moisissures.....	19
CHAPITRE III : Biomasse Biomasse comme substrat pour le bioéthanol	
1. La biomasse	21
1.1 Définition de la biomasse végétale.....	21
1.2 Structure et caractérisation de la biomasse végétale	21
1.2.1 Composition biochimique.....	21
1.2.1.1 Cellulose.....	22
1.2.1.2 Hémicellulose.....	22
1.2.1.3 Lignine.....	22
1.2.1.4 Composés extractibles.....	22
1.3. Prétraitements de la biomasse végétale	22
1.3.1 Prétraitements physiques.....	23
1.3.2 Prétraitements physico-chimiques.....	23
1.3.3 Prétraitements chimiques.....	23
1.3.4 Procédé d'hydrolyse alcaline.....	24
1.3.5 Utilisation de liquides ioniques et organosolv.....	24
1.3.6 Prétraitements biologiques.....	24
1.4. Inhibiteurs générés lors des prétraitements.....	25

1 .5 La détoxification.....	25
1 .6. Hydrolyse enzymatique des polysaccharides	26
1 .6.1 Hydrolyse de la cellulose.....	27
2. Bioéthanol	27
2.1 Propriétés physiques.....	28
2.2 Propriétés chimiques.....	28
2.3 Modes de consommation.....	28
2.4. Fermentation alcoolique et production de bioéthanol.....	29
2.5 Facteurs influençant la fermentation.....	30

Partie II: Analyse expérimentale

CHAPITRE IV: Matériels et méthodes

1. Matériels biologique.....	33
1.1. Matière végétale.....	33
1.2. Micro-organismes.....	33
2. Région d'étude.....	34
3. Préparation des matières premières.....	35
3.1. Détermination du taux la matière sèche	36
3.2. Extraction des lipides.....	36
3.3. Quantification de la cellulose et de l'hémicellulose.....	37
4. Procédés de production du bioéthanol.....	37
4.1. L'extraction Soxhlet.....	38
4.2. Prétraitement thermique.....	39
4.3. Hydrolyse acide.....	39
4.4. Détoxification du l'hydrolysat.....	40
4.5. Hydrolyse enzymatique.....	40
4.6. Fermentation.....	42
4.7. Distillation alcoolique.....	42
4.8. Suivi des paramètres physico-chimiques du milieu fermentaire.....	43
5. Méthodologies analytiques.....	43
5.1. Mesure du pH.....	43
5.2. Mesure de la densité.....	43
5.3. Détermination de la teneur en sucre.....	44

6. Caractérisation du bioéthanol.....	44
CHAPITRE V: Résultats et discussion	
1. Caractérisation physico-chimique de la biomasse	47
1.1. Composition des résidus de tomate	47
1.2. Mesure du taux d'extraction lipidique	48
1.3. Évaluation de la teneur en cellulose et en hémicellulose	49
1.4. Optimisation de la concentration initiale du substrat	49
2. Suivi des processus et caractérisation du produit.....	50
2.1 La cinétique de la fermentation	50
2. 2. Analyse de l'évolution du pH poste fermentaire.....	52
2. 3. Suivi de l'évolution la concentration en sucres.....	53
3. Distillation et caractérisation du bioéthanol.....	54
3. 1 Analyse par chromatographie en phase gazeuse.....	56
3. 2. Analyse par spectroscopie infrarouge (IR)	57
4. Effet du type d'hydrolyse.....	58
4.1. Identification de la concentration optimale en spores	60
4.2. Comparaison des rendements selon le type d'hydrolyse.....	60
5. Effet de la nature du substrat lignicellulosique.....	61
5.1. Analyse de l'évolution du pH durant la fermentation (3 types de résidus)	62
5.2. Suivi de la consommation de sucres (3 types de résidus)	62
5.3. Mesure du titre alcoométrique du distillat (3 types de résidus)	63
5.4. Impact de type de traitement.....	64
5.4. 1. Impact de la séparation des graines	67
5.4. 2. Effet de l'extraction des composés hydrophobes	67
5.4. 3. Supériorité de l'hydrolyse enzymatique	67
5.4. 4. Limitations des résidus bruts	68
Conclusion générale.....	69
Références bibliographiques.....	72
Articles dans le cadre de la thèse.....	83
Communications	93
Annexe.....	99

Liste de figures

Figure 1. Zones de production de la tomate en Algérie.....	7
Figure 2. Production de la tomate en Algérie.....	8
Figure 3. Transformation de la tomate industrielle en Algérie	8
Figure 4. Représentation schématique de la structure cellulaire de la levure	13
Figure 5. Morphologie de certaines cellules de levure	14
Figure 6. Cycle de reproduction asexuée et sexuée d'une levure à ascospore.....	15
Figure 8. <i>Aspergillus niger</i>	18
Figure 9. Constitution chimique du substrat	21
Figure 10. Prétraitements de la biomasse	22
Figure 11. Inhibiteurs générés lors des prétraitements.....	25
Figure 12. Hydrolyse de la cellulose.....	27
Figure 13. Résidus de transformation de la tomate.....	33
Figure 14. Vue de la levure <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	34
Figure 15. Situation de l'unité de transformation	34
Figure 16. Les processus de productions de double concentré de tomate.....	35
Figure 17. Procédés de production du bioéthanol.....	38
Figure 18. Procédé d'extraction Soxhlet.....	39
Figure 19. Substrat solide issu d'un prétraitement chimique.....	41
Figure 20. Les concentrations de spores d' <i>Aspergillus niger</i>	41
Figure 21. Appareil expérimental pour la fermentation.....	42
Figure 22. Montages expérimentaux de distillation.....	43
Figure 23. Proportions des résidues de tomate.....	47
Figure 24 . Couleur et aspect d'extractibles.....	48
Figure 25. Taux d'extraction lipidique.....	49
Figure 26. Densité et degré alcoolique de distillat de différentes dilutions.....	50
Figure 27. Évolution du pH pendant la fermentation.....	52
Figure 28. Évolution des sucres totaux pendant la fermentation.....	54
Figure 29. Test d'inflammabilité du bioéthanol produit.....	55
Figure 30. Évolution de la production d'éthanol pendant la fermentation.....	55
Figure 31. Spectre chromatographique CPG de l'éthanol Absolu et du bioéthanol	56
Figure 32. Spectre IR de l'éthanol Absolu et du bioéthanol	57
Figure 33. Comparaison des rendements selon le type d'hydrolyse.....	60

Figure 34. Évolution du pH pendant la fermentation.....	62
Figure 35. Évolution de la consommation de sucre.....	63
Figure 36. Densité de distillat de différents substrats.....	63
Figure 37. Degré alcoolique de distillat de différents substrats.....	64
Figure 38. Le rendement.....	65
Figure 39. La masse de substrat (g) pour 1 ml de bioéthanol.....	65

Liste des tableaux

Tableau 1. Superficie destine à la tomate industrielle; wilaya d'Adrar.....	8
Tableau 2. Valorisation des résidus de tomate par bioprocédés.....	12
Tableau 3. Produits industriels produits par les levures.....	16
Tableau 4. Gammes de température pour les divers groupes de levures.....	16
Tableau 5. Applications industrielles et commerciales des moisissures.....	19
Tableau 6. Aspects macroscopique et microscopique de quelques souches isolées.....	59
Tableau 7. Effet de la concentration des spores.....	60
Tableau 8. Amélioration du rendement par type de Résidus.....	66

Liste des abréviations

CPG : Chromatographie Phase Gazeuse

Chlor : Chloroforme

D.O : Densité Optique

FAO : Food and Agriculture Organisation

H₂SO₄ : Acide Sulfurique

HCl : Acide Chlorhydrique

Hex : Hexane

Rsd : Résidus

PDA : Potato Dextrose Agar

S-grn : sans graines

Non Ex : Non extrait

TCT: Triple concentré de tomates

INTRODUCTION

Introduction

L'un des défis majeurs auxquels le monde est confronté, particulièrement dans le domaine environnemental, réside dans la nécessité de trouver des méthodes et stratégies pour gérer efficacement les déchets issus de la chaîne de production alimentaire, notamment les résidus de transformation de la tomate. Cette chaîne, qui englobe les étapes de production, transformation, consommation et génération de déchets, contribue à environ 19-25% des émissions de gaz à effet de serre [Loboguerrero et al. \(2019\)](#).

L'absence d'un contrôle adéquat des processus de décomposition de ces déchets a un impact considérable sur l'écosystème [\(Kowalska et al., 2019, Pataro et al., 2020\)](#). Il est important de noter que les industries de transformation génèrent des quantités considérables de déchets, se classant au deuxième rang après les déchets domestiques [\(Nicastro et al., 2021\)](#).

L'Algérie produit une quantité importante de tomates, la wilaya d'Adrar contribuant à environ 59 546,15 tonnes métriques [\(Dsa, 2022\)](#). Sur cette quantité, environ 13 368,8 tonnes sont destinées à la fabrication de concentré de tomate. Cette activité de transformation génère une grande quantité de déchets sous-exploités, composés de graines, de peaux et de pulpe, ayant ainsi un impact néfaste sur l'environnement.

Cette biomasse, qui ne concurrence pas l'alimentation humaine, représente une excellente source d'ingrédients, tels que les polysaccharides [\(Tommonaro et al., 2008\)](#), et est disponible en grandes quantités dans le monde [\(Boulal A., 2018\)](#), tels que les polysaccharides le lycopène, le β -carotène, les composés phénoliques, les flavonoïdes, l'acide lévulinique, les phytostérols, la cutine [\(Fritsch et al., 2017\)](#), l'huile végétale [\(Mechmeche et al., 2017\)](#), et les pigments naturels [\(Sharma et al., 2021\)](#).

Dans le contexte de la réduction des effets du changement climatique et de la transition énergétique, la valorisation en bio-produits et la recherche de sources d'énergie alternatives renouvelables et durables représentent des étapes fondamentales. La production de bioéthanol connaît différentes générations : la première utilise des matériaux riches en saccharose et en amidon [\(Saini et al., 2015\)](#), la deuxième se base sur des matériaux cellulosiques, et la troisième sur la biomasse algale [\(Azhar et al., 2017\)](#). L'utilisation de matières premières résiduelles pour l'éthanol évite la concurrence avec les produits alimentaires [\(Braide et al., 2016\)](#).

La biomasse, par sa disponibilité, son abondance et son faible coût (Kostov et al., 2010), constitue une bio-ressource idéale pour le développement de biocarburants (Thangavelu et al., 2016). Cette bioénergie de deuxième génération peut ainsi concurrencer les carburants fossiles et réduire les factures énergétiques (Capanoglu et al., 2022). Les recherches sur la valorisation des sous-produits de la tomate ont exploré diverses approches : production de bioéthanol à partir de tomates pourries avec *Saccharomyces cerevisiae* (Osei et al., 2020), fermentation de tomates de mauvaise qualité (Aramrueang, 2017), utilisation de souches bactériennes pour fermenter un hydrolysate de déchets (Patle et al., 2007), fermentation de peaux non traitées (Kasavi et al., 2012), et hydrolyse enzymatique de la pulpe (Lenucci, 2013). Cependant, un aspect n'a pas été suffisamment abordé : l'élimination des inhibiteurs de bioconversion présents dans les composants résiduels ou générés lors des prétraitements.

Cette étude explore une méthode de réduire l'effet des déchets agro-alimentaire sur l'environnement par la production de bioéthanol de deuxième génération à partir de biomasse cellulosique issue des résidus de transformation des tomates, démontrant leur potentiel en tant que ressource durable. Nous avons utilisé des résidus bruts, des résidus avec ou sans graines, soumis ou non soumis à extraction des extractibles en explorant les étapes clés (prétraitement, hydrolyse "acide et ou enzymatique", fermentation, distillation) et la caractérisation de l'alcool obtenu. Nous avons comparé aussi l'efficacité de différents substrats et analysé l'impact des méthodes de prétraitement et les conditions opératoires sur le rendement. Pour optimiser l'efficacité de ces processus, des étapes supplémentaires ont été intégrées, notamment l'extraction des composés inhibiteurs et la détoxification.

Cette thèse est structurée en cinq chapitres principaux, le premier chapitre offre un cadre théorique approfondi, sur la biologie et l'importance de la tomate industrielle. Le deuxième et troisième chapitres explorent respectivement des généralités sur les levures et moisissures et biomasse comme substrat pour le bioéthanol, analysant les enjeux et les situations associés. Le quatrième chapitre détaille les méthodes et les matériels expérimentaux employés pour mener à bien cette étude, tandis que le cinquième chapitre propose une discussion critique des résultats obtenus. Enfin, la thèse se conclut par des réflexions générales, des perspectives de recherche future.

CHAPIRE I

BIOLOGIE,

IMPORTANCE DE LA

TOMATE

INDUSTRIELLE

Chapire I: Biologie, importance de la tomate industrielle

1. Biologie et caractéristiques de la tomate

1.1 Définition

La tomate est une plante dicotylédone du genre *Solanum*, appartenant à la famille des Solanacées, et est autogame (Spoonner *et al.*, 1993), elle a été nommée *Solanum lycopersicon* par Linné en 1753. D'autres noms tels que *Solanum esculentum* et *Lycopersicon lycopersicum* ont été proposés, mais c'est finalement *Lycopersicon esculentum*, attribué par Philippe Mille en 1754, qui a été retenu (Munroe et Small, 1997).

1.2 Classification génétique

La tomate cultivée, *Lycopersicon esculentum*, est une espèce diploïde avec $2n = 24$ chromosomes, présentant des mutants monogéniques utiles pour la sélection. Bien qu'autogame, elle peut également se féconder par croisement, se comportant alors comme une plante allogame (Gallais et Bannerot, 1992).

1.3. Importance de la tomate

1.3.1 Dans le monde

En 2022, la production mondiale de tomates a atteint plus de 186 millions de tonnes, dont plus de 20 millions en Europe (FAO, 2022). Environ deux tiers de cette production est destiné à la vente fraîche, tandis qu'un quart à un tiers est transformé en divers produits comme le jus, la purée et le ketchup (Casa *et al.*, 2021).

1.3.2 Situation en Algérie

L'Algérie a connu une transformation agricole significative ces dernières décennies, grâce à des technologies modernes telles que l'irrigation goutte à goutte et la culture sous serre, ce qui a optimisé les rendements. La filière tomate industrielle est particulièrement importante pour plusieurs raisons. D'une part, le concentré de tomate est un élément clé de la cuisine algérienne et méditerranéenne. D'autre part, cette filière joue un rôle central dans le secteur agroalimentaire, offrant de nombreuses opportunités d'emploi, notamment dans l'Est du pays (Boukella, 1996).

1.3.2.1 Zones de culture de la tomate en Algérie.

Les principales zones de récolte se répartissent en quatre secteurs (Figure 1):

1. **Secteur Est** (Annaba, Tarf, Skikda, Jijel, Guelma) : Fournit Plus de 90 % de la production national.
2. **Secteur Centre** (Boumerdès, Tipaza, Blida, Aïn Defla, Chlef) : Récoltes importantes
3. **Secteur Ouest** (Relizane, Mostaganem, Sidi Bel Abbès, Aïn Témouchent) : Développement prometteur
4. **Secteur Sud** (Adrar, Biskra) : Cultures irriguées (Bouzig *et al.*, 2013).

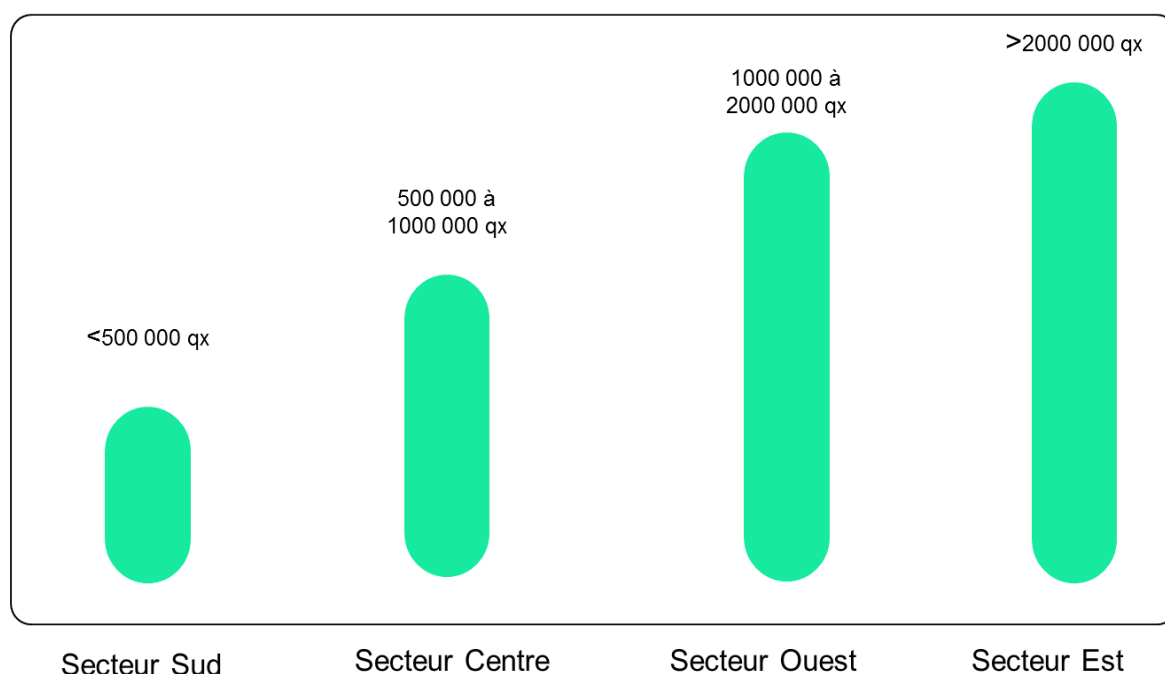


Figure 1. Zones de production de la tomate en Algérie (Madr, 2022)

1.4. État actuel de la filière tomate industrielle en Algérie

En Algérie, la culture des tomates destinées à l'industrie est principalement concentrée dans les wilayas d'El Tarf, Annaba, Guelma et Skikda, qui représentent 90 % de la superficie totale dédiée à cette culture. Selon les données Faostat (2022), l'Algérie se situe au deuxième rang derrière l'Espagne en termes de production de tomates en tonnage, comparativement à l'Espagne, la France, le Maroc, le Sénégal et la Tunisie

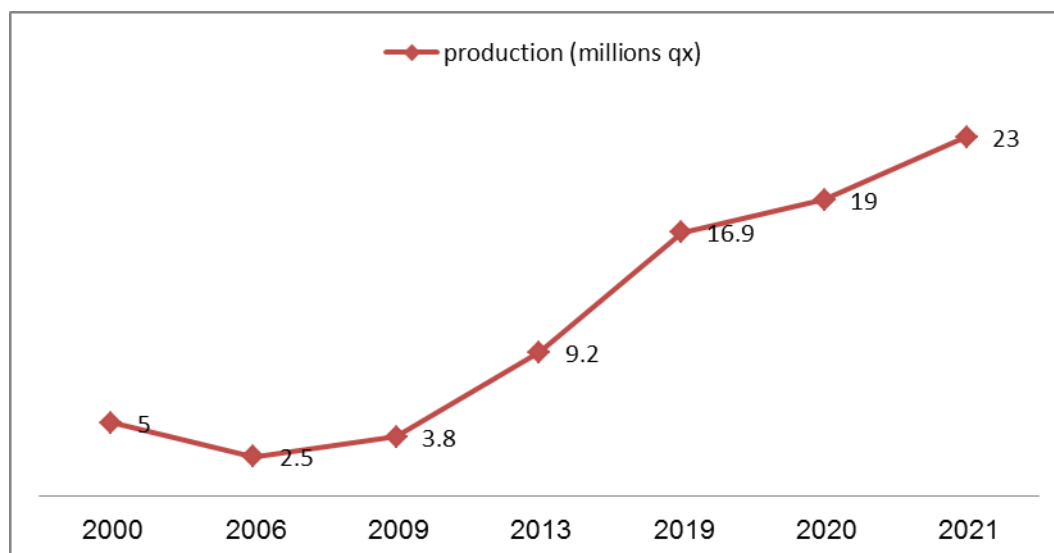


Figure 2. Production de la tomate en Algérie (Aps, 2022)

La production de la tomate industrielle s'est élevée à plus de 23 millions de quintaux en 2021 (Figure 2), enregistrant une croissance de plus de 17% par rapport à l'exercice précédent, ce qui a permis à l'Algérie d'assurer son autosuffisance en double concentré et triple concentré de tomate.

Les chiffres de transformation font état d'une production 2021 de l'ordre de 820 000 tonnes

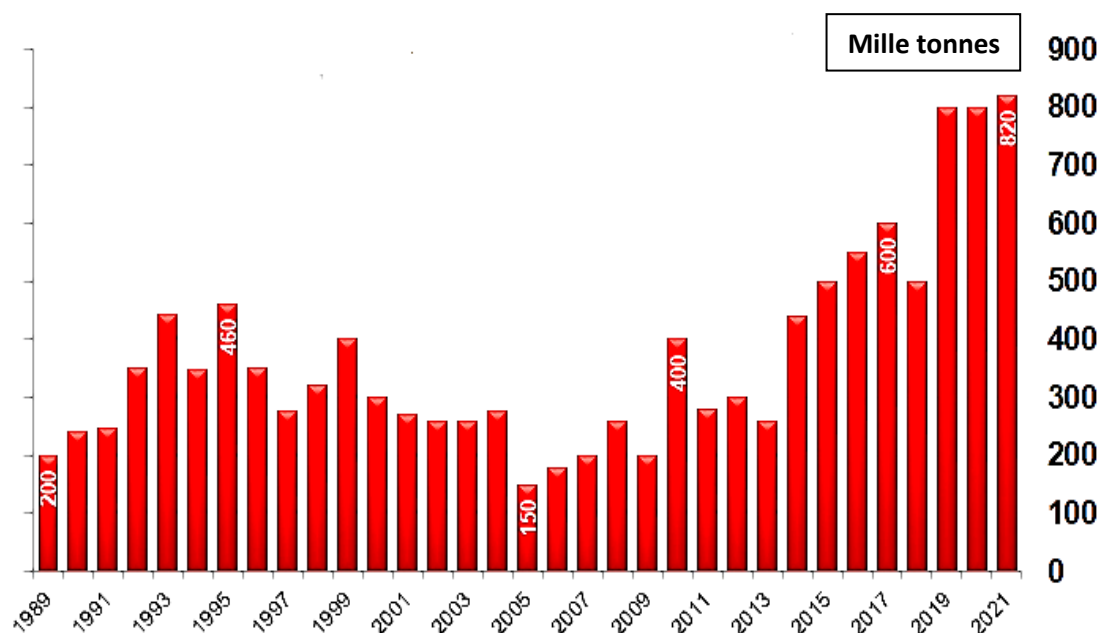


Figure 3. Transformation de la tomate industrielle en Algérie (mille tonne) (Tomatonews, 2022)

L'essor de la tomate industrielle en Algérie remonte aux années 1920, marqué par l'implantation de l'unité de transformation TOMACOOOP à Bône (actuelle Annaba) . La production actuelle se concentre principalement dans le nord-est algérien, où les wilayas d'El Tarf, Annaba, Guelma, Skikda et Jijel représentent 85% des surfaces cultivées à destination industrielle (Bouزيد *et al.*, 2013).

1.4.1 Cas de la wilaya d'Adrar

La tomate est une culture prisée par la population de la wilaya d'Adrar, au point qu'une festivité est organisée chaque année pour célébrer sa récolte. Dans la région de Touat, la production est principalement destinée à la consommation fraîche, tandis que le surplus est conservé par des méthodes traditionnelles de séchage. Après l'indépendance, dans les années 1970, le gouvernement a lancé un programme de révolution agricole qui a abouti à la création d'une usine de transformation de la tomate à Reggan, visant à développer cette production. Cependant, l'usine a rencontré des perturbations et a fermé pendant vingt ans. La privatisation des entreprises a permis une relance, et en 2014, l'usine a été rénovée et transformée en SARL sous le nom de « FOGARA ». En 2020-2021, elle a réussi à transformer 34,235,392 kg de tomates en produits de transformation (Triple concentré de tomates TCT).(Dsa Adrar, 2022)

Tableau 1. Superficie destinée à la tomate industrielle ; wilaya d'Adrar (Dsa Adrar, 2022)

	Superficie (ha)	Production (qx)
2018/2017	1419	730194.6
2019/2018	1128.6	424953.8
2020/2019	1139.9	692919.7
2021/2020	1097	688656

1.5 Produits de transformation de la tomate

Parmi les principaux produits de première transformation, on trouve Le jus de tomate, obtenu à partir de tomates broyées, sert souvent de couverture pour les conserves. La purée de tomate, également dérivée de tomates broyées, est utilisée dans divers produits alimentaires, tandis que le concentré de tomate est fabriqué en éliminant l'eau du jus jusqu'à obtenir une matière sèche d'au moins 8 % (hors sel).

2. Valorisation des résidus de transformation de la tomate

2.1. Les résidus de tomates

La transformation de la tomate produit une grande quantité de résidus en provenance de canaux d'eau, du lavage, du tri sur table, du pulpeur-raffineur et du nettoyage du matériel (Sogi *et al.*, 2003), ces résidus souvent appelés marc de tomate, représentant entre 2 % et 10 % du poids total des tomates traitées (Nour *et al.*, 2018 ; Coelho, 2023), sont un mélange de pelures de tomates, de graines écrasées et de petites quantités de pulpe qui restent après la transformation de la tomate en jus, en purée ou en ketchup.

L'industrie de transformation des tomates produit annuellement entre 6,2 et 9 millions de tonnes de résidus (Lu, 2019). Les États-Unis, l'union européenne et la Chine sont les principales régions de transformation, où de grandes quantités de résidus peuvent être collectées et valorisées (Carillo, 2018). En Algérie, la production annuelle de ces résidus est estimée à 1,305 million de tonnes par an (Fao, 2009).

Les résidus de tomates, souvent perçus comme une source de pollution, peuvent provoquer des odeurs désagréables et favoriser la prolifération de nuisibles. Leur valorisation est donc essentielle pour réduire ces impacts environnementaux (Rabak, 1917).

2.2. Composition chimique des résidus de tomate

Les résidus de tomate représentent environ 10 à 30% du poids des fruits frais, composés de 33% de graines, 27% de peaux et 40% de pulpe, ainsi que des tomates vertes non transformées et parfois des feuilles (King et Zeilder, 2004). Les déchets de tomates séchés contiennent 44% de graines et 56% de peaux et de pulpe.

2.2.1 Pulpes de tomate

Les analyses des composés pariétaux de la pulpe de tomate révèlent une forte teneur en cellulose brute et en lignine (24,65% de MS), comparativement à la pectine (5%) (Cotte, 2000). La pulpe est une source notable de vitamines B1, B2 et A (Aghajanzadeh-Golshani *et al.*, 2010). Les marc sont riches en protéines (17-22% de MS) et en lipides (10-15% de MS), avec une teneur en fibres élevée (cellulose brute de 33 à 57% de MS):

2.2.2 Grains de tomate

Les graines de tomate sont une excellente source de nutriments, y compris des caroténoïdes, des sucres, des fibres et des protéines, avec une composition en acides aminés similaire à celle des graines de soja ou de tournesol. Elles sont également riches en huile (18 à 27% de leur poids total) (Apria, 1969). La paroi de la graine mature est très lignifiée, avec une composition en polysaccharides et autres constituants pariétaux similaire à celle de la peau (5% de lignine).

2.2.3 Pelures

Les peaux de tomate représentent la plus grande part des co-produits des conserveries, avec des caractéristiques structurales et biochimiques qui influencent leur valeur alimentaire (Aissa, 2006). Elles sont principalement composées de cellules à parois lignifiées (15 à 35% de lignine) et recouvertes d'une cuticule formée de cires ou de cutine. Les composants principaux de la paroi incluent des glycoprotéines et de la lignine. Les pelures contiennent également des quantités significatives de caroténoïdes (environ 500 mg/kg de MS), principalement sous forme de lycopène (Knoblich *et al.*, 2005).

2.3. Bioprocédés de valorisation des résidus de tomate

Le tableau 2 ci-dessous synthétise les principales voies de valorisation identifiées par la recherche scientifique.

Tableau 2. Valorisation des résidus de tomate par bioprocédés

Valorisation	Points clés	Référence
Alimentation	Fibres, protéines, nutrition humaine/animale	(Kaur <i>et al.</i> , 2008)
Antioxydant	Lycopène, caroténoïdes, enrichissement d'huiles	(Kaur <i>et al.</i> , 2008)
Enzymes	Production bactérienne, xylanase	(Katapodis <i>et al.</i> , 2006)
Huiles	Graines (20%), huile de salade, cosmétiques	(Eller <i>et al.</i> , 2010)
Thérapeutique	Prévention de maladies, traitement diarrhée	(Lester et Morrison, 1946)

Les déchets de l'industrie de la tomate représentent un gisement considérable de biomasse valorisable. Ces résidus, souvent négligés, contiennent des composés bioactifs et des nutriments exploitables dans divers secteurs industriels.

CHAPITRE II

GÉNÉRALITÉS SUR
LES LEVURES ET
MOISSISSURES

Chapitre II: généralités sur les levures

1. Les levures

1.1. Description des levures

Les levures sont des champignons microscopiques eucaryotes, Leur reproduction se fait principalement par bourgeonnement, bien que certaines espèces, comme *Schizosaccharomyces*, se divisent par fission (Labrani, 2016).

Environ 1500 espèces ont été identifiées, utilisant des critères morphologiques, physiologiques et moléculaires, l'analyse des séquences gagnant en popularité pour la taxonomie (Phale, 2018).

Les levures colonisent divers environnements, allant des tissus végétaux riches en sucres jusqu'aux milieux extrêmes, comme les régions polaires (Walker, 2009). Leur morphologie varie, avec des tailles de 5 à 10 μm et une paroi cellulaire rigide représentant 25 % de leur poids sec (Labrani, 2016). En tant qu'eucaryotes, elles possèdent un noyau, des chromosomes et des organites membranaires, tels que les mitochondries et l'appareil de Golgi (Figure 4,5).

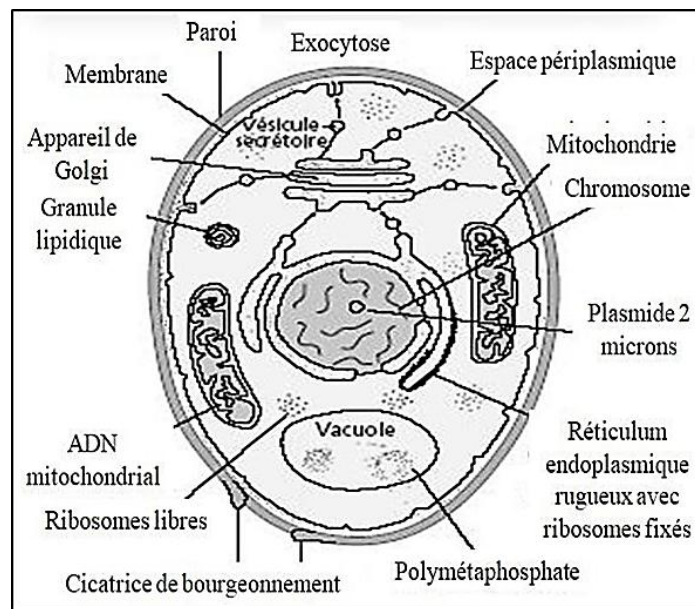


Figure 4. Représentation schématique de la structure cellulaire de la levure (Larpen et Gourgaud, 1997)

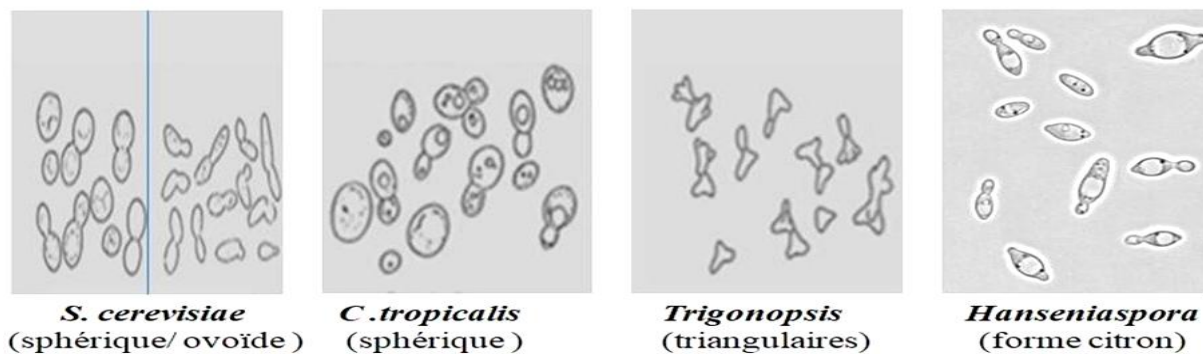


Figure 5. Morphologie de certaines cellules de levure (X100) (Leveau et Bouix, 1993 modifié)

1.2. Classification des levures

La classification des levures est mise à jour en intégrant de nouveaux critères tels que la composition en bases azotées de l'ADN, la structure de la paroi cellulaire et le type de coenzyme Q, permettant ainsi des analyses plus précises (Msahazi, 2015). Elle recense 60 genres et 500 espèces de levures et les divise en trois grands groupes selon leurs modes de reproduction :

- **Ascomycètes** : Produisent des spores sexuées (ascospores) à l'intérieur d'une cellule fertile (asque). *Puccinia graminis* .
- **Basidiomycètes** : Produisent des spores sexuées (basidiospores) à l'extérieur d'une cellule fertile (baside). *Agaricus bisporus* . *Puccinia graminis* .
- **Deutéromycètes** : Ne présentent pas de reproduction sexuée connue et se multiplient uniquement par voie végétative. (*Candida albicans* (levure pathogène)

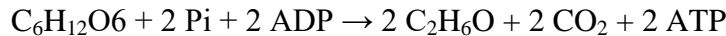
1.3. Métabolisme des levures

Les levures, en tant que microorganismes chimio-organotrophes, utilisent principalement des sucres comme le glucose, le fructose ou le saccharose pour leur croissance. Elles peuvent également métaboliser d'autres composés organiques tels que les acides aminés et les alcools. Leur production d'énergie se fait par deux voies métaboliques :

- **Respiration** : Nécessite de l'oxygène et produit 36 ATP par molécule de glucose en oxydant complètement celui-ci en CO₂.



- **Fermentation** : Se produit en absence d'oxygène, générant de l'éthanol, du CO₂ et seulement 2 ATP par molécule de glucose.



Bien que la respiration soit préférée pour son rendement énergétique, les levures se tournent vers la fermentation en dernier recours, les deux processus commençant par la glycolyse, qui convertit le glucose en pyruvate.

1.4. Caractéristiques sexuelles et culturelles des levures

Les levures, majoritairement diploïdes, se reproduisent par voie sexuée (formation d'asques et d'ascospores, téliospores chez les basidiomycètes) et asexuée (division cellulaire) (Figure 6). Leur culture est aisée, aussi bien en milieu liquide que solide, et présente des morphologies variées selon les espèces, incluant des sédiments, pellicules, et colonies butyreuses ou pigmentées (Phale, 2018). Les levures haploïdes (types a ou α) peuvent fusionner pour former un zygote diploïde (Caudron, 2014).

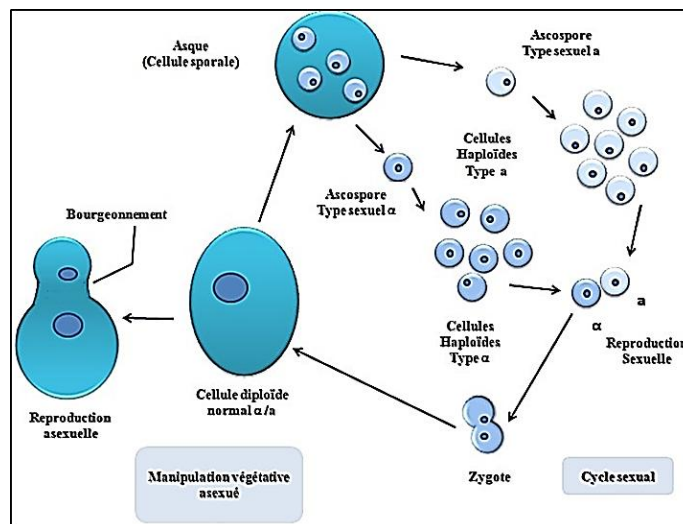


Figure 6. Cycle de reproduction asexuée et sexuée d'une levure à ascospore (Houcent, 2015)

1.5. Applications biotechnologiques des levures

Le métabolisme diversifié des levures leur confère une importance majeure en biotechnologie, intervenant dans la production alimentaire, industrielle (enzymes, vitamines, produits chimiques), médicale (molécules d'intérêt) et la valorisation de déchets (Walker, 2009).

Tableau 3. Produits industriels produits par les levures

Commodité	Exemples
Brevages	Bière, vin, cidre (Walker, 2009)
Alimentation animale	Levure de boulangerie, extraits de levure, levure fourragère
Produits chimiques	Bioéthanol, dioxyde de carbone, glycérol, vitamines, catalyseurs
Enzymes	Invertase, inulinase, pectinase, lactase, lipase (Walker, 2009)
Protéines recombinantes	Insuline, vaccins (hépatite B), anticorps, facteurs de croissance

1.6. Facteurs influençant la croissance et la répartition des levures

Face aux stress environnementaux (température, salinité, pH), les levures modifient leur expression génique pour augmenter la production de protéines protectrices (Toone et Jones, 1998).

1.6.1. La température

Les levures mésophiles se croissent de manière optimale entre 25 et 30°C, mais des variations existent selon les espèces (psychrophiles ou thermophiles), la température affectant la viabilité cellulaire, la production de protéines et la composition lipidique membranaire (Watson, 1987).

Tableau 4. Gammes de température pour les divers groupes de levures (Hencke, 2000)

	Température minimale	Température optimale	Température maximale
Psychrophiles	5°C	< 15°C	< 20°C
Psychrotrophes	Jusqu'à 0°C	20-30°C	35°C
Mésophiles	15-20°C	20-45°C	< 45°C
Thermophiles	45°C	55-65°C	> 100°C

1.6.2. pH des levures

Les levures se développent de manière optimale entre un pH de 4,4 jusqu'à 6,5, avec une tolérance allant de 2,4 à 8,6, et certaines espèces comme *Zygosaccharomyces rouxii* peuvent

tolérer jusqu'à 1,5 (Larpent et Gourgaud, 1997). Cependant, leur croissance est inhibée par divers acides organiques, tels que l'acide acétique et l'acide citrique.

1.6.3. Salinité

La salinité affecte négativement la croissance des levures, influençant leur viabilité cellulaire et la composition membranaire (Huh *et al.*, 2002). La tolérance au sel varie selon les espèces et repose sur l'accumulation de glycérol et d'arabinitol pour l'osmorégulation, ainsi que sur des mécanismes de phosphorylation protéique impliquant la calcineurine (Lippuner *et al.*, 1996).

2. Les moisissures

2.1. Caractéristiques générales

Les moisissures sont des organismes filamenteux hétérotrophes, vivant en symbiose, en tant que parasites ou saprophytes sur des déchets organiques (Nicklin *et al.*, 2000). Elles sont généralement aérobies, acidophiles (pH de 3 à 7) et mésophiles (20 à 30 °C), bien que certaines soient psychrophiles, se développant à des températures inférieures à 15 °C (Botton *et al.*, 1990). Elles ont un faible besoin en eau et possèdent des propriétés lytiques, ce qui les rend à la fois des agents de dégradation et des outils industriels (Boiron, 1996).

2.2. Mode de reproduction

Les moisissures se reproduisent par la production de spores, qui peuvent être d'origine sexuelle (*zygospores*, *oospores*, *ascospores*, *basidiospores*) ou végétative (*conidies*). Les spores végétatives incluent les thallospores, les sporangiospores et les conidiospores, assurant la reproduction et la dissémination (Guiraud, 1998).

2.3. Conditions de croissance

Ces microorganismes nécessitent des nutriments de base (carbone, azote, minéraux) pour leur croissance, utilisant des enzymes extracellulaires pour dégrader des substrats complexes (Davet, 1996). Leur développement est influencé par des facteurs tels que la température (25-35 °C), l'humidité, le pH (4,5-8,0), l'oxygène et l'activité en eau, avec une tolérance particulière pour les genres *Aspergillus* et *Penicillium* (Castegnaro et pfohl, 2002).

2.4. Modes de vie

1. **Saprophytisme** : Les moisissures décomposent la matière organique, recyclant les éléments minéraux et produisant des acides humiques.
2. **Parasitisme** : Certaines passent du saprophytisme au parasitisme en infectant les plantes et les animaux.
3. **Symbiose** : Elles s'associent à d'autres organismes dans des relations bénéfiques, comme les mycorhizes (Kachour, 2005).

2.5. Isolement et identification des moisissures

Les méthodes directes d'isolement cultivent les champignons sur un milieu nutritif, tandis que les techniques indirectes utilisent des substrats pour piéger les champignons (Davet et Rouxel, 1997). L'identification repose sur des critères macroscopiques (aspect des colonies, structures de fructification) et microscopiques (thalle, classification des spores) (Botton *et al.*, 1990).

2.5.1. *Aspergillus niger*

Aspergillus niger est un champignon à croissance rapide (2-3 jours) sur des milieux classiques comme la gélose au malt ou de Sabouraud, avec une température optimale de 25 à 30 °C, mais pouvant se développer jusqu'à 42 °C. Ses colonies évoluent du blanc au jaune, puis au noir à maturité, avec un revers incolore ou jaune pâle. Microscopiquement, il présente des têtes conidiennes bisériées, radiées et brunâtres, des conidiophores longs (1,5-3 mm) et des conidies globuleuses, brunes et échinulées (3,5-5 µm). Des sclérotes, initialement crème, deviennent chamois vinacé avec le temps (Figure 8) (Tabuc, 2007).

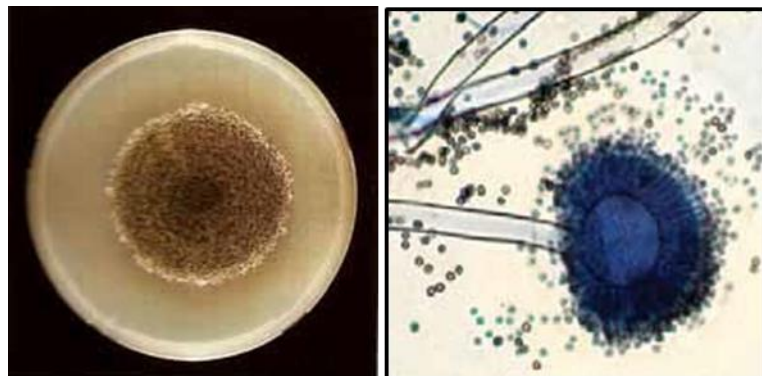


Figure 8. Vue d'*Aspergillus niger* (x100)

(a : culture de 7 jours sur gélose au malt à 25°C et b : aspect microscopique) (Tabuc, 2007)

2.7. Intérêts industriels des moisissures

Les moisissures représentent une ressource microbienne aux applications industrielles variées. leurs capacités métaboliques en font des organismes précieux pour plusieurs secteurs. Le tableau ci-dessous présente une synthèse des principaux intérêts industriels de ces champignons filamenteux.

Tableau 5. Applications industrielles et commerciales des moisissures

Type d'intérêts	Intérêts	Source
Acides organiques	Production d'acide citrique par <i>Aspergillus niger</i> pour l'industrie alimentaire	(Botton <i>et al.</i> , 1999)
Enzymes	Enzymes d' <i>Aspergillus niger</i> essentielles dans les secteurs alimentaire et biotechnologique	(Kosikowski, 1988)
Enzymes spécialisées	Protéases alcalines et cellulases d' <i>Aspergillus oryzae</i> et <i>Trichoderma harzianum</i> pour détergents, industries papetière et textile	(Miller, 2002)
Lipides et biotransformations	Production de lipides par <i>Aspergillus</i> et <i>Penicillium</i> ; biotransformation en antibiotiques semi-synthétiques par <i>Penicillium chrysogenum</i>	(Botton <i>et al.</i> , 1999)
Applications médicales	Alcaloïdes de l'ergot de seigle utilisés dans divers traitements gynécologiques	(Botton <i>et al.</i> , 1999)
Métabolites industriels	Les moisissures sont utilisées dans divers secteurs industriels, notamment alimentaire et pharmaceutique, pour leurs métabolites.	(Larpen-Gourgaud et Sanglier, 1992)

Ce tableau illustre la polyvalence des moisissures comme agents de biotransformation et producteurs de composés à haute valeur ajoutée. Le genre *Aspergillus* apparaît particulièrement important dans diverses applications industrielles. L'exploitation de ces micro-organismes représente un exemple réussi de valorisation microbienne.

CHAPITRE III

BIOMASSE COMME
SUBSTRAT POUR LE
BIOÉTHANOL

Chapitre III: Biomasse comme substrat pour le bioéthanol

1. La biomasse

1.1 Définition de la biomasse végétale

Les résidus de biomasse englobe « la fraction biodégradable des produits, déchets et résidus provenant de l'agriculture, de la sylviculture et des déchets industriels et ménagers » (Iutsd, 2017). En raison de sa diversité, la biomasse est renouvelable, durable et respectueuse de l'environnement, et elle peut être transformée pour produire de la bioénergie et divers produits d'intérêt.

1.2 Structure et caractérisation de la biomasse végétale

1.2.1 Composition biochimique

En général, la biomasse est composée de 48 % de carbone, 6 % d'hydrogène et 45 % d'oxygène, avec une faible proportion de matière inorganique. Par exemple, l'analyse de la paille de riz et de blé a montré des matières volatiles respectivement à 65,47 % et 75,27 %, avec des cendres estimées à 18,67 % pour la paille de riz et 7,02 % pour la paille de blé (Molina-Sabio *et al.*, 2004).

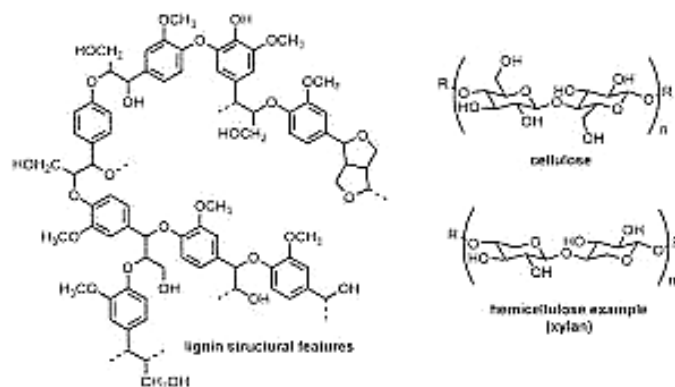


Figure 9. Constitution chimique de la biomasse végétale (Molina-Sabio *et al.*, 2004).

La matière se divise en trois composants principaux (Molina-Sabio *et al.*, 2004): Cellulose, hémicellulose et la lignine.

1.2.1.1 Cellulose

La cellulose, a une structure cristalline stabilisée par des liaisons hydrogène et des forces de dispersion (Somerville *et al.*, 2012).

1.2.1.2 Hémicellulose

L'hémicellulose est un hétéropolymère amorphe composé de différents sucres nécessitant une large gamme d'enzymes pour son hydrolyse (Somerville *et al.*, 2012).

1.2.1.3 Lignine

La lignine, polymère phénolique amorphe, confère au bois sa résistance et sa couleur, et forme des liaisons complexes avec les hémicelluloses (Somerville *et al.*, 2012).

1.2.1.4 Composés extractibles

Les composés extractibles sont des molécules de faible à moyen poids moléculaire pouvant être extraites des cellules végétales sans altérer leur structure. Dans le bois, ces substances représentent généralement moins de 10 % du matériau. Les extraits peuvent inclure une variété de molécules, classées selon leur polarité ou leur solubilité dans différents solvants. Par exemple, les extraits de liège comprennent des n-alcanes, des cires, des acides gras et des polyphénols, généralement divisés en deux groupes : les composés aliphatiques solubles dans des solvants peu polaires et les composés phénoliques extraits par des solvants polaires (Figure 9). (Maarouf *et al.*, 2020).

1.3. Prétraitements de la biomasse végétale

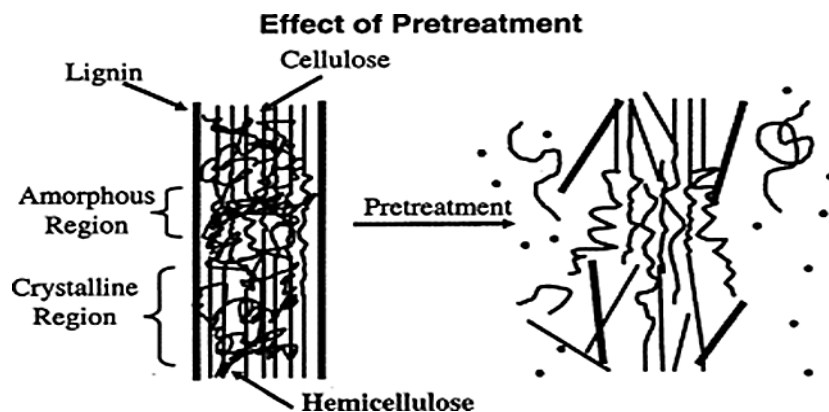


Figure 10. Prétraitements de la biomasse végétale (Hsu *et al.* 1980)

1.3.1 Prétraitements physiques

La comminution mécanique de la biomasse, incluant des méthodes comme le broyage et le déchiquetage, vise à réduire la taille des particules pour améliorer la digestibilité des matériaux lignocellulosiques. Par exemple, le fraisage et le broyage peuvent réduire les particules à des dimensions de 0,2 à 2 mm, tandis que le déchiquetage abaisse la taille à 10-30 mm (Sun et Cheng, 2002).

1.3.2 Prétraitements physico-chimiques

* **Prétraitement à la vapeur** : Le prétraitement à la vapeur (PV) est l'une des méthodes physico-chimiques les plus couramment utilisées. Il consiste à traiter la biomasse avec de la vapeur saturée à haute pression (160-240 °C) pour favoriser l'hydrolyse de l'hémicellulose. Ce processus génère des acides qui catalysent l'hydrolyse, augmentant ainsi la digestibilité de la cellulose tout en solubilisant l'hémicellulose. Une sévérité trop élevée peut produire des inhibiteurs qui nuisent à la fermentation (Wright, 1988).

* **Voie hydrothermale**: La voie hydrothermale utilise de l'eau chaude pour prétraiter la biomasse, favorisant l'hydrolyse de l'hémicellulose et l'élimination de la lignine. À des températures optimales de 180-190 °C, cette méthode permet de minimiser la formation de produits inhibiteurs (Yang et Wyman, 2004). Des configurations de réacteur spécifiques, comme le passage d'eau chaude sur un lit fixe de lignocellulose, sont recommandées pour optimiser l'extraction des sucres.

1.3.3 Prétraitements chimiques

L'hydrolyse acide utilise des acides (comme HCl ou H₂SO₄) à basse température (40-100 °C) pour dégrader la cellulose et l'hémicellulose. Cependant, cette méthode présente des inconvénients, tels que la corrosion des équipements et la formation de composés inhibiteurs comme les phénols et le furfural (Mosier *et al.*, 2005).

* **A l'acide dilué**: L'hydrolyse à l'acide dilué, utilisant généralement de l'acide sulfurique ou chlorhydrique, permet de décomposer les polysaccharides en sucres simples. Les conditions de réaction impliquent des concentrations d'acide faibles (1-5 %) et des températures modérées (100-200 °C).

* *A l'acide concentré*: Le procédé Bergius, utilisant de l'HCl concentré, est abandonné en raison de la difficulté de recyclage et de la corrosion. L'hydrolyse à l'acide sulfurique concentré demeure la méthode la plus étudiée, bien qu'elle soit coûteuse.

1.3.4 Procédé d'hydrolyse alcaline

Le procédé kraft, connu dans l'industrie papetière, utilise un mélange de NaOH et Na₂S pour enlever l'hémicellulose et la lignine (Adam, 2008). Les agents alcalins facilitent l'infiltration des réactifs dans les fibres de cellulose, rendant la lignine et l'hémicellulose plus accessibles.

* *Prétraitement à la chaux et par oxydation humide*: Le prétraitement à la chaux utilise une solution de Ca(OH)₂ pour solubiliser l'hémicellulose et la lignine à faible coût et à différentes températures (Chang *et al.*, 1998). L'oxydation humide, en ajoutant un agent oxydant, améliore également l'élimination de ces composants.

1.3.5 Utilisation de liquides ioniques et organosolv

Ces procédés impliquent la rupture des liaisons éther dans la lignine et l'hémicellulose à l'aide de solvants organiques. L'Organosolv, utilisant des solvants organiques en combinaison avec de l'eau, permet l'extraction efficace de la lignine et des hémicelluloses tout en minimisant l'utilisation de produits inorganiques (Saidi, 2011).

1.3.6 Prétraitements biologiques

Le traitement biologique, utilisant des microorganismes comme les champignons, offre une méthode écologique pour dégrader la biomasse lignocellulosique. Cette méthode "ne nécessite pas d'énergie élevée ou d'équipement coûteux". Les champignons de pourriture blanche, comme *Phanerochaete chrysosporium*, sont particulièrement efficaces pour décomposer la cellulose et la lignine. Des études ont montré que certaines espèces peuvent éliminer jusqu'à 50 % de la lignine, rendant ce processus prometteur pour le prétraitement de la biomasse (Galbe et Zacchi, 2007).

1.4. Inhibiteurs générés lors des prétraitements

Le prétraitement sévère de la biomasse génère des composés toxiques qui inhibent l'hydrolyse et la fermentation. Ces inhibiteurs, notamment les dérivés furaniques, les acides faibles et les composés phénoliques, acide acétique, furfural, phénols, acides aromatiques, aldéhydes, sulfites, lignosulfates, certains ions, etc (Hahn-H., *et al.* 1991), dépendent de plusieurs facteurs, y compris la nature de la biomasse et les conditions de prétraitement. Leur effet inhibiteur résulte d'interactions complexes, rendant certaines méthodes de prétraitement plus propices à la formation d'inhibiteurs spécifiques (Figure 11).

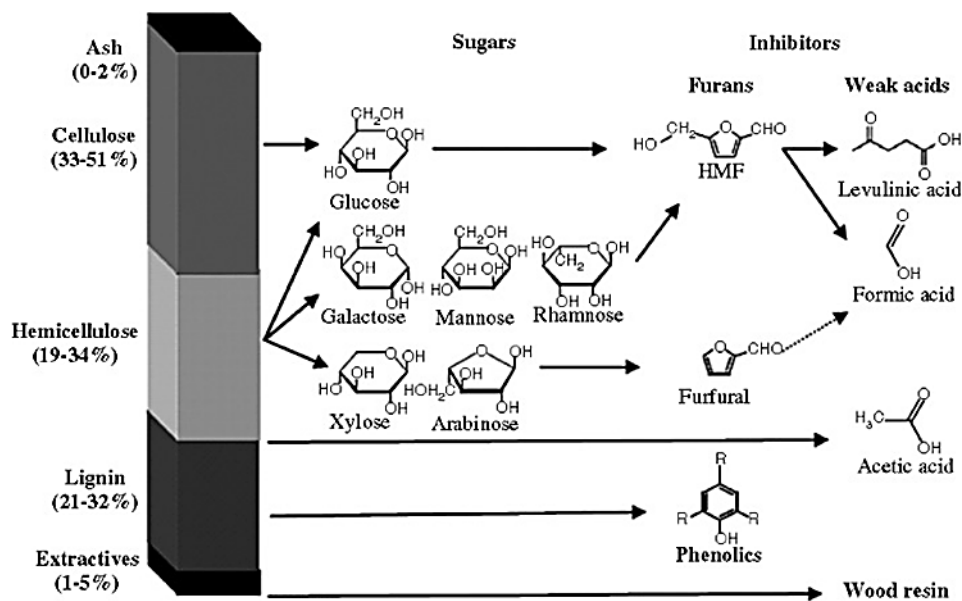


Figure 11. Inhibiteurs générés lors des prétraitements (Maarouf *et al.*, 2020).

1.5 La détoxification

La détoxification des hydrolysats peut s'effectuer par plusieurs méthodes, choisies en fonction des composés inhibiteurs à éliminer et des considérations économiques.

- ✓ **I .5.1 Procédé alcalin (overliming)** : Ce processus augmente le pH de l'hydrolysat pour former un précipité, généralement de sulfate de calcium (gypse). Il permet de réduire les furanes et les composés phénoliques, sans effet sur les acides organiques. L'overliming peut être réalisé avec divers agents alcalins, tels que l'hydroxyde de calcium, d'ammoniaque, de magnésium, de barium, ou de soude.

- ✓ **Résines échangeuses d'anions** : Ces résines purifient l'hydrolysate en éliminant la plupart des inhibiteurs. Par exemple, sur un hydrolysate acide de bagasse de canne à sucre, elles ont permis d'éliminer 63,4% des furanes et 75,8% des composés phénoliques (Clark, T.A. et Mackie, K.L., 1984)
- ✓ **Charbons actifs** : En contact avec l'hydrolysate, le charbon actif élimine efficacement les composés phénoliques et réduit les furanes et l'acide acétique. Ce charbon peut être régénéré par immersion dans de l'eau bouillante
- ✓ **Enzymes** : L'utilisation d'enzymes, comme les laccases, transforme des composés inhibiteurs en formes moins toxiques. Elles sont efficaces pour éliminer les composés phénoliques, bien que sans effet sur d'autres inhibiteurs (Larsson *et al.*, 1999)
- ✓ **Microorganismes** : Certains microorganismes, comme *Trametes versicolor* et *Cyathus stercoreus*, peuvent produire des laccases. D'autres peuvent transformer des inhibiteurs tels que HMF et furfural en composés moins toxiques
- ✓ **Produits chimiques** : L'ajout de dithionite (5 à 10 mM) améliore les rendements de fermentation en réduisant la nocivité des inhibiteurs. Le sulfite possède une propriété similaire (Alriksson *et al.*, 2011). Des composés comme le tréhalose et la glutathione peuvent également protéger les levures en agissant directement sur elles

1 .6. Hydrolyse enzymatique des polysaccharides

L'hydrolyse enzymatique est effectuée par des cellulases hautement spécifiques, produisant principalement des sucres réducteurs comme le glucose. Contrairement à l'hydrolyse chimique, elle se déroule dans des conditions douces, à un pH de 4,8 et à des températures de 45 à 50 °C, qui sont optimales pour les enzymes. Un avantage majeur de l'hydrolyse enzymatique est qu'elle ne cause pas de problèmes de corrosion (Duff *et Murray*, 1996). Cependant, elle présente une cinétique beaucoup plus lente, nécessitant plusieurs heures, tandis que l'hydrolyse chimique ne prend que quelques minutes. De plus, le produit final de l'hydrolyse enzymatique peut inhiber l'enzyme, affectant ainsi le processus, à moins qu'il ne soit éliminé immédiatement après sa formation. Par ailleurs, le coût des enzymes constitue un goulot d'étranglement majeur dans la production d'éthanol à partir de biomasse.

1.6.1 Hydrolyse de la cellulose

Les cellulases se distinguent par leur capacité à hydrolyser la cellulose et sont classées dans des familles de glycosyl hydrolases selon le système CAZy, en fonction de leur homologie de séquence. La dégradation enzymatique de la cellulose en glucose nécessite l'action synergique de trois classes d'enzymes (Figure 12):

- **Endoglucanases (EGs) (EC 3.2.1.4)** : Hydrolysent aléatoirement les liaisons β -1,4-glucosidiques internes de la cellulose (Dashtban *et al.*, 2009)

Cellobiohydrolases (CBHs) (EC 3.2.1.91) : Clivent les unités de cellobiose aux extrémités de la chaîne (Lynd *et al.*, 2002)

- **β -glucosidases (BGs) (EC 3.2.1.21)** : Hydrolysent la cellobiose en glucose et clivent les unités de glucose des oligosaccharides cellulaires (Dashtban *et al.*, 2009)

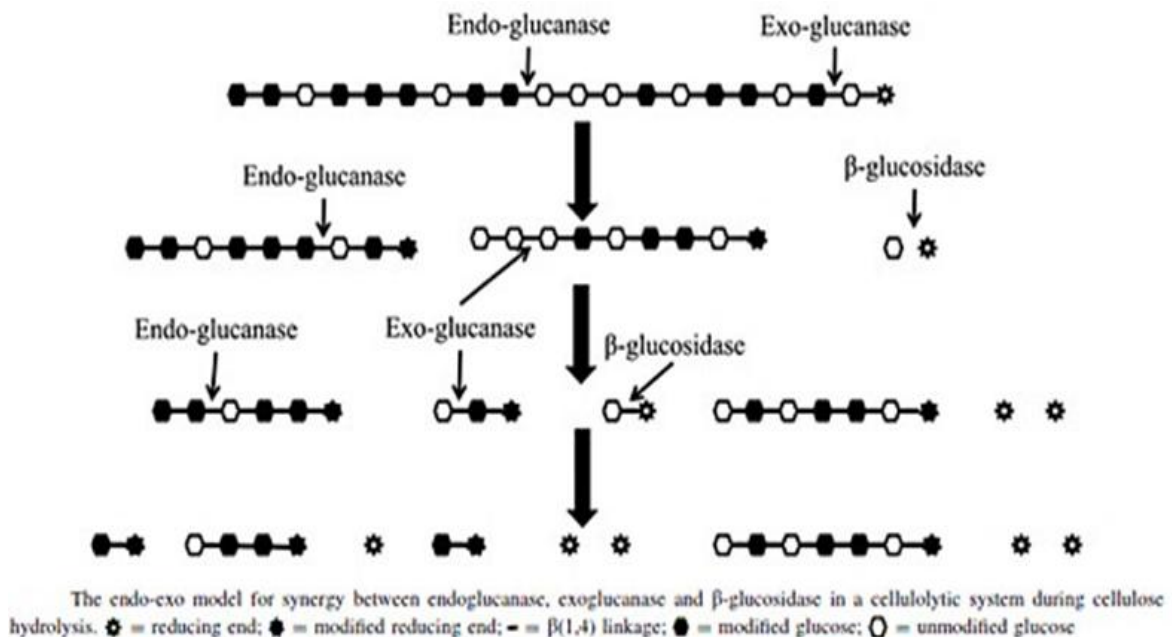


Figure 12. Hydrolyse de la cellulose (Saini *et al.* 2015)

2. Bioéthanol

Le terme bioéthanol est un amalgame entre le préfixe bio du grec *bios*, *vie*, *vivant* et du terme éthanol. Le préfixe bio indique que l'éthanol est produit à partir de matière organique

(biomasse) et n'a pas de lien avec le terme « bio » généralement utilisé pour désigner l'agriculture biologique. Le bioéthanol est produit par fermentation du sucre provenant des cultures sucrières (canne à sucre, betteraves, blé) (Julien, 2012), ou provenant des cultures contenant de l'amidon (graines), les déchets agricoles, les déchets forestiers, les déchets municipaux, les fumiers de bétail, etc. Lorsque les sucres sont présents sous forme de polysaccharides, un processus d'hydrolyse (acide ou enzymatique) est généralement utilisé pour la délignification et la formation de sucres fermentescibles avant la fermentation. À l'aide de micro-organismes (par exemple, la levure), les sucres hydrolysés (par exemple, le glucose) sont convertis en éthanol (bioéthanol) pendant le processus de fermentation. La distillation et la déshydratation sont ensuite utilisées pour produire un alcool sans indice d'octane élevé, également appelé éthanol déshydraté ou éthanol anhydre (Champagne, 2008). L'éthanol synthétique est un composé chimique de formule C_2H_5OH produit par voie de synthèse chimique, il est fabriqué à partir d'éthylène issu du craquage d'hydrocarbures comme le pétrole ou le gaz naturel. Le processus de production principal repose sur l'hydratation de l'éthylène (Tamers, 2006) en présence d'acide sulfurique, suivant une réaction en deux étapes : d'abord la formation d'acide éthylsulfurique, puis son hydrolyse.

2.1 Propriétés physiques

L'éthanol est un liquide incolore, inflammable et légèrement toxique, avec la formule CH_3-CH_2-OH . Il devient visqueux à $-80^{\circ}C$, se congèle à $-117,3^{\circ}C$ et bout à $78,35^{\circ}C$ à pression atmosphérique. Sa masse moléculaire est de 46,07 g/mol, sa densité à $20^{\circ}C$ est de 0,7893 et son indice de réfraction est de 1,3611 (Rakotondraivo H., 2014).

2.2 Propriétés chimiques

L'éthanol n'attaque pas les métaux courants comme le fer ou le cuivre, mais réagit avec l'aluminium. Son point d'éclair est à $+16^{\circ}C$, et son pouvoir calorifique est de 6642 cal/kg, faisant de lui une source d'énergie considérable. L'oxydation lente de l'éthanol à froid produit des aldéhydes (Rakotondraivo H., 2014).

2.3 Modes de consommation

a- Secteur Automobile et Transport: Le bioéthanol est un carburant alternatif prometteur, bien qu'il ait un pouvoir calorifique inférieur (21,1 MJ/L) à celui de l'essence (30-33 MJ/L).

Cependant, son indice d'octane plus élevé permet d'améliorer l'efficacité thermique des moteurs. Divers mélanges comme le E5, E10 et E85 sont utilisés, et des recherches sont en cours pour des applications dans le transport lourd et aéronautique (Cruz *et al.*, 2014).

b- Secteur Industriel: Dans l'industrie, le bioéthanol est un solvant polyvalent utilisé pour la fabrication de peintures, plastiques, cosmétiques et produits de nettoyage, agissant comme réactif dans la synthèse chimique. (Cruz *et al.*, 2014).

c- Secteur Médical et Pharmaceutique: Le bioéthanol est largement utilisé pour ses propriétés antiseptiques dans les solutions hydroalcooliques et la stérilisation du matériel médical. Il joue un rôle clé dans la production de gel hydroalcoolique, surtout durant la pandémie de COVID-19. (Cruz *et al.*, 2014).

d- Secteur Domestique: En milieu domestique, le bioéthanol est utilisé pour le chauffage avec des cheminées à éthanol et dans des produits d'entretien ménagers pour ses propriétés désinfectantes et dégraissantes.

e- Secteur Agroalimentaire: Dans l'agroalimentaire, le bioéthanol est essentiel pour la production de vinaigre et l'extraction d'arômes naturels, tout en servant de conservateur efficace (E1510) grâce à ses propriétés antimicrobiennes.

f- Secteur Énergétique: En tant que source d'énergie renouvelable, le bioéthanol est utilisé dans la cogénération pour produire électricité et chaleur, contribuant à réduire les émissions de gaz à effet de serre et à diversifier les sources d'énergie. (Cruz *et al.*, 2014).

2.4. Fermentation alcoolique et production de bioéthanol

La fermentation est un processus biologique qui transforme la matière organique en énergie, produisant de l'ATP même en l'absence d'oxygène, bien que moins efficacement que la respiration. Utilisée depuis des millénaires, la fermentation est essentielle dans la production d'éthanol.

La levure *Saccharomyces cerevisiae* est la plus couramment utilisée pour ce processus, transformant le glucose en éthanol selon la réaction :



Parmi les espèces utilisées on peut citer:

- *Saccharomyces cerevisiae*: Cette levure unicellulaire, d'une taille variant de 1 à 9 μm , est cruciale dans la fermentation alcoolique. Louis Pasteur a démontré son rôle dans ce processus entre 1857 et 1863 (Salma *et al.*, 2014). *S. cerevisiae* est efficace pour fermenter les sucres, produisant bioéthanol et jouant un rôle clé dans les énergies renouvelables et les biocarburants. Elle est également utilisée dans la production de molécules d'intérêt pharmaceutique, ses avantages incluent une tolérance élevée à l'éthanol (180 g/L) et la capacité de fermenter à des pH acides (3-4), limitant ainsi les contaminations (Lin *et al.*, 2006).

- *Zymomonas mobilis*: Cette bactérie est particulièrement efficace pour la fermentation d'éthanol, atteignant des rendements de 97% par rapport au rendement théorique. Bien qu'elle produise moins d'ATP que *S. cerevisiae*, sa productivité peut être 3 à 5 fois supérieure. Cependant, et son pH optimal supérieur à 5 augmente les risques de contamination (Sprenger, 1996).

- *Escherichia coli*: Bien qu'initialement non conçue pour produire de l'éthanol, *E. coli* a été génétiquement modifiée pour utiliser divers substrats, incluant les pentoses. Les rendements de fermentation au glucose peuvent atteindre 80%, cependant *Zymomonas mobilis* présente des limitations : il utilise principalement le glucose et ne tolère pas bien d'autres sucres ce qui peut réduire ses rendements de la fermentation à moins de 88 % en raison de la production du sous-produit comme le sorbitol de plus son pH optimal est en supérieur à 5, le risque de contamination augmente et sa petite taille complique la séparation du milieu de fermentation. il est moins robuste que *Saccharomyces cerevisiae* (Lin *et al.*, 2006).

2.5. Facteurs influençant la fermentation

* **Conditions environnementales** : La température, le pH et l'apport en nutriments influencent la croissance et la production des levures). Les substances inhibitrices peuvent ralentir ou arrêter l'activité des levures (Gryta *et al.*, 2000).

* **Concentration en substrat** : Des concentrations élevées de glucose (150-400 g/L) peuvent inhiber la croissance des levures (Wang *et al.*, 1979).

* **Concentration d'éthanol** : Des concentrations d'éthanol de 1-2% réduisent la croissance, tandis qu'à 10%, la production est arrêtée (Roehr, 2001).

* **Température et pH:** *Saccharomyces cerevisiae* a une température optimale de 30-33°C et un pH optimal entre 4 et 4,5 (Aldiguier *et al.*, 2004).

* **L'acide acétique :** L'acide acétique, un co-métabolite, peut inhiber la croissance et induire la mort cellulaire à des concentrations spécifiques (Ferreira *et al.*, 2004).

CHAPITRE IV

MATRIEL ET

MTHODES

Chapitre IV: Matériel et Méthodes

1. Matériel biologique

1.1 Matière végétale

La transformation de tomates pour la fabrication de concentrés engendre une quantité considérable de déchets, notamment des graines, des peaux et de la pulpe. Ces résidus ne se juxtaposant pas aux sources alimentaires humaines, offrent une opportunité de valorisation en tant que ressource pour la bio-production de l'éthanol (Figure 13).



Figure 13. Résidus de transformation de la tomate (originale).

1.2 Micro-organismes

Saccharomyces cerevisiae : Le choix de la levure boulangère commerciale *Saccharomyces cerevisiae* (Figure 14) pour la production d'alcool s'avère judicieux en raison de son efficacité dans la conversion des sucres en alcool, de sa tolérance aux concentrations élevées de sucre et à des températures spécifiques. Cette levure est particulièrement adaptée aux conditions locales et capable de fermenter les sucres,. De plus, son robustesse face aux contaminants et aux inhibiteurs.

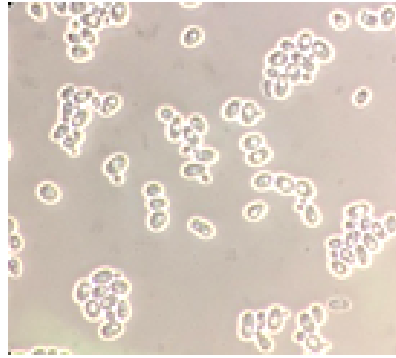


Figure 14. Vue de la levure *Saccharomyces cerevisiae* x100 (originale).

***L'aspergillus niger*:** Nous avons sélectionné *Aspergillus niger* pour son capacité à produire des enzymes, notamment des cellulases et des xylanases, qui sont essentielles pour dégrader la biomasse.

2. Région d'étude

Les résidus utilisés provenant de la wilaya d'Adrar situé au sud-ouest de l'Algérie, c'est une région connue pour la filière tomate par une production annuelle de 59 546,15 tonnes de tomates, en destine environ 13 368,8 tonnes à la fabrication de concentré de tomate (Dsa Adrar, 2022). Cette transformation est assurée par l'usine FOGARA (Figure 15), une SARL privatisée en 2014 et modernisée avec une nouvelle chaîne de production d'une capacité de 1 500 tonnes par jour. Située à 150 km de la commune de Reggane, principale zone d'approvisionnement, FOGARA est la seule unité de transformation de la région d'où proviennent les résidus.

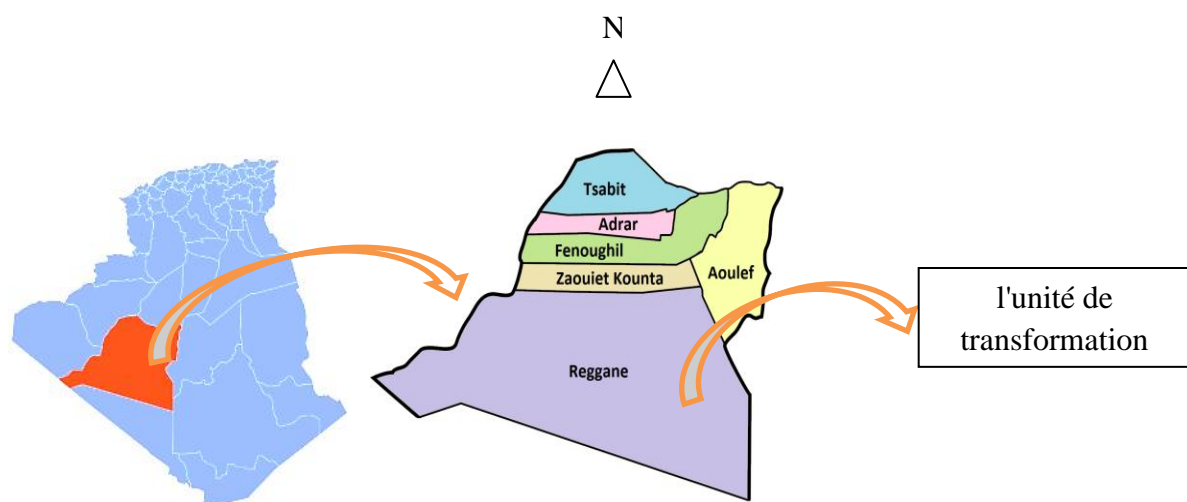


Figure 15. Situation de l'unité de production

La figure 16 ci-dessus représente Les différents processus de production de double concentré de tomate au niveau de l'unité de transformation.

3. Préparation des matières premières

La fabrication de concentré de tomate dans cette unité génère des co-produits de transformation (peaux, graines, pulpe) qui peuvent être valorisés dans des applications industrielles, agricoles ou énergétique dans la région d'Adrar.

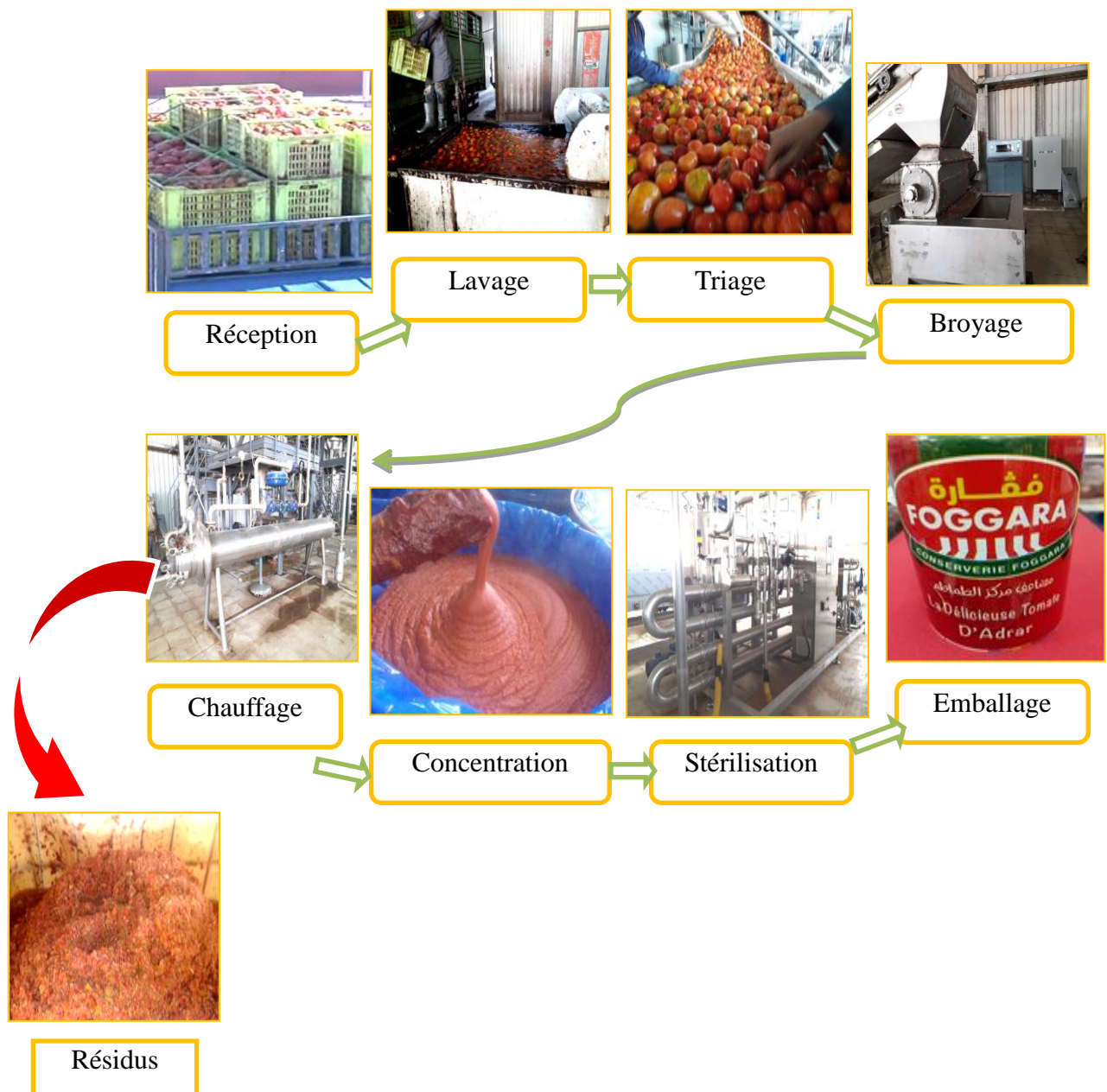


Figure 16. Les processus de production de double concentré de tomate

Après un séchage dans un endroit ventilé et à l'abri de la lumière, ces résidus ont été broyés (0.2-0.4 mm) pour augmenter leur surface spécifique et réduire le degré de polymérisation de la cellulose, facilitant ainsi leur hydrolyse. Les résidus broyés ont été conservés dans un conteneur hermétique pour éviter toute dégradation.

3.1. Détermination du taux la matière sèche (MS) et de la matière organique (MO)

Afin d'obtenir le taux de la matière sèche nous avons réalisé un étuvage du substrat (Étuve à 105 C°), Le taux de matière sèche exprimé en pourcent de l'échantillon est donné par la formule suivante : $(P_0 - P) \times 100 / P_c$

Dont P_0 : poids initial en gramme, de la prise d'essai ; P : poids en gramme, de la prise d'essai séchée ; $MS (\%) = 100 - H (\%)$ d'où H : humidité.

Le taux de la matière organique (MO) exprimé en pourcent de l'échantillon (par l'incinération dans un four à moufle à 550 C°), il est donné par la formule suivante :

Dont P_0 : poids initial en gramme de la prise d'essai ;

P : poids en gramme du résidu gris résultant de l'incinération ;

$C (\%) = 100 - MO (\%)$ d'où C : cendres $(P_0 - P) \times 100 / P_0$

$(P_0 - P) \times 100 / P_0$ (Acourene et Tama, 1997)

3.2. Extraction des lipides

Nous avons utilisé 03 types de résidus selon le contenant

L'huile a été extraite à partir de différents résidus de tomates (déchets, graines, pelures) broyés (0.5) en utilisant le dispositif SOXHLET en présence du solvant de l'hexane pendant 06 heures à une température d'ébullition Le solvant est ensuite évaporé dans un évaporateur rotatif.

Le ballon est séché (105°C, 1h), refroidi au dessiccateur, puis pesé avec précision. Puis 10 g de broyat de tomate sont extraits pendant 4h avec 250 mL de solvant, le solvant est éliminé par distillation, puis le résidu est séché (70-80°C) et refroidi et la masse lipidique est déterminée après obtention d'un poids constant ($\pm 0,001$ g).

La teneur en matière grasse est calculée selon la formule suivante: $MG \% = [(P_2 - P_1) / P_3] \times 100$

P1 : Poids du ballon vide (g),

P2 : Poids du ballon avec l'huile extraite (g),

P3 : Poids de la prise d'essai (g).

3.3. Quantification de la cellulose et de l'hémicellulose (Tappi T 203 cm-99)

L'extraction de l'holocellulose (cellulose + hémicelluloses) est réalisée par traitement d'un échantillon sec (1 g) avec une solution aqueuse d'acide acétique et de chlorite de sodium, chauffée à 70 °C pendant 6–8 h, avec des réapprovisionnements en réactifs pour optimiser la dégradation de la lignine. Après filtration et lavage, le résidu séché correspond à l'holocellulose.

L' α -cellulose est isolée par hydrolyse alcaline de l'holocellulose, utilisant une solution de NaOH 17,5 % pendant 45 min. Le résidu insoluble, après filtration et lavage, représente l' α -cellulose pure, dont la teneur est calculée par rapport à la masse initiale d'holocellulose.

Les hémicelluloses, composantes non cellulosiques de l'holocellulose, sont quantifiées par différence de masse entre l'holocellulose et l' α -cellulose.

4. Procédés de production du bioéthanol

Les travaux expérimentaux effectués sur les résidus pour la conversion en bioéthanol ont été réalisée en 2 étapes :

1^{er} étape : en utilisant dans ce parti des résidus bruts subissent extraction des extractibles et application de 2 processus d'hydrolyse (acide et enzymatique) pour but d'étudier la faisabilité et suivre les paramètres de production et caractériser le bioéthanol obtenue.

2^{er} étape : dans cette étape nous avons comparé le pourcentage d'alcool obtenu pour 3 natures de substrats (résidus bruts extraits, résidus sans grains extraits, résidus sans grains non extraits)

La figure 17 montre les différentes étapes de la préparation, du traitement et de la transformation des résidus de la tomate à la production d'alcaool éthylique.

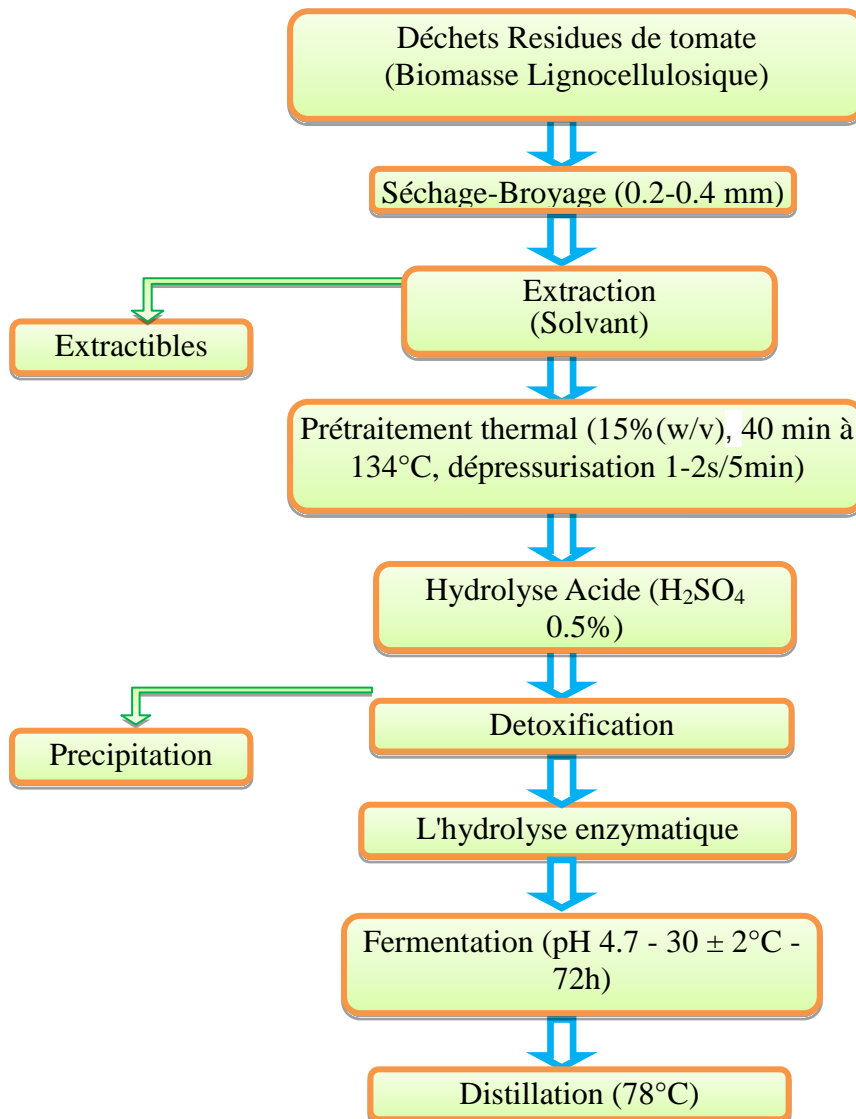


Figure 17. Procédés de production du bioéthanol

4.1. L'extraction Soxhlet

Est une méthode efficace pour récupérer des composés extractibles tels que les tanins, les huiles, les graisses, les résines et les cires à partir de la biomasse.

Le processus commence par le placement de 160 mL de solvant extracteur dans un ballon de 300 mL, avec des résidus insérés dans des cartouches en papier filtre dans un appareil Soxhlet (Figure 18).

Après une première phase de deux heures à température ambiante pour permettre la dissolution des composés, la température est ensuite augmentée jusqu'au point d'ébullition minimum du solvant pendant six heures, facilitant ainsi l'extraction. Le solvant est ensuite

éliminé par évaporation rotative, permettant de récupérer les extraits concentrés. Enfin, les cartouches contenant les résidus extraits sont séchées à 110 °C pour éliminer l'humidité (Boulal, *et al.*, 2019).



Figure 18. Procédé d'extraction Soxhlet (Originale)

4.2. Prétraitement thermique

Les résidus ont été prétraités avec de la vapeur sous pression pour séparer leurs composants, à savoir la cellulose, l'hémicellulose et la lignine, et finalement éliminer la lignine tout en réduisant la cristallinité de la cellulose. Ce processus permet de récupérer presque tous les sucres et nécessite moins de produits chimiques et de conditions opératoires (Kemka *et al.*, 2023). Le substrat est prétraité sous pression de vapeur dans des flacons, avec un rapport solide sur solvant de 15 % (m/v), dans un autoclave de type 'Micro 8' pendant 40 minutes à 134 °C. Nous avons choisi de prolonger le temps de séjour et de diminuer la température pour éviter la formation d'inhibiteurs pouvant nuire à la fermentation ultérieure (Wright *et al.*, 1988). La dépressurisation a été effectuée toutes les 5 minutes pendant 1 à 2 secondes.

4.3. Hydrolyse acide

Les résidus prétraités à la vapeur ont été traités avec de l'acide sulfurique à 0,5 % pendant 50 minutes. Après l'étape de prétraitement, l'hydrolyse acide favorise la récupération de l'hémicellulose (Nguyen *et al.*, 2000) et la dépolymérisation de la cellulose en glucose (Maarouf *et al.*, 2020). Le processus d'hydrolyse acide diluée consiste à rompre les liaisons osidiques et à libérer des sucres fermentescibles (Das *et al.*, 2004).

4.4. Détoxification du l'hydrolysats

Le processus alcalin, également connu sous le nom d'overliming, est une méthode utilisée pour réduire la présence de composés inhibiteurs dans la fermentation alcoolique. Cette méthode consiste à élever le pH de l'hydrolysats en ajoutant de l'hydroxyde de calcium ($\text{Ca}(\text{OH})_2$) jusqu'à la formation d'un précipité (Palmqvist *et al.*, 2000). Ce précipité est ensuite éliminé par filtration.

4.5. Hydrolyse enzymatique

L'hydrolyse enzymatique constitue une approche biotechnologique essentielle pour la dépolymérisation de la cellulose en monosaccharides, catalysée par des enzymes hydrolytiques.

Pour isoler et identifier l'espèce fongique utilisée dans le processus de L'hydrolyse enzymatique on a appliqué les étapes suivantes:

*Isolement

- Les graines de blé sont rincées à l'eau distillée stérile et séchées sur papier filtre.
- Le milieu contenant 1 g de grains broyés dans 9 mL de NaCl 0,9% (homogénéisation au vortex°, 10 min) est ensemencé avec 1 mL d'une suspension fongique et incubées sur PDA à $28^\circ \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 5 jours (Yesilada *et al.*, 1998) .
- Les colonies sont repiquées sur PDA frais par transfert monosporique (Davet et Rouxel, 1997) et réincubées ($28^\circ \pm 2^\circ\text{C}$, 5 jours) jusqu'à obtention de cultures pures Purification.

* Identification morphologies des isolats fongiques

Les souches fongiques ont été identifiées par analyse comparative des isolats cultivés sur PDA, selon les systèmes taxonomiques standardisés de Botton *et al.* (1999), La diagnose combine une approche morphofonctionnelle (macro/microscopie).

L'observation macroscopique des moisissures se base sur deux critères :

***L'aspect des colonies :** c'est un élément très important d'identification. Les champignons filamenteux forment des colonies duveteuses, laineuses, cotonneuses, veloutées, poudreuses ou granuleuses.

***La couleur des colonies** : qui représente un critère clef d'identification. Les couleurs les plus fréquentes sont le blanc, crème, orange, jaune, brun allant jusqu'au noir. (Nwuche et Ogbonna, 2011).

L'observation microscopique se fait par prélèvement d'un fragment de colonie fixée sur lame puis l'observer par l'objet ($\times 40$) et ($\times 100$) (Guiraud *et al.*, 2004).

L'hydrolyse enzymatique a été réalisée sur un substrat solide issu de l'hydrolyse chimique (Figure 19) de matière cellulosique, préalablement traité thermiquement et débarrassé des composés inhibiteurs. Une suspension d' *Aspergillus niger* a été préparée et incubée à 29°C pendant 5 à 10 jours pour développer la biomasse fongique. Des dilutions de spores ont ensuite été réalisées à trois concentrations (10^5 , 10^4 et 10^3 spores/mL) à l'aide d'une lame de Malassez.



Figure 19: Substrat solide sujet de l'hydrolyse enzymatique (Originale)

L'hydrolyse enzymatique a été conduite à 32°C, pH 4,8, et une agitation de 180 tr/min, conditions optimales pour l'activité enzymatique d' *Aspergillus niger*. Les trois concentrations de spores (Figure 20) ont été testées pour déterminer la concentration optimale maximisant la production de sucres fermentescibles et d'éthanol.



Figure 20. Les concentrations de spores d'*Aspergillus niger* (Originale)

4.6. Fermentation

L'acidité de l'hydrolysat a été corrigée avec une solution de NaOH pour atteindre un pH de 4,7 à l'aide d'un pH-mètre 'Ohaus ST3100-F'. L'inoculum a été préparé en pré-cultivant de la levure sèche de *Saccharomyces cerevisiae* (1 g/l) (Boulal *et al.*, 2017, Fabienne *et al.*, 1991) dans une solution de saccharose à 12 % (v/v). Un agitaton continu a été maintenu pendant 90 minutes à une température de 30 ± 2 °C (Sabba *et al.*, 2018).

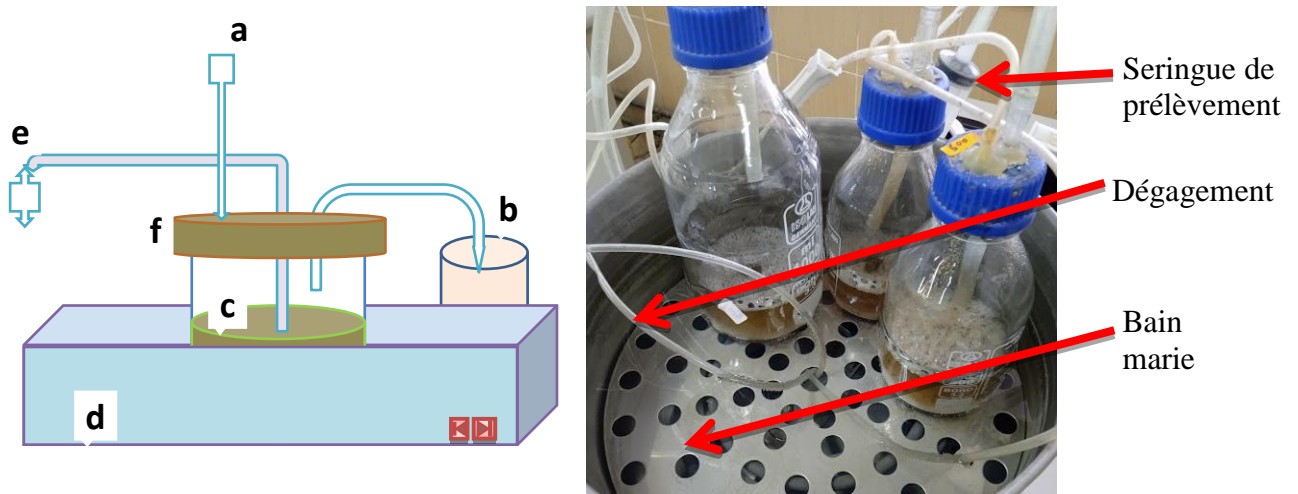


Figure 21: Appareil expérimental pour la fermentation (Originale)

a thermomètre b libération de CO₂ c milieu réactionnel d bain-marie e seringue d'échantillonnage f bioréacteur

Le dispositif de fermentation (voir figure 21) a été immergé dans un bain-marie où la température a été maintenue à 30 ± 2 °C (Kaidi *et al.*, 2001), et la fermentation a été réalisée pendant 72 heures (Cekmecelioglu *et al.*, 2013). L'agitation était fournie par le mouvement des bulles de CO₂ libérées.

4.7. Distillation alcoolique

Après fermentation, Le mout obtenu obtenu à partir des résidus de tomates a été distillé pour extraire l'éthanol à l'aide d'un dispositif conventionnel comprenant un manteau chauffant, une colonne de refroidissement et une ampoule de récupération (Figure 22), à une température de 78 °C. Ce processus purifie l'éthanol en le séparant du milieu réactionnel (Boulal *et al.*, 2010).



Figure 22. Dispositif de distillation (Originale)

4.8. Suivi des paramètres physico-chimiques du milieu fermentaire

Le suivi des paramètres physico-chimiques pendant la fermentation a inclus le monitoring continu du pH à l'aide d'un pH-mètre numérique calibré ($\pm 0,01$ unité) et la détermination de la densité du moût fermentaire par gravimétrie différentielle à 20°C. Les changements des propriétés du milieu, notamment l'odeur et les modifications de couleur, ont également été évalués.

5. Méthodologies analytiques

5.1. Mesure du pH

La détermination du pH est réalisée par potentiométrie à l'aide d'un pH-mètre PH210 (HANNA), conformément aux normes [NF V 05-108 \(1970\)](#) et [AFNOR \(1982\)](#). La mesure est effectuée sous agitation pour garantir une homogénéisation optimale de l'échantillon.

5.2. Mesure de la densité

La densité, définie comme le rapport entre la masse d'un volume donné de substance et celle d'un volume égal d'eau distillée dans des conditions isothermes, est déterminée selon le protocole standardisé ([OIV-MA-AS2-01A : R2012](#)).

5.3. Détermination de la teneur en sucre

La quantification des sucres résiduels a été réalisée par la méthode spectrophotométrique de Dubois *et al.* (1956), mesurant l'absorbance à 490 nm après réaction avec l'acide sulfurique concentré. Une courbe d'étalonnage a été établie à l'aide de solutions de glucose de référence.

Dosage:

Un millilitre (1mL) de l'extrait filtré été prélevé, ensuite mélangé avec 1 mL de phénol à 5 % et 5 mL d'acide sulfurique concentré (H₂SO₄). Après avoir agité le mélange vigoureusement, il a été chauffé à 100 °C pendant 5 minutes, puis laissé se refroidir à l'obscurité pendant 30 minutes. La mesure a été effectuée en lisant la densité optique à 492 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-VIS.

La teneur en sucres de l'échantillon a été déterminée en reportant cette densité optique sur une courbe d'étalonnage préalablement réalisée par préparation de concentrations différents par méthode spectrophotométrique de Dubois, mesurant l'absorbance à 490 nm après réaction avec l'acide sulfurique concentré.

. La relation entre la densité optique (DO) et la concentration (C) en µg/mL de D-Glucose a été donnée par la fonction linéaire $DO = f(C) = s \times C$, où « s » a représenté la pente de la droite d'étalonnage (selon Ould El Hadj, 2001)

6. Caractérisation du bioéthanol

a. Concentration en éthanol

La Concentration en éthanol est déterminée par pycnométrie à 20°C, avec une courbe de calibration établie à partir de solutions hydroalcooliques standardisées ($R^2 > 0,98$).

La densité est calculée selon la formule suivante: $D = \frac{(m1 - m0)}{5(ml)}$

D : la densité

m1 : masse de pycnomètre + éthanol

m0 : masse de pycnomètre vide (10,077g)

5: volume de pycnomètre (ml)

b. Tests de flammabilité

Des tests d'inflammabilité ont confirmé la nature du distillat.

c. Spectroscopie FTIR

Réalisée avec un spectromètre CARY660 FTIR (Agilent Technologies), les spectres ont été enregistrés entre 4000 et 400 cm^{-1} avec une résolution de 4 cm^{-1} . Les bandes d'absorption caractéristiques de l'éthanol ont été identifiées, notamment les élongations O-H (3300-3400 cm^{-1}), C-H (2800-3000 cm^{-1}) et C-O (1050-1150 cm^{-1}).

d. Chromatographie en phase gazeuse (CPG)

Effectuée avec un appareil Clarus 500-650S10041402, utilisant une colonne capillaire DB-WAX (30 m \times 0,25 mm \times 0,25 μm) et un détecteur FID à 250°C. Le programme de température du four était de 40°C (5 min) à 200°C à 10°C/min, avec un débit d'hélium de 1 mL/min. La quantification a été réalisée par la méthode de l'étalonnage interne, utilisant le n-propanol comme standard interne.

CHAPITRE V

RESULTATS ET

DISCUSSION

Chapitre V: Resultats et Discussion

Dans ce chapitre nous présentons les résultats et discussions sur la production de bioéthanol à partir de résidus de transformation de tomates en, en explorant les étapes clés (prétraitement, hydrolyse, fermentation, distillation) et la caractérisation de l'alcool obtenu. Nous avons comparé aussi l'efficacité de différents substrats et analysé l'impact des conditions opératoires sur le rendement.

1. Caractérisation physico-chimique du substrat

Le taux de matière sèche obtenu lors de l'analyse du substrat brut est de 94,66 %, indiquant une teneur élevée en solides après élimination de l'humidité. C'est une valeur qui nous a permis évaluer la stabilité et la conservation des résidus étudiés.

1.1. Composition des résidus de tomate

Concernant la composition des déchets de tomate, les résultats montrent que 33,66 % des résidus sont constitués de graines, un chiffre aligné avec les données rapportées par [Kaur et al. \(2008\)](#), qui ont observé une proportion similaire de 33 %. Le reste de constituants sont 40% de pulpe libre ou liée aux fragments de la peau, cependant la peau forme 27% de résidus (Figure 23).

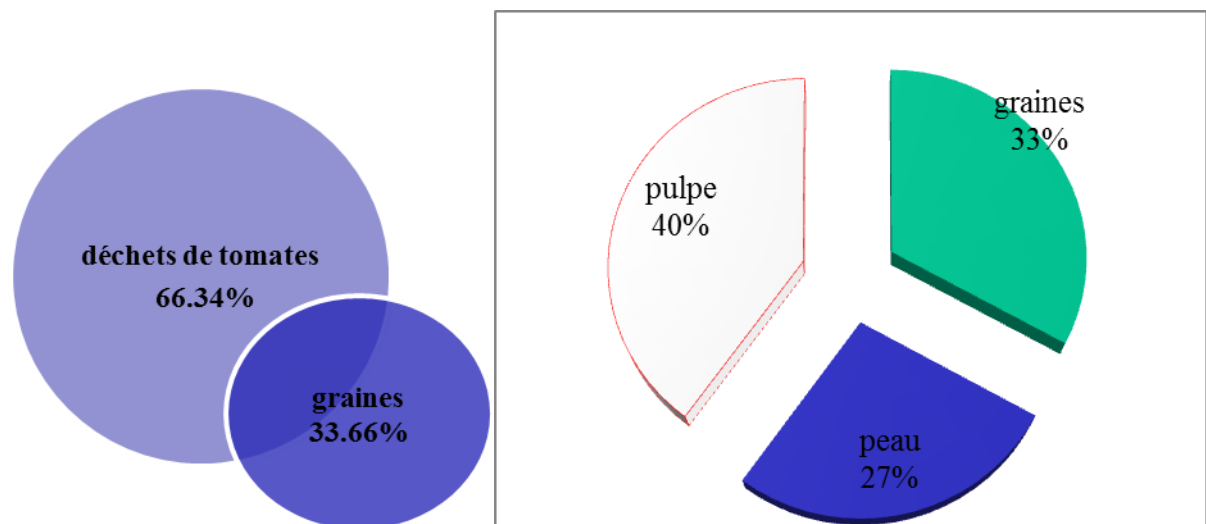


Figure 23. Proportions des résidus de tomate

La peau, riche en fibres, contient une proportion significative de cellulose, organisée en structures rigides contribuant à la résistance mécanique du fruit. Elle renferme également de l'hémicellulose, un polymère de sucres plus facilement hydrolysable que la cellulose. La pulpe, quant à elle, présente une teneur en cellulose et hémicellulose plus faible que la peau, mais contient aussi des pectines, des composés pectiques et d'autres polysaccharides. Les graines, bien qu'elles contiennent moins de cellulose que la peau, possèdent une couche externe qui est aussi riche en hémicellulose.

1.2. Mesure du taux d'extraction lipidique

Les graines de tomate présentent un taux d'extraction lipidique élevé, variant entre 26 % et 30,2 %, selon le type de solvant utilisé. Ces valeurs sont comparable à celles décrites par [Persia, \(2003\)](#), qui rapportent des taux d'huile compris entre 20 % et 24 % sur matière sèche (MS). Cependant, le rendement en huile des déchets contenant des graines est inférieur à celui des graines pures, avec des valeurs allant de 5,8 % à 15,2 %. Cette variabilité peut être attribuée à plusieurs facteurs, notamment la variété de tomate, la technique d'extraction utilisée (par exemple, extraction par solvant ou pression mécanique), et les processus de transformation appliqués (Figure 24,25).



Figure 24. Couleur et aspect d'extractibles (Originale)

En ce qui concerne les autres composants des déchets de tomate, le rendement en huile extraite de la peau est nettement plus faible, variant entre 2,5 % et 5 %. Cette valeur est cohérente avec les observations de [Colonna *et al.* \(1995\)](#), qui ont également rapporté des rendements lipidiques faibles pour ce type de substrat. Cette faible teneur en huile dans la

peau peut s'expliquer par sa composition structurale, principalement constituée de fibres et de polysaccharides, qui limitent la disponibilité des lipides pour l'extraction.

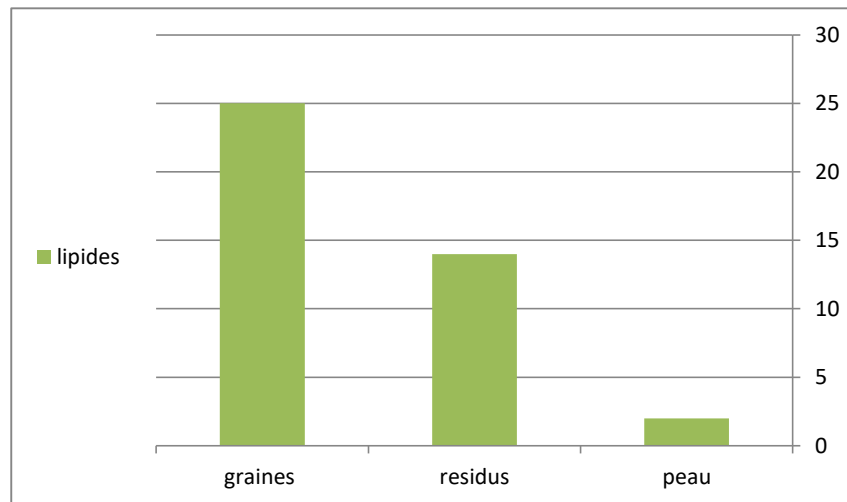


Figure 25. Taux d'extraction lipidique

1.3. Évaluation de la teneur en cellulose et en hémicellulose

La fraction d'hémicellulose obtenue dans les résidus de transformation de tomates est de 14 %, tandis que la cellulose représente 27 %, ces résultats sont proches à ceux décrits par [del Valle et al. \(2006\)](#).

Les biopolymères tels que l'hémicellulose et la cellulose sont des composants précieux pour la production de bioéthanol..

1.4. Optimisation de la concentration initiale du substrat

Les tests initiaux simplifié de l'optimisation de la concentration du substrat pour garantir une bioconversion rentable en éthanol, nous ont permis de déduire qu'il est essentiel d'utiliser une charge de biomasse importante, généralement entre 15 et 20 % (Figure 26).

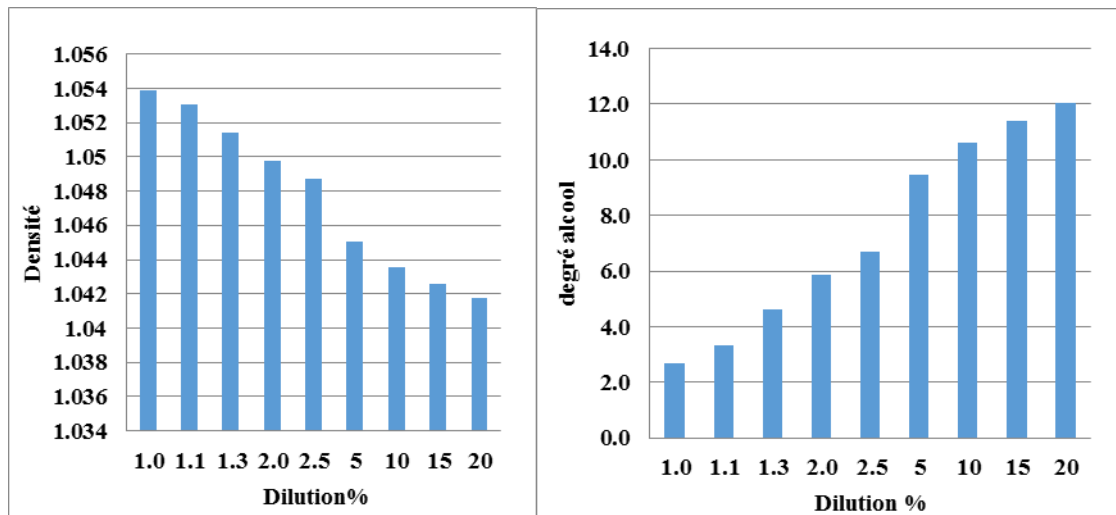


Figure 26. Densité et degré alcoolique de distillat de différentes dilutions

Cette proportion permet d'atteindre une concentration initiale plus élevée en sucres simples fermentescibles dans l'hydrolysat. Il est à noter qu'à partir de la dilution 25 %, le processus de prétraitement à la vapeur, l'hydrolyse acide et la récupération de l'hydrolysat par filtration devient de plus en plus difficile.

2. Suivi des processus et caractérisation du produit

Nous avons utilisé dans ce parti des résidus bruts subissent extraction des extractibles et appliqué 2 processus d'hydrolyse (acide et enzymatique) pour but d'étudier la faisabilité et suivre les paramètres de production et caractériser le bioéthanol obtenue.

Le prétraitement à la vapeur sous pression est effectué pour réduire la cristallinité de la cellulose, facilitant ainsi l'accès aux sucres fermentescibles. (Kemka *et al.*; 2023). Après cette étape de prétraitement, l'hydrolyse acide effectué par l'acide sulfurique (H₂SO₄) favorise la récupération de l'hémicellulose (Nguyen *et al.*, 2000) et la dépolymérisation de la cellulose en glucose (Maarouf A., 2020), La fermentation est considérée comme complète lorsque presque toute la quantité de sucre a été transformée en éthanol (Verbelen *et al.*, 2009).

2.1 La cinétique de la fermentation

La fermentation des levures suit un profil caractéristique en trois phases, directement corrélé à leur croissance microbienne et aux transformations métaboliques. Durant la phase de latence, les cellules levuriennes s'adaptent à leur environnement en activant les voies

enzymatiques nécessaires (comme la glycolyse et la synthèse des protéines), sans multiplication cellulaire significative. Cette phase prépare l'entrée en phase exponentielle, où la croissance devient maximale avec un taux de division cellulaire constant, accompagné d'une production intensive de métabolites (éthanol, CO₂ et glycérol en fermentation alcoolique).

L'activité fermentaire est alors optimale, tirée par la disponibilité des substrats carbonés. Enfin, la phase stationnaire survient lorsque les nutriments s'épuisent et que les déchets métaboliques (éthanol, acides organiques) s'accumulent, inhibant progressivement la croissance. Certaines souches activent alors des mécanismes de survie (sporulation, production de protéines de stress), tandis que d'autres subissent une lyse cellulaire. Cette cinétique reflète l'équilibre dynamique entre disponibilité énergétique, capacité métabolique et tolérance au stress, comme le démontrent les études de Walker (1998) sur *Saccharomyces cerevisiae*.

Laopaiboon *et al.* (2007) ont montré que la concentration d'inoculum n'exerce pas d'influence significative sur la teneur finale en éthanol, mais module notablement la cinétique de consommation du substrat glucidique et la productivité éthanolique ainsi qu'une relation dose-réponse non linéaire a été observée.

Dans la plage optimale de concentration cellulaire, l'accroissement de la biomasse microbienne réduit significativement la durée du processus fermentaire en raison d'une activation plus rapide des voies métaboliques glycolytiques et pyruvatiques, conduisant à une conversion accélérée des hexoses en éthanol (Mohd Azhar *et al.*, 2017). Au-delà du seuil critique, des facteurs limitants tels que la compétition pour les nutriments essentiels ou l'accumulation d'inhibiteurs métaboliques semblent contrebalancer l'effet positif de la densité cellulaire.

2. 2. Analyse de l'évolution du pH du milieu fermentaire

La figure 27 montre la variation du pH, fournissant des informations sur l'activité métabolique des levures lors de la conversion des sucres en alcool. La courbe du pH indique une diminution progressive du pH du milieu de fermentation, passant de 4,7 à 4,08 après 72 heures.

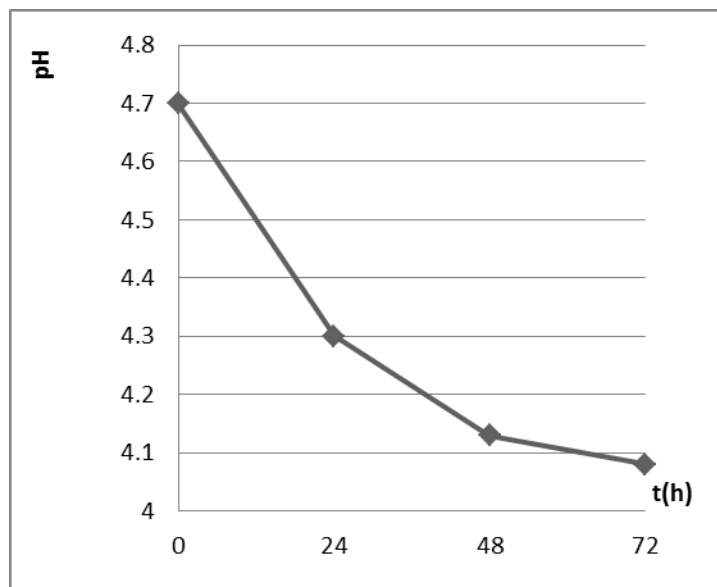


Figure 27. Évolution du pH pendant la fermentation

La détermination du pH est essentielle pour le contrôle du processus de fermentation, Sa variation donne des indications sur l'activité métabolique des levures. L'acidification du milieu, qui indique l'intensification de l'activité de fermentation au fil du temps, est due à la consommation de substrats carbonés et azotés, accompagnée de la production de métabolites acides ainsi que de la formation de CO₂ et d'éthanol par *Saccharomyces cerevisiae* (Mansouri *et al.*, 1016). Cette variation renseigne sur l'activité métabolique, car la perméabilité de certains nutriments essentiels aux cellules est influencée par la concentration en H⁺ dans le moût de fermentation et un pH plus bas facilite la capacité des levures à convertir le sucre présent dans le milieu en éthanol (Mohd Azhar *et al.*; 2017).

Ces données expérimentales démontrent que les souches de levures présentent une tolérance au conditions du milieu fermentaire jusqu'à un pH critique de 4,5. Cependant, leur cinétique de croissance est notablement inhibée par des concentrations élevées d'acides lactique, citrique et acétique, avec une inhibition plus marquée encore en présence d'acides sorbique et propénoïque (Mohd Azhar *et al.*; 2017).

Des études complémentaires ont révélé que divers stress métaboliques peuvent modifier ce seuil de tolérance. Jones *et al.* (1981) ont notamment mis en évidence qu'un stress éthanolique induit une acidification du pH cytoplasmique, conduisant à une perturbation de l'homéostasie cellulaire et ultimement à la lyse des microorganismes.

2. 3. Suivi de l'évolution la concentration en sucres

Les composés organiques carbonés jouent un rôle fondamental dans le métabolisme des levures, constituant à la fois la source primaire de carbone pour la synthèse des biomolécules cellulaires et le substrat énergétique indispensable aux activités métaboliques (Mohd Azhar et al.; 2017). Parmi ces composés, les oses (monosaccharides) tels que les hexoses, ainsi que les diholosides et triholosides, représentent les substrats privilégiés. Parallèlement, des recherches intensives ont été menées sur l'utilisation de substrats alternatifs économiquement avantageux, notamment les pentoses et les polyholosides (Waldron, 2010).

En conditions anaérobies, les levures métabolisent le glucose via la voie fermentaire, avec production d'éthanol et de dioxyde de carbone comme métabolites principaux, accompagnés de composés secondaires tels que le glycérol, divers acides organiques et esters (Leyral et Vierlin, 2007). Ce processus métabolique implique un système complexe de transfert d'électrons, où le NAD⁺ joue initialement le rôle de cofacteur oxydoréducteur accepteur intermédiaire, se transformant en NADH réduit. La réduction ultérieure de l'acétaldéhyde en éthanol permet la régénération du NAD⁺, maintenant ainsi l'équilibre redox cellulaire par réoxydation des NADH produits lors de la glycolyse; voie principale de dégradation du sucre en pyruvate.

L'examen des données présentées dans la figure 28 révèle qu'à mesure que le temps de fermentation augmente, la concentration totale de sucres dans le milieu de fermentation diminue au cours de la période d'incubation de 72 heures. Les niveaux de sucres totaux commencent à environ 0,008 g/L au début de la fermentation, mais diminuent régulièrement pour atteindre environ 0,006 g/L à la fin de la période de 72 heures.

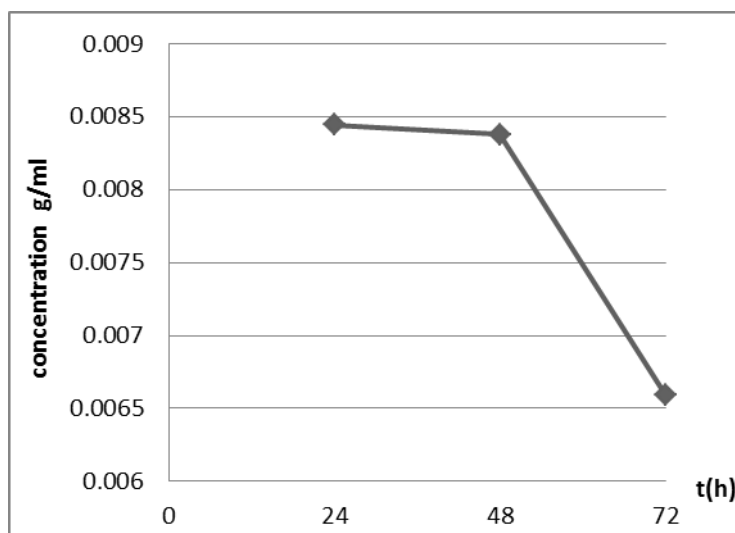


Figure 28. Évolution des sucres totaux pendant la fermentation

La diminution des sucres totaux au cours de la fermentation prolongée est une tendance attendue, comme l'indiquent [Schügerl et al. \(1994\)](#). Cette diminution des niveaux de sucre peut être attribuée aux levures *Saccharomyces cerevisiae* qui consomment activement et utilisent les glucides disponibles au fur et à mesure que le processus de fermentation progresse, ce qui est cohérent avec leur rôle en tant que source de carbone pour la croissance, le métabolisme et la production de bioéthanol pendant la période d'incubation de 72 heures ([Boulal et al., 2019](#)).

3. Distillation et caractérisation du bioéthanol

L'analyse de la densité du distillat et de la courbe de rendement (figure 29,30), mesurée après 72 heures de fermentation, révèle une diminution significative de la densité, passant de 1,0661 à 1,042, atteignant son maximum après 72 heures de fermentation. L'éthanol produit dans cette étude est volatil, inflammable, clair et dégage une odeur d'alcool caractéristique. La fraction volumique du distillat après la première distillation est de 18,5 % (v/v).

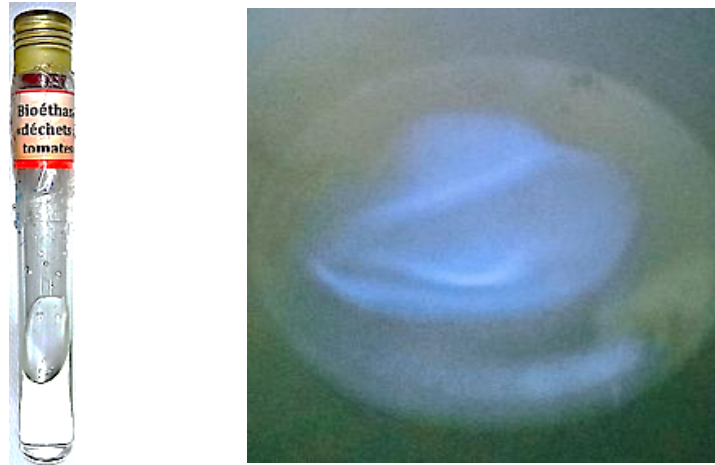


Figure 29. Test d'inflammabilité du bioéthanol produit (Originale)

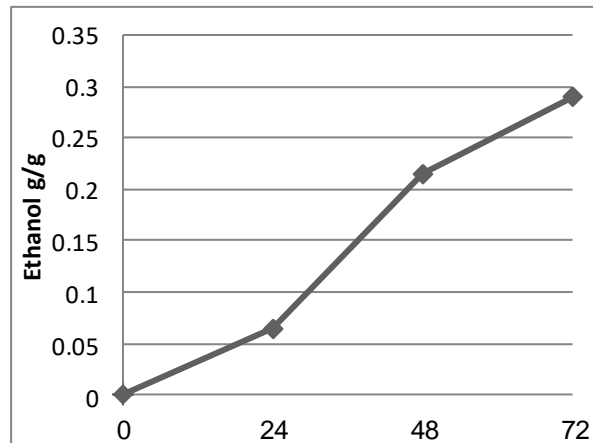


Figure 30. Évolution de la production d'éthanol pendant la fermentation

La cinétique fermentaire présente une relation biphasique avec la croissance microbienne : des durées insuffisantes (<24h) limitent l'efficacité métabolique par défaut d'activation complète des voies cataboliques ($\mu < 0,15 \text{ h}^{-1}$), tandis que des temps prolongés (>72h) induisent une inhibition physiologique significative ($p < 0,05$) via l'accumulation de métabolites toxiques (Mohd Azhar *et al.*, 2017).

La diminution de la densité du distillat pendant la fermentation reflète une augmentation progressive de la concentration d'éthanol au fil du temps, selon Hadri et al. (Hadri, 2022). La quantité d'éthanol extraite des résidus de tomates est liée à l'effet du prétraitement par vapeur sous pression et à l'élimination des composés inhibiteurs de la fermentation alcoolique par l'hydroxyde de calcium ($\text{Ca}(\text{OH})_2$) (Maarouf *et al.*, 2020).

3. 1 Analyse par chromatographie en phase gazeuse

Après une seconde distillation de l'éthanol obtenu, une analyse qualitative et quantitative a été réalisée à l'aide du chromatogramme (CPG) (figure 31)

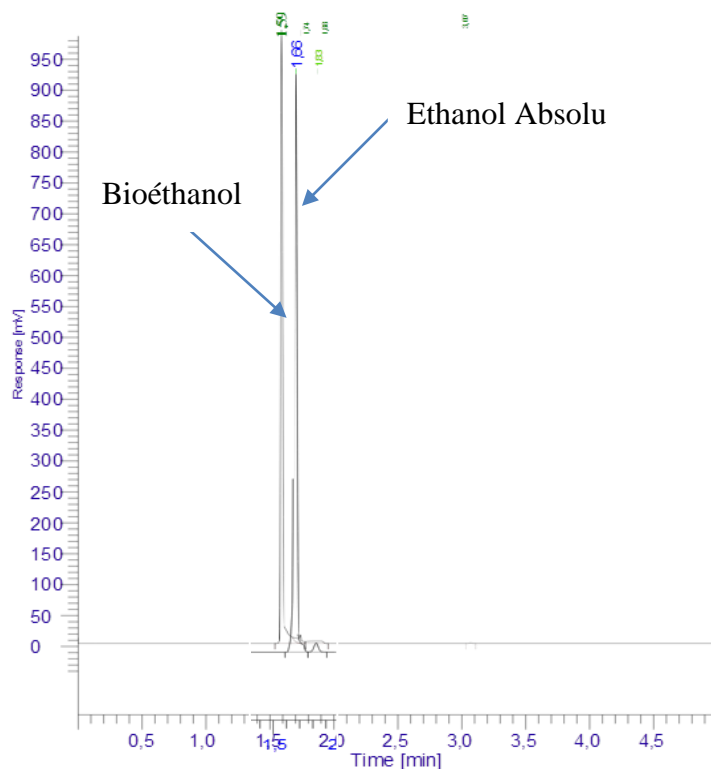


Figure 31. Spectre chromatographique CPG de l'éthanol Absolu et du bioéthanol

Une comparaison des temps de rétention de l'éthanol de référence (1,59) avec ceux du bioéthanol produit à partir des résidus de biomasse de tomates (1,66) montre qu'ils sont très proches. Cette correspondance étroite des temps de rétention est un indicateur clé pour l'identification des composés chimiques spécifiques dans l'analyse chromatographique. De plus, la proportion de la surface totale du pic correspondant à ce composant valide davantage sa présence et son abondance relative dans l'échantillon.

Les temps de rétention similaires et le pourcentage de la surface chromatographique totale confirment la présence et l'identité du composé obtenu en tant qu'alcool éthylique (C_2H_5OH). Ce composé présente une pureté d'environ 96,39 %, légèrement supérieure au contenu mesuré selon Tadmourt et al. (Tadmourt; 2020).

3. 2. Analyse par spectroscopie infrarouge (IR)

Afin de vérifier la pureté du bioéthanol obtenu, l'analyse du spectre infrarouge du bioéthanol produit (figure 32) permet de mettre en évidence les vibrations moléculaires spécifiques associées aux différentes liaisons chimiques présentes dans l'échantillon. Nous notons la présence d'une onde à 3367 cm^{-1} représentant le groupe fonctionnel hydroxyle (OH), caractéristique des alcools. De plus, nous observons une onde à 1045 cm^{-1} résultant de l'étirement de la liaison C-O de l'alcool (Tadmourt *et al.*, 2020), confirmant ainsi cette présence et sa nature (Boulal *et al.*, 2010).

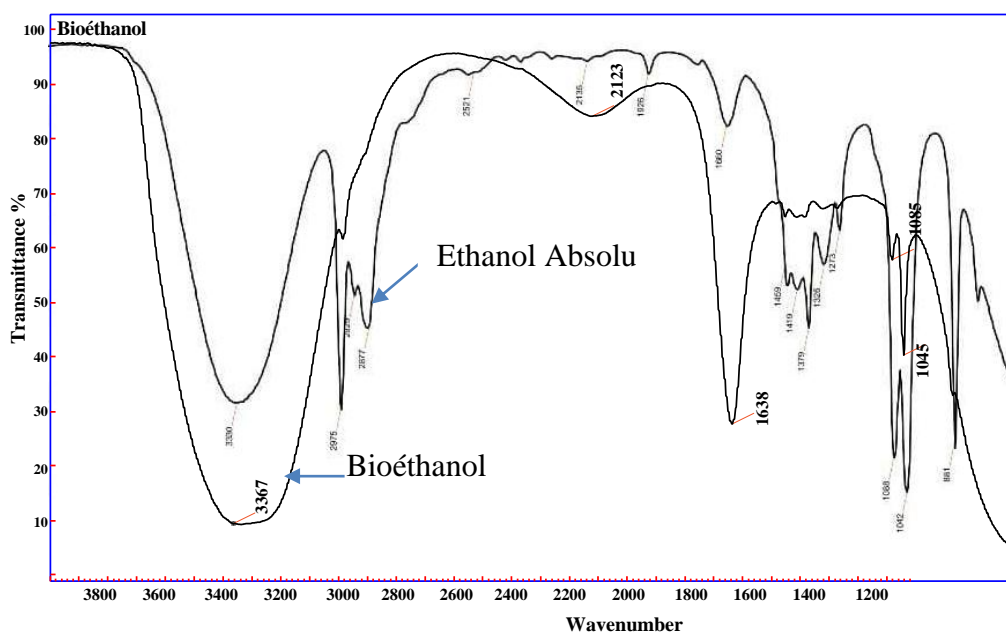


Figure 32. Spectre IR du l'éthanol Absolu et du bioéthano

Les résultats montrent que la fermentation alcoolique de ces résidus a entraîné une diminution de la teneur en sucres à mesure que la teneur en alcool augmentait. La production de bioéthanol a été réalisée, avec un rendement de $0,29\text{ g/g}$ de substrat. En complément de nos résultats expérimentaux avec d'autres types de substrats.

Patle *et al.* (Patle; 2007) ont obtenu 14 g/L d'éthanol en utilisant des déchets de tomates et une co-culture de *Z. mobilis* et *Candida tropicalis*, tandis que Kasavi *et al.* (Kasavi, 2012) ont atteint $0,16\text{-}0,27\text{ g/L}$ en fermentant des pelures de tomates. Cela démontre l'efficacité du prétraitement par vapeur sous pression, car les matières premières ne peuvent pas être efficacement saccharifiées par des enzymes pour atteindre des rendements substantiels sans un prétraitement préalable.

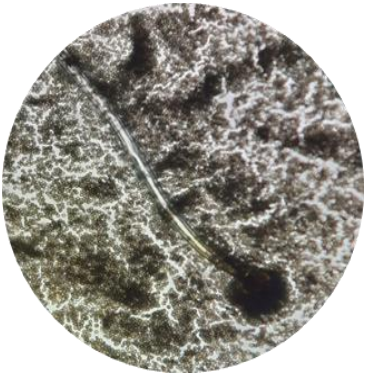
Cela est principalement dû à la lignine contenue dans les parois cellulaires des plantes qui crée une barrière contre la dégradation enzymatique, ainsi qu'au processus d'élimination des composés inhibiteurs dans la fermentation alcoolique utilisant l'hydroxyde de calcium ($\text{Ca}(\text{OH})_2$), *Saccharomyces cerevisiae* étant la levure la plus préférée en raison de ses avantages en matière de production et de son meilleur potentiel (Wang *et al.*, 2006).



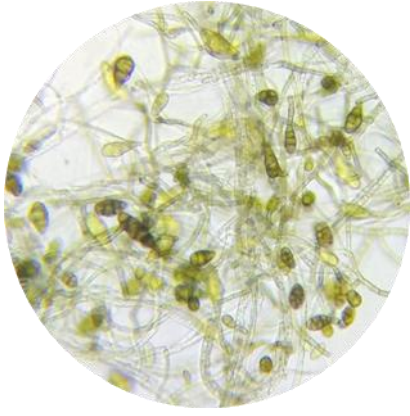
1. Effet du type d'hydrolyse

Après la phase d'incubation des colonies fongiques ont poussées. Les aspects macroscopiques des isolats sont représentés dans le tableau suivant:

L'identification morphologique est encore largement utilisée, même si les caractéristiques observées ne peuvent être utilisées pour identifier précisément les espèces au niveau de l'espèce, mais suffisamment pour donner des indications ou des indices de sections ou de complexe d'espèces. En général, l'identification de *Aspergillus* sp. est basée sur les caractéristiques morphologiques de la colonie et des examens microscopiques Botton (1990). Les résultats indiquent un taux de contamination qui nous a permis de trouver les genres de *Aspergillus* sp, *Penicillium* sp, *Rhizopus* sp, *Alternaria*, et *Aspergillus niger*.

Tableau 6. Aspects macroscopique et microscopique de quelques souches isolées

Les moisissures x100	Aspects microscopique
 <p>(Originale)</p>	<p><i>Aspergillus niger</i>: Colonies noires granuleuses à poudreuses avec revers incolore à jaunâtre. Conidiophores lisses terminés par une vésicule globuleuse portant des phialides bisériées. Conidies globuleuses noires et rugueuses produites en chaînes caractéristiques.</p>

 <p>(Originale)</p>	<p>Rhizopus: Colonies cotonneuses à croissance rapide, évoluant du blanc au gris-noir avec odeur caractéristique. Structure différenciée en stolons, rhizoïdes et sporangiophores. Sporangies globuleux avec columelle et sporangiospores ovoïdes.</p>
 <p>(Originale)</p>	<p>Penicillium sp: Colonies veloutées à poudreuses, typiquement vertes à bleu-vert, à croissance rapide. Appareil conidien en forme de pinceau composé de conidiophores ramifiés avec phialides. Conidies sphériques à ovales en chaînes.</p>
 <p>(Originale)</p>	<p>Alternaria: Hyphes septés ramifiés brunâtres. Conidiophores septés bruns, simples ou ramifiés. Conidies pluricellulaires en forme de poire avec bec allongé, présentant des cloisons multidirectionnelles. Colonies duveteuses à laineuses gris à noir.</p>

4.1. Identification de la concentration optimale en spores

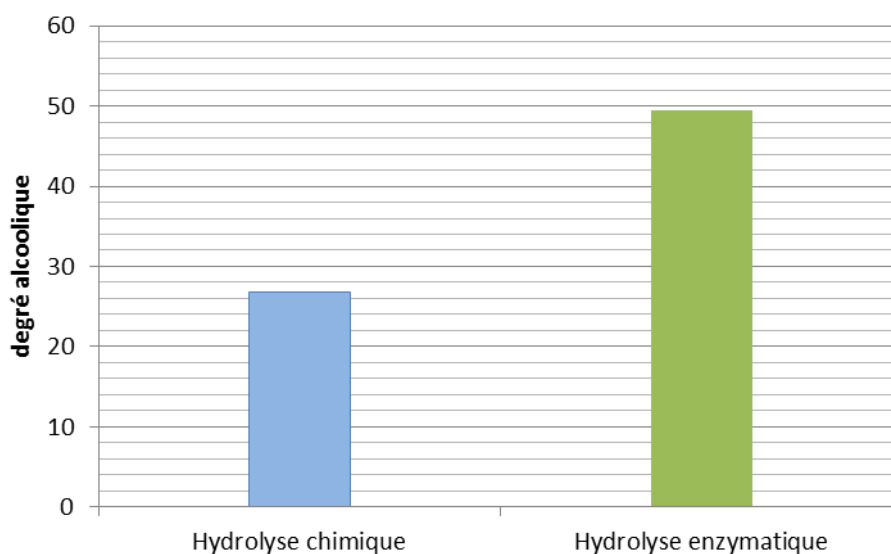
L'utilisation de trois concentrations différentes d' *Aspergillus* pour l'hydrolyse enzymatique a montré une corrélation significative entre la concentration du champignon et le rendement en éthanol lors de la fermentation. Accordé par [Laopaiboon et al. \(2007\)](#); une concentration optimale (10^5 spores/mL) a permis d'atteindre un degré alcoolique de 49.5%, tandis que les (10^3 spores/mL et 10^4 spores/mL) ont donnés (48.1%, 47.6%) respectivement.

Tableau 7: Effet de la concentration des spores

Hydrolyse enzymatique concentration du spores	Densité	degré alcoolique
10^5	0.9931	49.5
10^4	0.9948	48.1
10^3	0.9955	47.6

4.2. Comparaison des rendements selon le type d'hydrolyse

L'expérience compare les deux méthodes de prétraitement de résidus avant fermentation alcoolique : une hydrolyse acide seule (H_2SO_4) et une hydrolyse acide combinée à une hydrolyse enzymatique de la phase solide résiduelle. Après un traitement thermique initial et l'élimination des inhibiteurs extractibles (Figure 33).

**Figure 33:** Comparaison des rendements selon le type d'hydrolyse

Le premier substrat a donné un degré alcoolique de 26.7%, tandis que le second, après hydrolyse acide et enzymatique combinée, a atteint un degré alcoolique de 49.46%. Cette différence significative s'explique par l'efficacité de la combinaison hydrolyse acide/enzymatique.

L'hydrolyse acide (H_2SO_4) initiale, bien qu'elle libère une partie des sucres fermentescibles, est non spécifique et génère des composés inhibiteurs (furfural, HMF)

(Wright *et al.*, 1988), et des produits de dégradation des sucres. Elle laisse également une fraction importante de la matière organique non hydrolysée dans la phase solide.

L'étape d'hydrolyse enzymatique ultérieure cible spécifiquement les polysaccharides restants (cellulose et hémicellulose) dans cette phase solide, libérant ainsi des sucres supplémentaires qui seraient autrement inaccessibles aux levures. Cette approche sélective minimise la formation de composés inhibiteurs (Palmqvist *et al.*, 2000) et maximise la libération de sucres fermentescibles. Dans ce teste nous avons constaté que l'approche combinée optimise la conversion des polysaccharides en sucres simples.

5. Effet de la nature du substrat

Les résultats obtenues au cours et après de la fermentation pour les 3 types de résidus (résidus bruts extraits, résidus sans grains extraits, résidus sans grains non extraits) reflète une déférence significatif entre les 3 types de résidus pour les déférentes paramètres suivés.

5.1. Analyse de l'évolution du pH durant la fermentation (3 types de résidus)

En fermentation pour la production d'éthanol, la plage de pH optimale de *S. cerevisiae* est de 4,0 à 5,0 (Lin *et al.*; 2012). Lorsque le pH est inférieur à 4,0, une période d'incubation plus longue est nécessaire, mais conduisant à une baisse d'éthanol produit même lorsque le pH est supérieur à 5,0, la concentration d'éthanol diminue aussi (Staniszewski *et al.*; 2007).

La figure 34 de la variation du pH nous informe sur l'activité métabolique de la levure lors de la conversion des sucres en alcool. La courbe d'évolution du pH révèle une baisse progressive du pH du milieu de fermentation, elle était rapide durant les 1^{er} 24 heures pour les résidus sans grains extraits et les résidus sans grains non extraits, passant de 4,7 à 4,5 et 4.3 respectivement, alors que les résidus bruts présentent une faible diminution, après 24 heures la progression du pH devient plus en plus lente pour les résidus sans grains, à la fin de la fermentation; le milieu réactionnel devient plus acide. D'après Mohd Azhar *et al.* (2017); Cette diminution est due à la consommation des substrats carbonés s'accompagne de la production des métabolites acides, de la formation du CO₂ et de l'éthanol par la *Saccharomyces cerevisiae*.

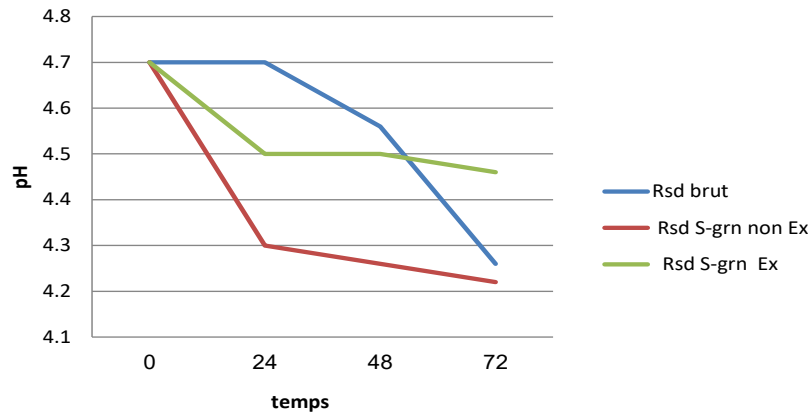


Figure 34. Évolution du pH pendant la fermentation

5.2. Suivi de la consommation de sucres (3 types de résidus)

L'analyse de la figure 35 de la consommation de sucre durant une fermentation de 72 heures, utilisant les trois substrats (les résidus sans grains extraits, les résidus sans grains non extraits et les résidus bruts), révèle une cinétique en deux phases. Une phase initiale rapide (0-48 heures) témoigne d'une activité métabolique intense, selon [Mohd Azhar et al.\(2017\)](#); la vitesse de consommation du sucre étant influencée par la concentration initiale de sucre, la densité microbienne et la disponibilité d'autres nutriments.

Le ralentissement observé par la suite (48-72 heures) est attribuable à l'épuisement du substrat, à l'accumulation de métabolites inhibiteurs (abaissant le pH et affectant les enzymes), à des limitations nutritionnelles et/ou à un stress osmotique ([Hahn-H;, et al. 1991](#)).

La présence d'inhibiteurs ralentit significativement la consommation de sucre ([Wright et al., 1988](#)), avec une diminution plus lente observée dans les résidus bruts et une diminution intermédiaire dans les résidus sans grains non extraits, par rapport aux résidus sans grains extraits qui montre une consommation optimale.

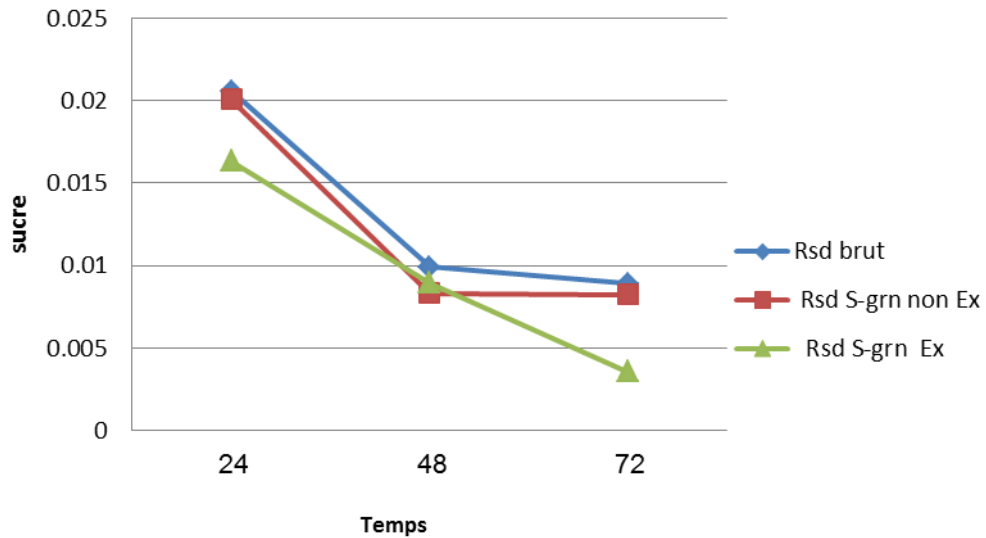


Figure 35 : Évolution de la consommation de sucre

5.3. Mesure du titre alcoométrique du distillat (3 types de résidus)

L'analyse comparative de trois substrats de fermentation, différenciés par la présence d'extractibles, révèle une corrélation directe entre le niveau d'inhibition et le rendement en éthanol. Le substrat sans grains soumis à l'extraction, affiche le rendement le plus élevé (42.15%) grâce à une conversion efficace des sucres en éthanol. Cette efficacité est démontrée par la production continue d'éthanol sur 72 heures, suggérant une disponibilité constante de sucres fermentescibles (Mohd Azhar et al. 2017); due à l'hydrolyse de la cellulose contenant dans les pelures et l'utilisation du sucre simple contenant dans la pulpe (Figure 36,37).

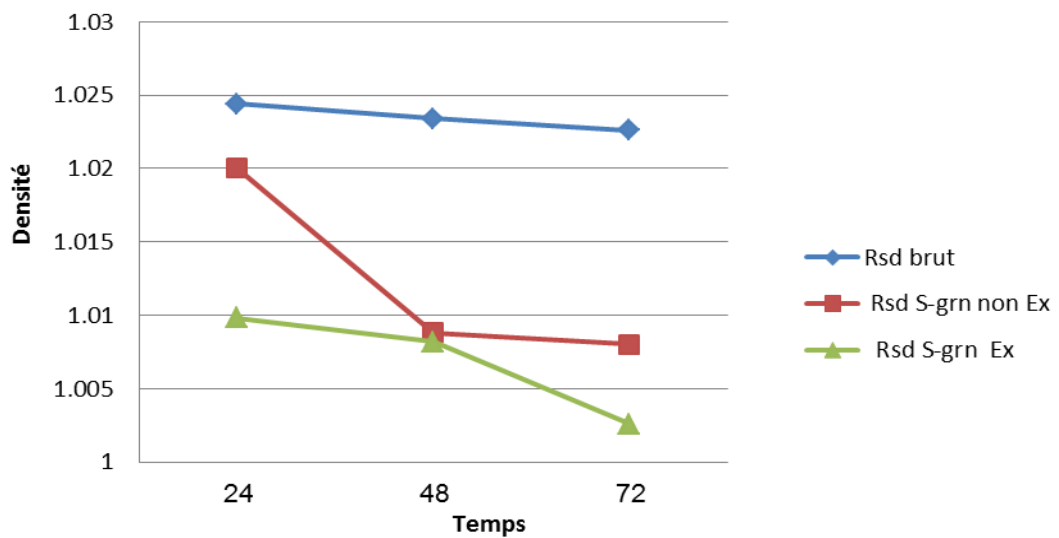


Figure 36: Densité de distillat de différents substrats

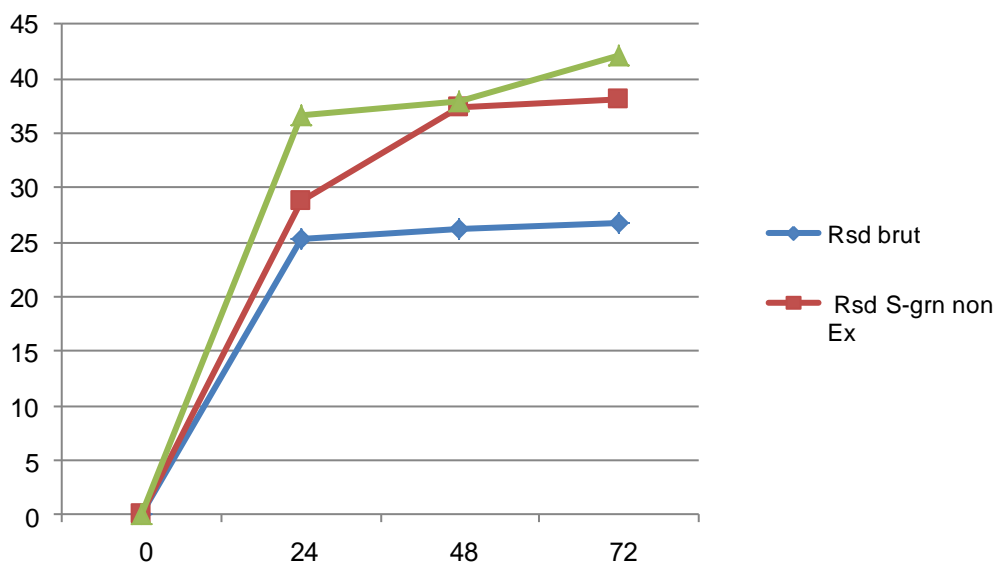


Figure 37. Degré alcoolique de distillat de différents substrats

En revanche, les résidus sans grains non soumis à l'extraction présente un rendement moyen (37.84%), caractérisé par une cinétique initiale rapide suivie d'un ralentissement significatif après 48 heures. Ce ralentissement est imputable à l'effet inhibiteur, combiné à une hydrolyse incomplète de la cellulose. Enfin, le substrat brut affiche un rendement faible (36.61 %). Cette inhibition métabolique est due à la présence des traces des huiles contenant dans les graines limitant la conversion des sucres fermentescibles (Hahn-H; *et al.* 1991). Les différences de rendement sont attribuables à une combinaison de facteurs incluant l'inhibition directe de l'activité microbienne et l'accumulation potentielle de métabolites inhibiteurs.

5.4. Impact de type de traitement

Notre étude a aussi tenté d'évaluer le rendement (en ml/g) et la masse de substrat (g/ml) nécessaire pour produire 1 ml de bioéthanol à partir de résidus de tomate soumis à divers procédés. Les traitements incluent l'élimination des graines, l'extraction des composés extractibles (lipides, pigments, etc.), ainsi que l'hydrolyse chimique ou enzymatique (Figure 38,39).

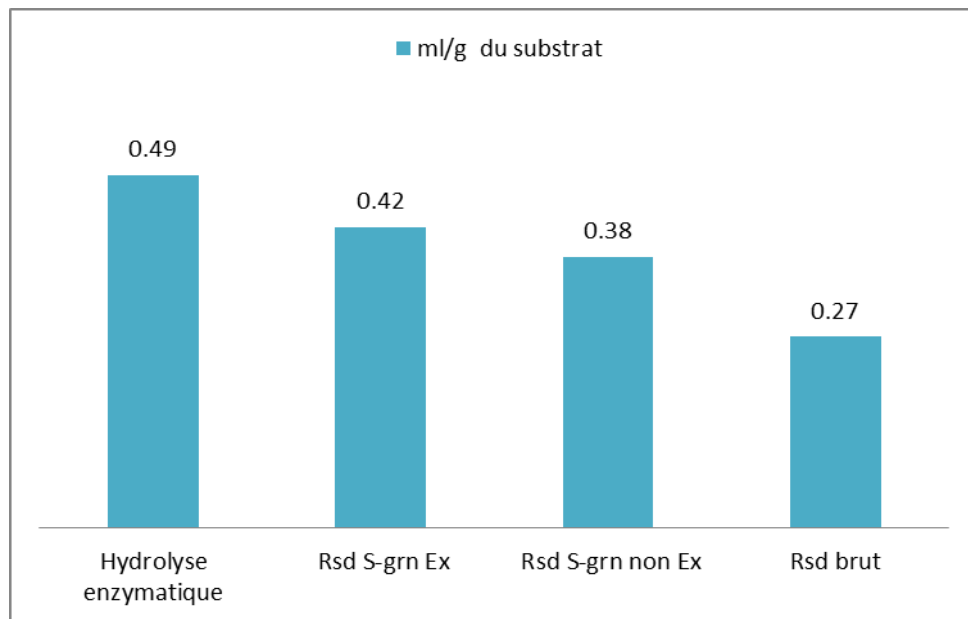


Figure 38. Le rendement

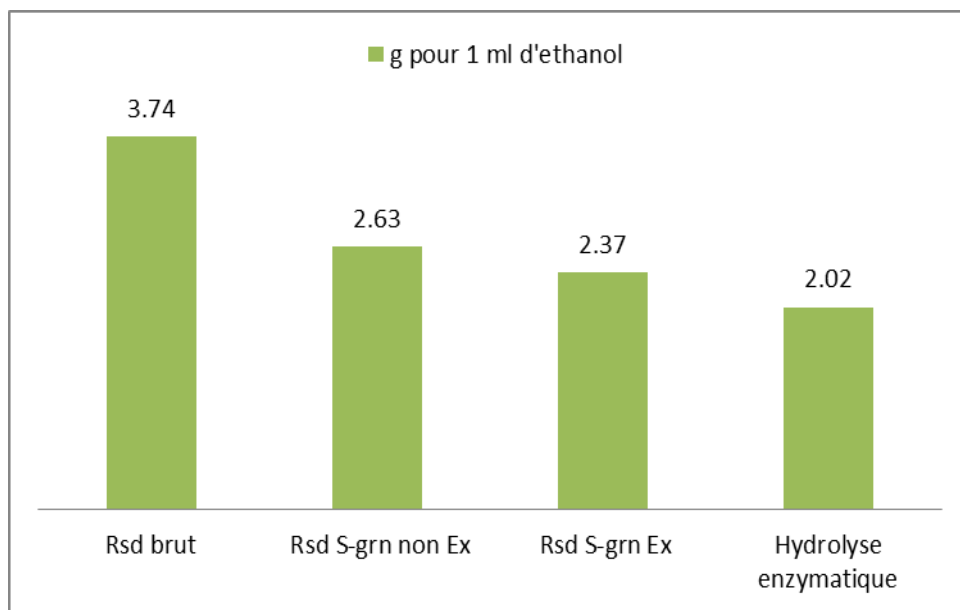


Figure 39. La masse de substrat (g) pour 1 ml de bioéthanol

Les résultats de la Figure 40-41; montrent que chaque étape de traitement améliore le rendement en (ml/g) et réduit la masse de substrat nécessaire (g/ml) pour produire 1 ml de bioéthanol. Les données des figures ultérieures présentent l'évolution du rendement en bioéthanol (exprimé en mL d'éthanol produit par gramme de substrat traité) selon différents protocoles de prétraitement et d'hydrolyse appliqués à des résidus de tomates.

Le traitement de référence, utilisant une hydrolyse chimique sur résidus bruts, présente un rendement de 0.27 mL/g. Les traitements ultérieurs montrent une amélioration progressive du rendement, atteignant 0.49 mL/g pour le protocole combinant extraction et hydrolyse enzymatique. Cette progression suggère que chaque étape de prétraitement contribue à optimiser la disponibilité des substrats fermentescibles et/ou à réduire la présence de composés inhibiteurs (Hijosa *et al*, 2019).

Tableau 8. Amélioration du rendement par type de Résidus

Traitement	Rendement (ml/g)	Amélioration (%)	Facteurs expliquant l'amélioration
Résidus bruts (hydrolyse chimique)	0.27	-	-
Résidus sans grains, non extraits	0.38	+40. %	Élimination des graines augmentant la proportion de glucides fermentescibles.
Résidus sans grains, extraits	0.42	+56%	Élimination des graines et des lipides/pigments, améliorant l'accessibilité des glucides fermentescibles.
Résidus extraits (hydrolyse enzymatique)	0.49	+81%	Hydrolyse enzymatique plus spécifique et efficace, avec moins de sous-produits inhibiteurs.

L'analyse quantitative des résultats démontre une amélioration progressive du rendement en bioéthanol, directement corrélée aux modifications apportées au substrat. Initialement, l'élimination mécanique des graines permet une augmentation de 40,7% du rendement (passant de 0,27 à 0,38 mL/g), révélant que ces composants représentaient une fraction importante (28-32% de la masse sèche) mais non fermentescible, principalement constituée de lipides (35-40%) et protéines (25-30%). L'étape d'extraction supplémentaire des composés hydrophobes apporte une amélioration complémentaire de 15,8 points (soit +55,6% au total par rapport au témoin), avec un rendement atteignant 0,42 mL/g, ce qui s'explique par l'élimination des inhibiteurs résiduels comme les polyphénols et la réduction des lipides de 6,5% à 1,2% (Galbe *et Zacchi*, 2007).

Enfin, l'hydrolyse enzymatique des résidus prétraités permet un gain supplémentaire de 25,9 points (soit +81,5% au total), portant le rendement final à 0,49 mL/g, soit 96,1% du maximum théorique calculé (0,51 mL/g). Selon [Hsu *et al.* \(1980\)](#); Cette performance s'explique par la spécificité des enzymes (cellulases et hémicellulases) qui convertissent 92-95% des polysaccharides tout en générant 85% moins de furfural que l'hydrolyse chimique. La progression systématique des rendements (52,9% à 96,1% du maximum théorique) confirme l'intérêt d'une approche intégrée combinant purification physique, extraction chimique et conversion biologique pour optimiser la valorisation des résidus complexes.

5.4. 1. Impact de la séparation des graines

L'élimination des graines, structures riches en lipides (triacylglycérols) et protéines, permet une meilleure disponibilité des polysaccharides pariétaux (cellulose, hémicelluloses) dans le substrat ([Wang *et al.*; 2011](#)). Cette étape mécanique induit une augmentation de 40,7% du rendement éthanolique, démontrant l'effet négatif des composants non glucidiques sur l'efficacité de saccharification.

5.4. 2. Effet de l'extraction des composés hydrophobes

L'extraction par solvant organique élimine sélectivement les métabolites secondaires lipophiles (caroténoïdes, tocophérols) et les cires cuticulaires ([Mosier *et al.*, 2005](#)). Ces composés, par leur nature amphiphile, peuvent former des complexes avec les enzymes hydrolytiques ou les polysaccharides, réduisant leur biodisponibilité, indique [Palmqvist *et al.* \(2000\)](#). Leur extraction permet une amélioration différentielle de 15,8% du rendement.

5.4. 3. Supériorité de l'hydrolyse enzymatique

Le système enzymatique (cellulases, β -glucosidases) présente une spécificité stéréochimique accrue pour les liaisons $\beta(1\rightarrow4)$ glucosidiques, limitant les réactions observées lors de l'hydrolyse acide (déshydratation des oses en furfural) ([Maarouf *et al.*, 2020](#)). Ce mécanisme catalytique explique l'optimisation supplémentaire de 25,9% du rendement. Cependant, l'écart entre le rendement théorique (~ 0.51 mL/g pour une conversion complète du glucose) et les valeurs expérimentales suggère la persistance de:

- Limitations de transfert de masse dans les matrices résiduelles.
- Inactivation partielle des enzymes par des inhibiteurs résiduels ([Wright, 1988](#)).

-Perfes métaboliques lors de la fermentation (production de glycérol, biomasse microbienne).

5.4. 4. Limitations des résidus bruts

La matrice brute présente une hétérogénéité structurale marquée, où les inclusions lipidoprotéiques et les autres complexes créent des barrières physico-chimiques à l'hydrolyse. La présence de polyphénols oxydables peut également inhiber l'activité des biocatalyseurs, justifiant le rendement suboptimal observé. [Berlin et al. \(2006\)](#) ont constaté que les cellulases, les xylanases et la β -glucosidase présentaient une inhibition par la présence de lignine, la β -glucosidase étant la moins affectée.

L'analyse démontre une corrélation positive entre le degré de purification du substrat et l'efficacité de conversion en éthanol. La séquence optimale combine:

1. Un prétraitement mécanique (réduction de taille et séparation densimétrique).
2. Une extraction sélective (solvant apolaire)
3. Une hydrolyse enzymatique ciblée

Cette approche multi-étapes permet d'atteindre un rendement de 0,49 mL éthanol/g de substrat, correspondant à 81,5% d'amélioration par rapport au traitement de référence. Ces résultats soulignent l'importance critique des étapes de fractionnement préalable dans la valorisation des résours complexes.

4. Une combinaison d'extraction des lipides (peuvent être convertis en biodiesel ([Lu et al ,2029](#))), d'élimination des graines et d'hydrolyse enzymatique est recommandée. L'intégration de prétraitements mécanique et thermique pourraient encore améliorer l'accessibilité des fibres ([Sun et Cheng, 2002](#)). Par ailleurs, la valorisation des co-produits (lipides en biodiesel, tourteaux en alimentation animale) renforcerait la rentabilité.

CONCLUSION
GENERALE ET
PERSPECTIVES

Conclusion generale et perspectives

Notre étude sur la production de bioéthanol de deuxième génération à partir de biomasse issue des résidus de transformation des tomates et la caractérisation du produit obtenue ; démontre la faisabilité de leur utilisation comme ressource durable pour la production d'énergie. et mettent en lumière l'impact des différentes méthodes de prétraitement et des conditions de fermentation sur l'efficacité de la production de bioéthanol. L'étude nous ont permis de déduire qu'il est essentiel d'utiliser une charge de biomasse importante, généralement entre 15 et 20 %.

Nous avons démontré que le prétraitement par vapeur sous pression améliore considérablement la saccharification. Ce constat souligne l'importance du prétraitement pour surmonter la résistance naturelle des parois cellulaires des plantes à la dégradation enzymatique. L'étude révèle également que la concentration de spores d'*Aspergillus* (10^5 spores/mL) a permis d'atteindre le rendement en éthanol le plus élevé (0.49ml/g), Cela suggère qu'une concentration excessive d'*Aspergillus* peut inhiber la production d'éthanol, probablement en raison de la compétition pour les nutriments ou de l'accumulation de produits inhibiteurs.

De plus, l'étude compare deux méthodes de prétraitement : l'hydrolyse acide seule et une combinaison d'hydrolyse acide et enzymatique. L'approche combinée, qui inclut une hydrolyse acide initiale suivie d'une hydrolyse enzymatique de la phase solide résiduelle, a atteint un rendement en éthanol plus élevé (0.49ml/g) par rapport à l'hydrolyse acide seule (0.27 ml/g). Cette différence est attribuée à la capacité de la méthode combinée à cibler spécifiquement les polysaccharides résiduels, Minimiser la formation de composés inhibiteurs générés durant les étapes de prétraitement faciliterait leur précipitation ultérieure par l'hydroxyde de calcium ($\text{Ca}(\text{OH})_2$) et maximisant la libération de sucres fermentescibles. L'étude examine également l'impact des extraits sur l'efficacité de la fermentation, révélant que les substrats sans grains et avec extraction des extraits ont atteint le rendement en éthanol le plus élevé (0.42 ml/g). En revanche, les substrats avec grains non extraits et les substrats bruts ont montré des rendements plus faibles (0.38 ml/g et 0.27 ml/g respectivement), probablement en raison des effets inhibiteurs des huiles résiduelles et d'une hydrolyse incomplète de la cellulose.

Perspectives

Cette étude propose des perspectives prometteuses pour optimiser la production de bioéthanol à partir de résidus de tomates. Les voies d'amélioration concernent principalement l'optimisation des procédés de fermentation, et améliorer l'hydrolyse enzymatique à travers l'utilisation des enzymes produites par des souches locales performantes et l'ajustement des paramètres opératoires, potentiellement soutenue par l'ingénierie génétique. Le prétraitement pourrait être amélioré via des méthodes alternatives comme les ultrasons ou l'utilisation de catalyseurs. La réduction des inhibiteurs (furfural, huiles) et la valorisation des co-produits (biogaz, compost) représentent des axes complémentaires pour une économie circulaire. Enfin, le passage à l'échelle industrielle, particulièrement dans la région d'Adrar, et l'intégration dans des bioraffineries multifonctionnelles constituent des étapes cruciales pour la faisabilité et la durabilité du procédé

REFERANCES

BIBLIOGRAPHIQUES

References Bibliographiques

- Adam A., (2008).** Elicitation de la résistance systémique induite chez la tomate et le concombre et activation de la voie de la lipoxigénase par des rhizobactéries non pathogènes. Univ de Liège, Thèse de Doctorat en Sciences p. 165.
- Aghajanzadeh-Golshani A., Martinez- Lopez A.L., Carvajal-Millan E., Ponce de León-Renova N., Marquez- Escalante J., Romo-Chacon A., (2009).** Handbook of analysis of active compound in Functional Foods.
- Aissa K.H., Abdelatif K. (2006).** La valeur nutritive d'un déchet de tomate à l'état sec pp. 52-60.
- Aldigui S.A., Alfenore S., Cameleyre X., Goma G., Uribelarrea J.L., Guillouet S.E., Molina-Jouve C. (2004).** Synergistic temperature and ethanol effect on *Saccharomyces cerevisiae* dynamic behaviour in ethanol bio-fuel production. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 26: 217-222.
- Algerie press sevices, (2021).** Tomate industrielle croissance de la production, <https://www.aps.dz/economie/130791-tomate-industrielle-croissance-de-la-production-de-17-en-2021>.
- Alriksson, B., Cavka, A., Jönsson, L.J., (2011).** Improving the fermentability of enzymatic hydrolysates of lignocellulose through chemical in-situ detoxification with reducing agents. *Bioresource Technology*, 102: 1254-1263.
- Bouزيد A., Bedrani S. (2013).** La performance économique de la filière tomate industrielle en algérie. *Les cahiers du CREAD* 103: 85-104.
- Apria 1969:** Association pour la promotion Industrie Agriculture,. Utilisation des déchets végétaux.53031/082, 180-186p
- Aramrueang N, Zicari SM, Zhang R (2017).** Characterization and compositional analysis of agricultural crops and residues for ethanol production in California. *Biomass Bioenergy* 105:288–297.
- Acourene S. et Tama M. (1997).** Caractérisation physicochimique des principaux cultivars de datte de la région des Zibans. Institut National de Recherche Agronomique Algérienne (INRAA). 1:59-66
- Azhar, S.H.M., Abdulla, R., Jambo, S.A., Marbawi, H., Gansau, J.A., Faik, A.Z.M. and Rodrigues, K.F. (2017).** Yeasts in Sustainable Bioethanol Production: A Review. *Biochemistry and Biophysics Reports*, (10):52-61.

- Berlin, A., Balakshin, M., Gilkes, N., Kadla, J., Maximenko, V., Kubo, S. and Saddler, J. (2006).** Inhibition of cellulase, xylanase and β -glucosidase activities by softwood lignin preparations, *Journal of Biotechnology* 125(2) : 198–209.
- Boiron, P. (1996).** Organisation et biologie des champignons. Edition Nathan.pp.13- 19-69-79.
- Botton B., Breton A., Fevre M., Gauthier S., Guy P.H., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y., Veau P. (1990).** Moisissures utiles et nuisibles importance industrielle. 2ème édition. Masson. *Collection Biotechnologies*. p. 34-428.
- Boukella M. (1996).** Les industries agro-alimentaires en Algérie : politiques, structures et performances depuis l'indépendance". *Cahiers Options Méditerranéennes*, Vol 19. IAM Montpellier, France.
- Boulal A., Benali B., Moulai M. Touzi A. (2010).** Transformation des déchets de dattes de la région d'Adrar en bioéthanol. *Revue des Energies Renouvelables*, 13(3): 455-463.
- Boulal A., Atabani A.E., Mohammed M.N., Khelafi M., Gediz U., Sutha S., Awais B., Gopalakrishnan K. (2019).** Integrated valorization of Moringa oleifera and waste Phoenix dactylifera L. dates as potential feedstocks for biofuels production from Algerian Sahara: An experimental perspective. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*. 20: 101234.
- Boulal, A., Khelafi, M., & Messaadi, A. H. (2019).** Production du bioéthanol à partir des déchets de dattes d'Adrar et Tolga (Biskra) : Etude comparative. *International Journal of Natural Resources and Environment*. 2019, 1(1): 21-30.
- Braide W, Kanu I.A, Oranusi U.S and Adeleye S.A. (2016)** Production of bioethanol from agricultural waste. *J. Fundam. Appl. Sci.* 8(2): 372-386.
- Capanoglu, E., Nemli, E., Tomas-Barberan, F. (2022).** Novel Approaches in the Valorization of Agricultural Wastes and Their Applications. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(23): 6787-6804.
- Carillo, P.; D'Amelia, L.; Dell'Aversana, E.; Faiella, D.; Cacace, D.; Giuliano, B.; Morrone, B. (2018).** Eco-friendly use of tomato processing residues for lactic acid production in campania. *Chem. Eng. Trans.*, 64: 223–228.
- Casa, M.; Casillo, A.M.; Miccio, M. (2021).** Pectin production from tomato seeds by environment-friendly extraction: Simulation and discussion. *Chem. Eng. Trans.*, 87: 139–144.
- Castegnaro M., Pfohl-Leszkowicz A. (2002).** Les mycotoxines : contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine, dans La sécurité alimentaire du consommateur, Lavoisier.

- Caudron, F., Yves B. (2014).** Sexualité et mémoire : ce que la levure peut nous apprendre. *Med Sci*, 30(4): 48-349.
- Cekmecelioglu, D., Uncu, O. N. (2013).** Kinetic modeling of enzymatic hydrolysis of pretreated kitchen wastes for enhancing bioethanol production. *Waste Management*, 33(3): 735-739.
- Champagne, P. (2008).** Chapter 9 - Biomass, in T. M. Letcher (ed.), *Future Energy*, Elsevier, Oxford, pp. 151–170.
- Chang, V. S., Nagwani, M. and Holtzapple, M. T. (1998).** Lime pretreatment of crop residues bagasse and wheat straw, *Applied Biochemistry and Biotechnology* 74(3) : 135–159.
- Clark, T.A. et Mackie, K.L. (1984)** Fermentation Inhibitors in Wood Hydrolysates Derived from Softwood *Pinus radiata*. *J. Chem. Techn. Biotechnol.*, 34B: 101-110.
- Colonna P ; Buleon A ; Leloup V ; Thibault JF ; Renard C ; Lahaye M ; Viroben G. (1995).** Constituants de céréales, des graines, des fruits et de leurs sous produits. INRA, Paris pp. 83-123
- Cotte, F., (2000).** Study of the feeding value of tomato pulp for ruminants. Thèse, Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, Université Claude Bernard Lyon 1, Thèse n° 171, 142
- Cruz, C., Souza, G. and Cortez, L. (2014).** Chapter 11 - Biofuels for transport, *Future Energy*, second edn, Elsevier Ltd., London, UK, pp. 215–244.
- Das, H., & Singh, S. K. (2004).** Useful Byproducts from Cellulosic Wastes of Agriculture and Food Industry—A Critical Appraisal. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 44(2): 77-89.
- Dashtban, M., Schraft, H. and Qin, W. (2009).** Fungal Bioconversion of Lignocellulosic Residues ; Opportunities & Perspectives, *International Journal of Biological Sciences* 5(6) : 578–595.
- Davet R. (1997).** La Communauté Fongique : Son organisation et rôle dans l'écosystème. Marcel Dekker, Inc., New York.
- Davet, P. et Rouxel, F. (1997).** Détection et isolation des champignons du sol. (edn) INRA.Paris.
- Del Valle, M. ; Camara, M. ; Torija, M. E., (2006).** Chemical characterization of tomato pomace. *J. Sci. Food Agric.*, 86:1232–1236
- DSA Adrar, 2022.**

- DuBois, Michel., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A., Smith, Fred. (1956).** Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. *Analytical Chemistry*, 28(3): 350-356.
- Duff, S. J. B. and Murray, W. D. (1996).** Bioconversion of forest products industry waste cellulose to fuel ethanol : A review, *Bioresource Technology* 55(1) : 1–33.
- Eller F.J., Moser J.K., Kenar J.A., Taylor S.L. (2010).** Extraction and analysis tomato seed oil. *J. Am. Oil. Chem. Soc.*, 87 ; 755–762.
- Fabienne D., (1991).** Génie Fermentaire., Edition Doin Editeurs, pp. 226-229.
- Fao statistics. (2022).** World Food and Agriculture—*Statistical Yearbook 2022*; FAO: Rome, Italy.
- Ferreira, B.S., Cecilia, R.C., van Keulen, F., Cabral, M.S. (2004).** Recombinant *Saccharomyces cerevisiae* strain triggers acetate production to fuel biosynthetic pathways. *Journal of biotechnology*. 109:159-167.
- Fritsch, C. (2017):** Processing, valorization and application of bio-waste derived compounds from potato, tomato, olive and cereals: A review. *Sustainability* 9: 1492.
- Madr. (2022).** <https://fr..gov.dz/statistiques-agricoles/>.
- Sprenger. (1996).** Carbohydrate metabolism in *Zymomonas mobilis*: a catabolic highway with some scenic routes, *FEMS Microbiol. Lett.*, 145(3): 301–307,
- Galbe, M & Zacchi, G (2007).** Pretreatment of Lignocellulosic Materials for Efficient Bioethanol Production, *In Biofuels*, pp. 41–65
- Gallais A et Bannerot H, (1992).** Amélioration des espèces végétales cultivées objectif et critères de sélection. INRA, Paris, p 765.
- Gryta, M., Morawski, A., Tomaszewska, M. (2000).** Ethanol production in membrane distillation bioreactor. *Catalysis today*, 38(3):159-165.
- Guiraud J.P. (1998).** Microbiologie alimentaire, (edn) Dunod. Paris.
- Guiraud, J. P., & Rosec, J. P. (2004).** Pratique des normes en microbiologie alimentaire.
- Hadri, K., Boulal, A., & Cheikh, N. (2022).** Ethanol Production by *Balanites aegyptiaca* Fruits Valorization in the Adrar Region of Algeria. *Journal of Renewable Energies*. p. 109 – 115.
- Hahn-Hägerdal, B., Linden, T., Senac, T. et Skoog, K. (1991),** Ethanolic Fermentation of Pentoses in Lignocellulose Hydrolysates. *Appl. Biochem. and Biotechnol.*, 28/29, 131-144.
- Hencke, S. (2000).** Utilisation alimentaire des levures. Thèse de Doctorat, Université Henri Poincaré - Nancy1.

- Hijosa-Valsero, M.; Garita-Cambronero, J.; Paniagua-García, A.I. (2019)** Tomato Waste from Processing Industries as a Feedstock for Biofuel Production. *Bioenergy Res.* 12, 1000–1011(
- Houcent, P. (2015).** Isolement et identification des levures du tubercule de manioc «Manihot esculenta » de la region de Vakinankaratra. Mémoire d’Etudes Approfondie en Sciences de la Vie, Option : Biotechnologie-Microbiologie, Université d’Antananarivo.
- Faostat, (2022).** <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC/visualize> (10/05/2022 à 10: 55h)
- Iutsd, (2017).** [http://www.iutsd.univparis13.friutsd/images/Developpement_durable/F-VOLLE Biocarburants le11/04/2017](http://www.iutsd.univparis13.friutsd/images/Developpement_durable/F-VOLLE_Biocarburants_le11/04/2017).
- Huh G., Damsz B., Matsumoto T.K., Reddy M.P., Rus A.M., Ibeas J.I. & HasegawaP.M. (2002).** Salt causes ion disequilibrium-induced programmed cell death in yeast and plants. *The Plant Journal*, 29(5), 649–659. *Ferment. Technol.* 54: 872-884.
- Jones R.P., Pamment N. et Greenfield P.F. (1981).** Alcohol fermentation by yeasts-the effect of environmental and other variables. *Process Biochemistry.* 16:42-49
- Julien R. (2012)** Intensification de la brique « fermentation alcoolique » de substrats betteraviers pour la production d’éthanol .Optimization of ethanol production in high gravity fermentation of sugar beet substrate
- Kachour Leila . (2005).** Identification des moisissures isolées à partir des eaux du lac Oubeira (PNEK) et impact des eaux usées sur leur diversité , Mémoire de magister en microbiologie de l’ environnement .université baji mokhtar Annaba .
- Kaidi, F., Touzi, A. (2001).** Production de bioalcool à partir des déchets de dattes. *Revue des Energies Renouvelables*, NS: Biomasse Production et Valorisation, 75-78.
- Kasavi C, Finore I, Lama L, Nicolaus B, Oliver SG, Oner ET, Kirdar B (2012).** Evaluation of industrial *Saccharomyces cerevisiae* strains for ethanol production from biomass. *Biomass Bioenergy* 45:230–238.
- Katapodis P., Christakopoulou V., Christakopoulos P. (2006).** Optimization of xylanase production by *Thermomyces lanuginosus* in tomato seed meal using response surface methodology. *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 22 : 501–506..
- Kaur D., Wani A.A., Oberoi D.P.S., Sogi D.S. (2008).** Effect of extraction conditions on lycopene extractions from tomato processing waste skin using response surface methodology. *Food Chem.*, 108 : 711–718.
- Kemka, U., Ogbulie, T., Oguzie, K., Akalezi, C., Oguzie, E. (2023).** Pretreatment procedures on lignocellulosic biomass material for biogas production: A review. 130-142.

- King A.J., Zeidler, G . (2004).** Tomatopomacemaybea good source of vitamin E in broilerdiets. *CaliforniaAgriculture* 58:59-62
- Knoblich M., Anderson B., Latshaw D. (2005).** Analyses of tomato peel and seed byproducts and their use as a source of carotenoids. *J. Sci. Food Agric.*, 85 ; 1166 –1170
- Kosikowski F. V. (1988).** Dairy foods research papers. Enzyme behavior utilization in dairy technology. *J. Dairy Sci.* 71: 557-573.
- Kostov, G., Angelov, M., Mihaylov, I., Poncelet, D. (2010).** Mechanical properties of Ca-alginate beads for ethanol fermentation with immobilized yeast. *Revue de génie industriel*, 5: 25-35 .
- Kowalska, H., Czajkowska, K., Cichowska, J., Lenart, A. (2017).** What’s new in biopotential of fruit and vegetable by- products applied in the food processing industry. *Trends in Food Science & Technology*, 67: 150-159.
- Labrani, F. Z. K. (2016).** Activité « Killer » chez des levures isolées des sols du Nord-Est Algérien: Purification, caractérisation et effet sur les souches de levures indésirables. Thèse de Doctorat, Université des frères Mentouri-Constantine 1.
- Laopaiboon, L., Thanonkeo, P., Jaisil, P. and Laopaiboon, P. (2007).** Ethanol production from sweet sorghum juice in batch and fed-batch fermentations by *Saccharomyces cerevisiae*, *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 23(10) : 1497–1501.
- Larrent J.P. & Larrent-Gourgaud M. (1997).** Mémento technique de microbiologie. 3 ème édition, Lavoisier-Ted&Doc, Paris. P : 217-240.
- Larsson, S., Reimann, A., Jonsson, L., 1999.** Comparison of different methods for the detoxification of lignocellulosic hydrolysates of spruce. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*pp. 77-79, 91–103.
- Lenucci MS, Durante M, Montefusco A, Dalessandro G, Piro G (2013).** Possible use of the carbohydrates present in tomato pomace and in byproducts of the supercritical carbon dioxide lycopene extraction process as biomass for bioethanol production. *J Agric Food Chem* 61:3683–3692.
- Lester M., Morrison M.D. (1946).** The control of diarrhea by tomato pomace. *American J. Digestive Diseases*, 13(6) : 196-198
- Leveau S. B. & Bouix M. (1993).** Les microorganismes d’intérêt industriel. Lavoisier microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Lavoisier. Paris.
- Leyral G. et Vierlin E. (2007).** Microbiologie et toxicologie des aliments. Hygiène et sécurité alimentaires. Edit Wolters Kluwer, Amsterdam. p 287.

- Lippuner V., Cyert M.S. & Gasser C.S. (1996).** Two Classes of Plant cDNA Clones Differentially Complement Yeast Calcineurin Mutants and Increase Salt Tolerance of Wild-type Yeast. *J Biol Chem*, 271(22): 12859–12866.
- Loboguerrero, A., Campbell, B., Cooper, P., Hansen, J., Rosenstock, T., Wollenberg, E. (2019).** Food and Earth Systems : Priorities for Climate Change Adaptation and Mitigation for Agriculture and Food Systems. *Sustainability*, 11(5): 1372.
- Lu, Z.; Wang, J.; Gao, R.; Ye, F.; Zhao, G. (2019).** Sustainable valorisation of tomato pomace: A comprehensive review. *Trends Food Sci. Technol.*, 86, 172–187. **Lynd L.R., Weimer P. J., van Zyl, W.H., and Pretorius, I. S. (2002).** Microbial Cellulose Utilization: Fundamentals and Biotechnology. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 66(3), 506-577.
- Salma,E. Valmis, and D. Sicard, (2011).** Etude et caractérisation de l'état " Viable mais Non Cultivable " chez *Saccharomyces cerevisiae* 2014.
- Maarouf A. A. (2020).** Production de bioéthanol à partir d'une biomasse lignocellulosique multi-ressources locale par prétraitement Organosolv et hydrolyse enzymatique. Génie des procédés. (NNT : 2020CLFAC061).
- Mansouri, A., Rihani, R., Laoufi, A. N., Özkan, M. (2016).** Production of bioethanol from a mixture of agricultural feedstocks : *Biofuels characterization. Fuel*, 185: 612-621.
- Mechmeche, M.; Kachouri, F.; Chouabi, M.; Ksontini, H.; Setti, K.; Hamdi, M. (2017).** Optimization of Extraction Parameters of Protein Isolate from Tomato Seed Using Response Surface Methodology. *Food Anal. Methods*, 10: 809–819.
- Miller J. D. (2002).** Enzymic hydrolysis of protein by various enzyme preparations.
- Mohd Azhar, S. H., Abdulla, R., Jambo, S. A., Marbawi, H., Gansau, J. A., Mohd Faik, A. A. and Rodrigues, K. F. (2017).** Yeasts in sustainable bioethanol production : A review, *Biochemistry and Biophysics Reports* 10 : 52–61.
- Molina-Sabio M, Rodríguez-Reinoso F. 2004.** Role of chemical activation in the development of carbon porosity. *Colloid Surface Physicochem Eng Aspect*;241:15–25.
- Mosier, N., Wyman, C., Dale, B., Elander, R., Lee, Y. Y., Holtzapple, M. and Ladisch, M. (2005).** Features of promising technologies for pretreatment of lignocellulosic biomass, *Bioresource Technology* 96(6) : 673–686.
- Msahazi, A. (2015).** Isolement et caractérisation des Levures Sauvages de la Carotte ((*daucus carota*)) de la region de vakinankaratra. Mémoire pour l'obtention du Diplôme d'Etude Approfondies en Sciences de la vie, Biotechnologie-Microbiologie, Université d'Antananarivo

- Munro B et Small E, (1997).** Les légumes du Canada. Ed. Val. Morin, Québec, Canada. p 436.
- Nguyen, L. M. (2000).** Organic matter composition, microbial biomass and microbial activity in gravel-bed constructed wetlands treating farm dairy wastewaters. *Ecological Engineering*, 16(2): 199-221.
- Nicastro, R., & Carillo, P. (2021).** Food Loss and Waste Prevention Strategies from Farm to Fork. *Sustainability*, 13(10): 5443.
- Nicklin J., Graeme-Cook K., Paget T., Killington R.(2000) .** L'essentiel en microbiologie. *Edition Berti*. p :210-216.
- Nour, V.; Panaite, T.D.; Ropota, M.; Turcu, R.; Trandafir, I.; Corbu, A.R. (2018).** Nutritional and bioactive compounds in dried tomato processing waste. *CYTA J. Food*, 16: 222–229.
- Nwuche C.O & Ogbonna J.C. (2011).** Isolation of lipase producing fungi from palm oil mill effluent (pome) dump sites at nsukka. *Brazilian archives of Biology and technology*. 54:113-116
- OIV-MA-AS2-01A (R2012).** Recueil International des Méthodes d'Analyses – OIV Masse volumique et densité relative à 20°C – Méthodes Type I.
- Ould El Hadj M. D. (2001).** Etude comparative de la productivité d'alcool brut de dattes selon les variétés. Revue semestrielle n° 9. INRA Algérie. P. 91-98
- Osei, J.A. (2020).** Feasibility of Bioethanol Production from Rotten Tomatoes (*Solanum Lycopersicum*) Using *Saccharomyces Cerevisiae*. *Waste Technology*, 8(2): 34-38.
- Palmqvist, E. (2000).** Fermentation of lignocellulosic hydrolysates. I: inhibition and detoxication. *Bioresource Technology*, 74(1): 17-24.
- Pataro, G., Carullo, D., Falcone, M., Ferrari, G. (2020).** Recovery of lycopene from industrially derived tomato processing by-products by pulsed electric fields-assisted extraction. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 63: 102369.
- Patle S, Lal B (2007).** Ethanol production from hydrolysed agricultural wastes using mixed culture of *Zymomonas mobilis* and *Candida tropicalis*. *Biotechnol Lett* 29:1839–1843.
- Phale, S. (2018).** Yeast: Characteristics and Economic Significance. *Journal of Bioprocessing & Biotechniques*, 8(5), 1-3.
- Rabak, F., (1917).** The utilization of waste tomato seeds and skins. *USDA Bulletin* No. 632
- Rakotondravao H., (2014)** valorisation du manioc pour la fabrication de bioethanol, p. 83
- Roehr, M. 2001.** The Biotechnology of ethanol: classical and future applications. *WileyVch*. *Federal republic of Germany*.

- Sabba G., Aboubakar , Njintang Y.N., Mbofung C.M.F.(2018).** Production du bioéthanol à base de pulpe des fruits de neem (*Azadirachta indica*), *Revue des Energies Renouvelables*,
- Saidi A., 2011.** La biomasse lignocellulosique et la bioénergie. *Bio énergie et environnement*, 21: 4-5
- Saini, J.K., Saini, R. & Tewari, L. (2015).** Lignocellulosic agriculture wastes as biomass feedstocks for second-generation bioethanol production: concepts and recent developments. *3 Biotech* 5:337–353.
- Schügerl, K. (1994).** Agriculture wastes. A source of bulk products? *Chemical Engineering & Technology*, 17(5): 291-300.
- Sharma, M.; Usmani, Z.; Gupta, V.K.; Bhat, R. (2021).** Valorization of Fruits and VegetableWastes and By-Products to Produce Natural Pigments. *Crit. Rev. Biotechnol.*, 41: 535–563.
- Sogi D.S., Shivhare U.S., Garg S.K., Bawa A.S. (2003).** Water Sorption Isotherm and Drying Characteristics of Tomato Seeds. *Biosystems Eng.*, 84 (3): 297–301.
- Somerville, C., Youngs, H., Taylor, C., Davis, S. C. and Long, S. P. (2010).** Feedstocks for Lignocellulosic Biofuels, *Science* 329(5993) : 790–792.
- Spooner, D. M., G. J. Anderson, et al. (1993).** Chloroplast dna evidence for the interrelationships of tomatoes, potatoes, and pepinos (*solanaceae*). *American Journal of Botany* 80(6): 676-688.
- Staniszewski, M., Kujawski, W. and Lewandowska, M. (2007).** Ethanol production from whey in bioreactor with co-immobilized enzyme and yeast cells followed by pervaporative recovery of product – Kinetic model predictions, *Journal of Food Engineering* 82(4) : 618–625.
- Sun, Y., Cheng, J. (2002).** Hydrolysis of lignocellulosic materials for ethanol production : A review q. *Bioresource Technology*. 83(1) : 1-11.
- Tabuc, C. (2007).** Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. Doctoral dissertation.
- Tadmourt, W., Khiari, K., Boulal, A., & Tarabet, L. (2020).** Waste paper valorization for bioethanol production : Pretreatment and acid hydrolysis optimization. *Energy Sources*, Part A: Recovery, Utilization, and Environmental Effects, 1: 20.
- Tamers, M. (2006).** Distinguishing Between Bio-ethanol and Petroleum Ethanol, *Ethanol Pro- ducer Magazine* .
- Thangavelu, S. K., Ahmed, A. S., Ani, F. N. (2016).** Review on bioethanol as alternative fuel for spark ignition engines. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 56: 820 835.

- Tommonaro, G., Poli, A., De Rosa, S., Nicolaus, B. (2008).** Tomato derived polysaccharides for biotechnological applications: *Chemical and biological approaches*. *Molecules*. 13: 1384-1398.
- Toone W.M. & Jones N. (1998).** Stress-activated signalling pathways in yeast. *Genes to Cells*, 3(8), 485–498.
- Verbelen, P.J., Saerens, S.M.G., Van Mulders, S.E. et al. (2009).** The role of oxygen in yeast metabolism during high cell density brewery fermentations. *Appl Microbiol Biotechnol* 82: 1143–1156.
- Waldron K. (2010).** Bioalcohol production: Biochemical conversion of lignocellulosic biomass. Woodhead Publishing Limited and CRC Press LLC, *Cornwall*. p 476
- Walker, GM (1998).** Physiologie et biotechnologie des levures. John Wiley & Sons. <https://www.wiley.com/en-gb/Yeast+Physiology+and+Biotechnology-p-97>
- Walker G.M. (2009).** Yeast In M. Schaechter, ed. Desk Encyclopedia of microbiology. 2nd ed. London : Elsevier/ Academic Press. P 1174-1187.
- Wang, D.I., Cooney, C.L., Demain, A.L., Dunnill, P., Humphrey, A., Lilly, M. (1979).** Fermentation and enzyme technology. Wiley interscience publication, New York.
- Wang, J., Chen, C. (2006).** Biosorption of heavy metals by *Saccharomyces cerevisiae* : A review. *Biotechnology Advances*, 24(5): 427-451.
- Watson K. (1987).** Temperature relations. In: Rose A.H. & Harrison J.S. (eds) The yeasts, vol 2. *Yeasts and the environment*, 2nd edn. Academic Press, London, pp 41–71
- Wright, J. (1988).** Ethanol from biomass by enzymatic hydrolysis, *Chem. Eng. Prog.* ; (United States) 84:8.
- Lin Y. et. Tanaka S. (2006).** Ethanol fermentation from biomass resources: current state and prospects », *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 69(6): 627 642.
- Yang, B. and Wyman, C. E. (2004).** Effect of xylan and lignin removal by batch and flow-through pretreatment on the enzymatic digestibility of corn stover cellulose, *Biotechnology and Bioengineering* 86(1) : 88–98.
- Yesilada O., Sik S. & Sam M.(1998).** Biodegradation of olive oil mill wastewater by *Coriolus versicolor* and *Funalia trogii*: effects of agitation, initial COD concentration, inoculum size and immobilization. *World Journal of Microbiology & Biotechnology*. 14: 37-42.

ARTICLES DANS LE
CADRE DE LA
THÈSE

<https://doi.org/10.48047/AFJBS.6.15.2024.12547-12555>



African Journal of Biological Sciences

Journal homepage: <http://www.afjbs.com>



Research Paper

Open Access

Production of bioethanol from tomato processing residues using *Saccharomyces cerevisiae* in the Adrar region (Southwestern Algeria)

Yehya SALI^{1,*}, Ahmed BOULAL²

^{1,2} Faculty of natural and life sciences, Laboratory of Saharan Natural Resources, University of Adrar, National Road No 06 Adrar 01000, Adrar, Algeria
Algeria

*Correspondence: sali.Yahia@univ-adrar.edu.dz

Volume 6, Issue 15, Nov 2024

Received: 20 sep 2024

Accepted: 05 Oct 2024

Published: 05 Nov 2024

[doi: 10.48047/AFJBS.6.15.2024.12547-12555](https://doi.org/10.48047/AFJBS.6.15.2024.12547-12555)

ABSTRACT

The objective of this study is to obtain second-generation ethyl alcohol from tomato processing residues. To convert this lignocellulosic biomass into ethanol; tomato residues were treated by a thermo-mechanical and chemical process, the acid hydrolysis was carried out. Fermentation was realized using *Saccharomyces cerevisiae* yeast in different dilutions with an incubation time of 72 hours, a pH of 4.7, and a temperature of 30°C. The evolution of pH, sugar concentration, and alcoholic degree were monitored. After 72 hours of fermentation, distillation was carried out, the characterization by GPC and IR confirmed the presence and nature of the compound obtained as ethyl alcohol. The yield of bioethanol obtained was 0,29 g/g of substrate. The results of the study demonstrated the feasibility of bioconverting tomato processing residues into 2nd generation ethanol.

Keywords: Tomato, Residues, pre-treatment, fermentation, bioethanol, hydrolysis

1. INTRODUCTION

A major challenge currently facing the world, particularly in the environmental field, lies in the need to find methods and strategies to effectively manage the waste resulting from the food production chain, such as tomato processing residues. This chain encompasses the stages of production, processing, consumption, and waste generation and contributes around 19–25% of greenhouse gas emissions [1]. The lack of adequate control over the decomposition processes of these wastes has a significant impact on the ecosystem [2], [3]. It is worth noting that processing industries generate considerable quantities of waste, placing those second only to domestic waste [4]. Algeria produces a considerable quantity of tomatoes, with the south-western region of Adrar alone contributing around 59,546.15 metric tons. Of this quantity, some 13,368.8 metric tons are destined for the manufacture of tomato paste. This processing activity generates a large quantity of under-exploited waste, consisting of seeds, skins, and pulp, and thus has a harmful impact on the environment. This lignocellulosic biomass, which is not in competition with human food, is an excellent source of ingredients such as polysaccharides [5], lycopene, β -carotene, phenolic compounds, flavonoids, levulinic acid, phytosterols, cutin [6], vegetable oil [7], antimicrobial compounds, and natural pigments [8]. In the context of reducing the effects of climate change, such as gas emissions and environmental pollution, the energy transition and the search for alternative, renewable, and sustainable energy sources are crucial steps towards diversifying resources and achieving a balance between human needs and ecosystem protection. The first bioethanol generation uses materials rich in sucrose and starch, while the second generation is based on lignocellulosic materials and the third on algal biomass. [9], According to Saini et al. [10]; first-generation feedstocks are insufficient to meet the growing demand for energy. Using residual feedstocks for ethanol will avoid mobilising more arable land, contributing to food security [11].

Lignocellulosic biomass can be used as a bio-resource for the development of new high-value-added products such as biofuels [12], thanks to its availability, abundance, and relatively low cost [13]. This second-generation bioenergy can compete with fuels derived from fossil resources

and reduce energy bills [14]. Among approaches exploring the potential of tomato by-products; Using *Saccharomyces cerevisiae* yeast, Osei et al. [15] produced bioethanol from rotten tomatoes while varying incubation times and temperatures. On the other hand, Aramrueang et al. [16] fermented poor-quality fresh tomato fruit rejected by growers. Meanwhile, Patle et al. [17] used two different bacterial strains to ferment a hydrolysate from tomato waste. Similarly, Kasavi et al. [18] fermented untreated tomato peels using bacteria and yeast. However, tomato pomace was subjected to enzymatic hydrolysis by Lenucci et al. [19]. The importance of eliminating bioconversion inhibitors present in residue components or resulting from pre-treatment processes has not been clearly addressed in research into the recovery of this type of tomato waste.

In this study, tomato industrial processing residues were used as feedstock for the production of second-generation bioethanol by alcoholic fermentation. Processes required to convert sugars from lignocellulosic biomass into bioethanol are essentially pretreatment, hydrolysis, fermentation, and distillation. To improve the efficiency of these processes, we adopted other steps, which are the extraction of inhibitory compounds and detoxification.

2. METHODOLOGIE

2. 1. Raw material preparation

From the concentrate production line at the 'Fouggara' plant in Reggane, southwest of Adrar-Algeria, we retrieved a significant amount of tomato processing residues (figure 1). These residues were ground to increase specific surface area and decrease cellulose's degree of polymerization (DP) and crystallinity after being dried in a well-ventilated area away from sunlight [20]. They were then kept in an airtight container in a dry location. Physico-chemical tests were carried out on our cellulosic biomass to determine moisture and ash content and to quantify cellulose and hemicellulose content. A substrate with 97% dry matter content was used for the experimental pre-treatment work.



Figure 1. Tomato processing residues

The figure 2 shows de various stages of preparation, processing and transformation of the residues from tomato processing to the production ethylique alcaool.

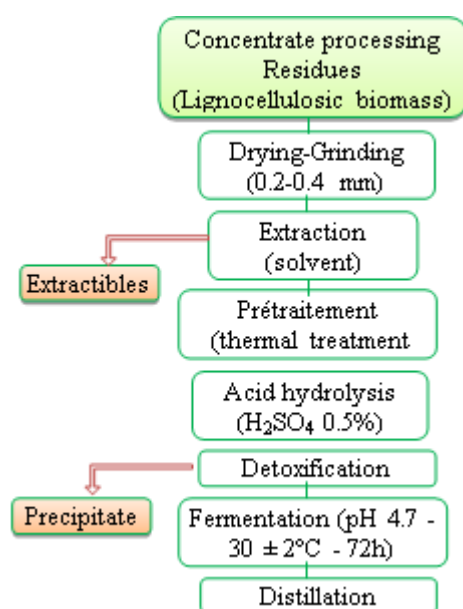


Figure 2. Bioethanol production processes

2.2.1 Soxhlet extraction

Extraction recovers the tannins, oils, fats, resins, and waxes that represent extractible (TAPPI Standard T204 cm-97, 1997). They are extracted under heat using a reflux extraction set-up consisting of a 300-mL flask into which 160 mL of the extracting solvent is introduced and a Soxhlet apparatus topped by a refrigerant. The residues were distributed in filter paper cartridges and introduced into the four station Soxhlet apparatus (behrotest). The residues were left in the solvent for 2 hours at room temperature, and then the temperature was raised to the minimum boiling point of the solvent for 6 hours. A waiting period before extraction was used to reduce thermal contact. Rotating evaporation was used to recover solvent. The extracted residue-containing cartridges

were then oven-dried at 110 °C.

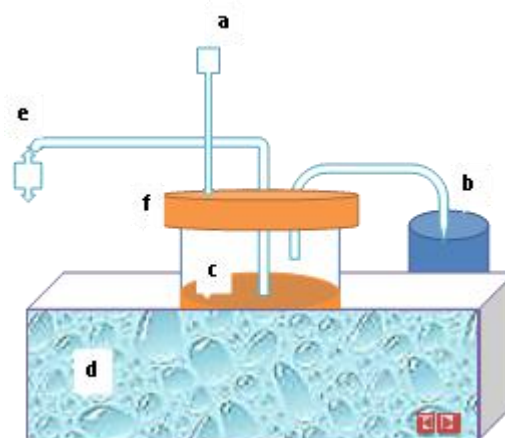


Figure 3 Experimental device for fermentation

a thermometer **b** CO₂ release **c** Reaction medium
d Bain-marie **e** Sampling syringe **f** bioreactor

2.2 Thermal pre-treatment

The residues were pre-treated with pressurized steam to separate their components, i.e., cellulose, hemicellulose, and lignin, and eventually to remove the lignin while reducing the crystallinity of the cellulose. This process recovers almost all the sugars and requires fewer chemicals and operating conditions [21]. The substrate is pretreated under steam pressure in flasks with a solids-to-solvent ratio of 15% (w/v) in a 'Micro 8' type autoclave for 40 minutes at 134 °C. We chose to extend the residence time and lower the temperature to avoid the formation of inhibitors for subsequent fermentation [22], Depressurization was carried out every 5 minutes for 1 to 2 seconds.

2.3 Acid hydrolysis

The steam-pretreated residues were treated with 0.5% sulfuric acid for 50 minutes. Following the pre-treatment stage, acid hydrolysis promotes the recovery of hemicellulose [23] and the depolymerization of the cellulose component into glucose [24].The dilute acid hydrolysis process consists of breaking osidic bonds and releasing fermentable sugars [25].

2.4 Hydrolysate detoxification

The alkaline process, also known as overliming, is a method used to reduce the presence of inhibitory compounds in alcoholic fermentation.

This method involves raising the pH of the hydrolysate by adding calcium dihydroxide (CaOH_2) until a precipitate forms [26]. This precipitate is then removed by filtration.

2.5 Fermentation

Hydrolysate acidity was corrected with NaOH solution to pH 4.7 using a pH meter 'Ohaus ST3100-F'. Inoculum was prepared by pre-cultivating *Saccharomyces cerevisiae* dry yeast (1 g/l) [27], with a 12% (v/v) sucrose solution. Continuous agitation was maintained for 90 minutes at a temperature of 30 ± 2 °C [28]. The bioreactor (figure 3) was immersed in a water bath where the temperature was maintained at 30 ± 2 °C [29], and fermentation was carried out anaerobically for 72 hours [30]. Agitation was provided by the movement of bubbles from the CO_2 released. During fermentation, samples were taken every 24 hours to monitor the acidity of the reaction medium and density, changes in the color and odor of the medium, and the sugar content, which was determined by Dubois methods [31].

2.6 Alcoholic distillation and bioethanol characterization

After fermentation, the tomato residues wine was distilled to extract the ethanol using a conventional assembly comprising a heating mantle, a cooling column, and a recovery ampoule at a temperature of 78 °C. This process purifies ethanol by separating it from water and impurities [32]. Parameters for qualitative and quantitative characterization of bioethanol after fermentation include density measurement to assess the purity and alcohol content of our distillate using a pycnometer with a calibration curve plotted by different concentrations of absolute ethanol; flammability testing; IR spectroscopy using an Agilent Technologies model: CARY660 FTIR' to identify the specific functional groups present in bioethanol and to identify any impurities or contaminants; gas chromatography (GC) using a 'Clarus 500-650S10041402' to separate and quantify the various components.

3. RESULTS AND DISCUSSION

The fraction of hemicellulose in tomato processing residues is 14%, 27% cellulose and 3.4% lignin. Biopolymers such as hemicellulose

and cellulose are valuable components for bioethanol production. However, due to its complexity and resistance to degradation, the presence of lignin requires more advanced degradation methods to maximize the use of these residues in bioconversion. The residues were pre-treated with pressurized steam to separate their components, i.e., cellulose, hemicellulose, and lignin, and eventually to remove the lignin while reducing the crystallinity of the cellulose. This process recovers almost all the sugars and requires fewer chemicals and operating conditions [21]. Following the pre-treatment stage, acid hydrolysis promotes the recovery of hemicellulose [23] and the depolymerization of the cellulose component into glucose [24], with dilute acid H_2SO_4 being widely used. During alcoholic fermentation, the fermentable sugars obtained are converted into ethanol, when the sugar supply is almost entirely converted to ethanol, fermentation is considered complete [33].

3.1 pH evolution

Figure 4 of pH variation provides information on the metabolic activity of yeast during the conversion of sugars into alcohol. The pH curve shows a gradual drop in the pH of the fermentation medium, from 4.7 to 4.08 after 72 hours.

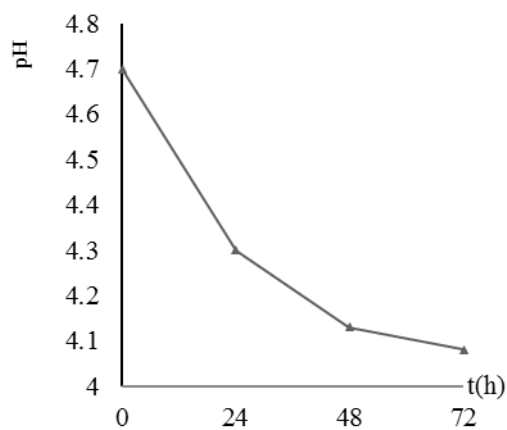


Figure 4. pH evolution during fermentation

The determination of the pH is essential for controlling the fermentative process, both before and during fermentation. Its variation provides information on the metabolic activity of the yeast, the acidification of the medium is indicative of the intensification of fermentation activity over time, is due to the consumption of carbon and nitrogen

substrates, accompanied by the production of acid metabolites and the formation of CO₂ and ethanol by *Saccharomyces cerevisiae* [34]. This variation gives information about the metabolic activity because the lower pH facilitates the yeast's ability to convert the sugar in the medium into ethanol.

3.2 Evolution of sugars

Examination of the data presented in Figure 5 reveals that as fermentation time progressively increases, the total sugar concentration in the fermentation medium decreases over the 72-hour incubation period. Total sugar levels start at around 0.008 g/L at the beginning of fermentation, but decrease steadily to approximately 0.006 g/L at the end of the 72-hour period.

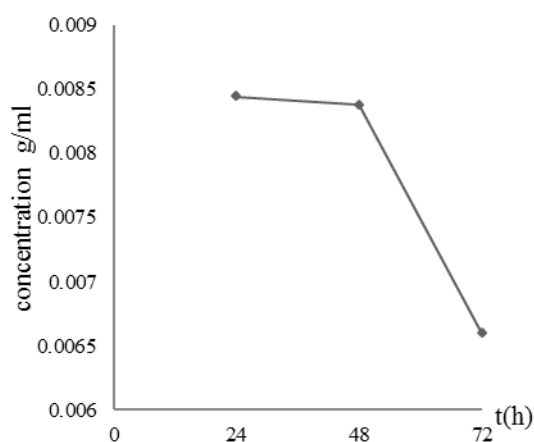


Figure. 5 Evolution of total sugars during fermentation

The decrease in total sugars over extended fermentation time is an expected trend, as reported by Schügerl et al. [35]. The decrease in sugar levels over time can be attributed to *Saccharomyces cerevisiae* yeasts actively consuming and utilizing available carbohydrates as the fermentation process progresses, consistent with their role as a carbon source for growth, metabolism and bioethanol production during the 72 hour incubation [36].

3.3 Bioethanol distillation and characterization

Analysis of the distillate density and yield curve (figure 6), measured at a 72-hour fermentation interval reveals a significant decrease in density, from 1.0661 to 1.042, reaching its maximum after 72 hours of fermentation. The ethanol produced in this study is volatile, flammable, clear, and has a characteristic pungent alcohol odor. 18.5 (v/v); is the distillate's volume fraction after the first

distillation.

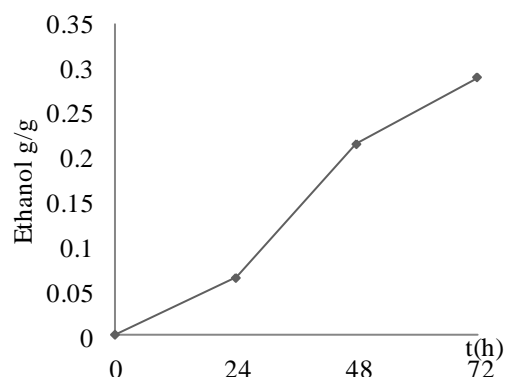


Figure 6 Evolution of ethanol production during fermentation

The decrease in distillate density during fermentation reflects a steady increase in ethanol concentration over time according to Hadri et al. [37], with the amount of ethanol extracted from tomato residues due to the pre-treatment effect of pressurized steam and the elimination of compounds inhibiting alcoholic fermentation by calcium dihydroxide (CaOH) [24].

3.4 Analysis using gas chromatography

After a second distillation of the ethanol obtained, qualitative and quantitative analysis was carried out using the chromatogram (CPG) (figure 7).

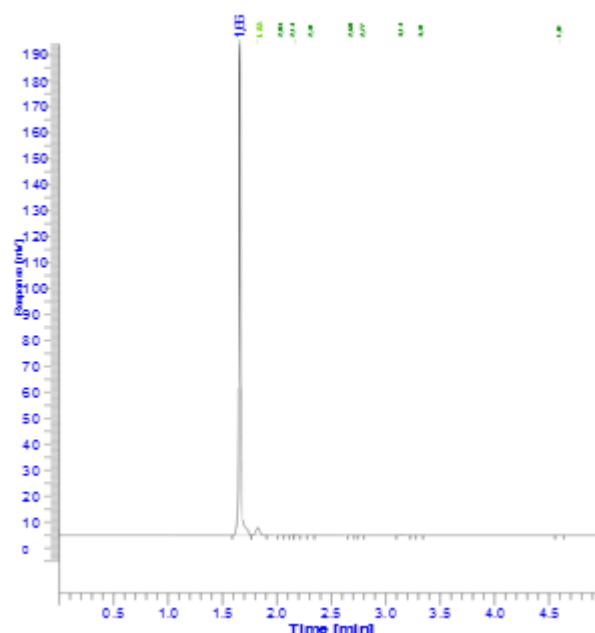


Figure 7. CPG chromatogram spectrum of the bioethanol obtained

A comparison of the retention times of reference ethanol (1.59) with those of bioethanol produced from tomato lignocellulosic biomass processing residues (1.66) shows that they are very close. The close correspondence of retention times is a significant key to the identification of specific chemical compounds in chromatographic analysis. In addition, the proportion of the total peak area corresponding to this component further validates its presence and relative abundance in the sample.

The similar retention times and the percentage of total chromatographic area confirm the presence and identity of the compound obtained as ethyl alcohol (C₂H₅OH). This compound has a purity of approximately 96.39%, slightly higher than the content measured according to Tadmourt et al. [38].

3.5. Infrared IR spectroscopy analysis

In order to verify the purity of the bioethanol obtained, analysis of the infrared spectrum of the bioethanol produced (figure 8), enables us to highlight the specific molecular vibrations associated with the different chemical bonds present in the sample. We note the presence of a wave at 3367 cm⁻¹ representing the hydroxyl (OH) functional group characteristic of alcohols. In addition, we observe the presence of a wave at 1045 cm⁻¹ resulting from the stretching of the alcohol's C-O bond [38], confirms this presence and nature [32].

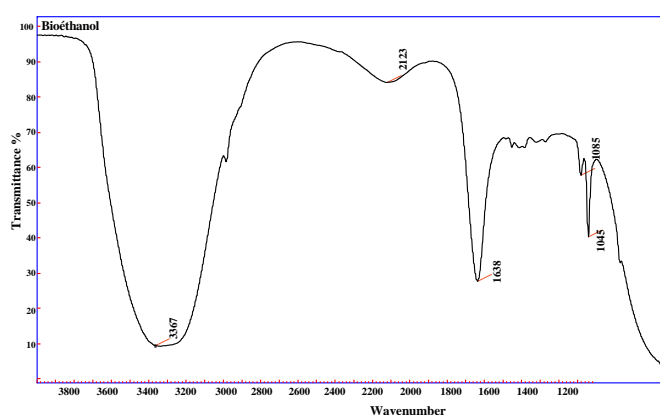


Figure 8. Infrared IR spectrum of the bioethanol obtained

The results showed that alcoholic fermentation of these residues led to a decrease in sugar content as the alcohol content increased. Bioethanol production was achieved, with a yield of 0,29 g/g

of substrate. In addition to our experimental results with other types of substrate, Patle et al. [17] have obtained 14 g/L of ethanol using tomato waste and a co-culture of *Z. mobilis* and *Candida tropicalis*, while Kasavi et al. [18] achieved 0.16-0.27 g/L by fermenting tomato peels. This shows the effectiveness of pre-treatment by pressurized steam, because Lignocellulosic feedstock cannot be effectively saccharified by enzymes to achieve substantial yields without a prior pretreatment, primarily because the lignin contained within plant cell walls creates a barrier against enzymatic degradation, and the process of eliminating inhibiting compounds in alcoholic fermentation using calcium dihydroxide (Ca(OH)₂), with the yeast *Saccharomyces cerevisiae* being the most preferred as it offers advantages in terms of production and has the best potential [39]. The valorization of tomato processing residues into bioethanol appears to be a promising sector with proven economic, environmental, health and energy benefits, and its development deserves to be supported.

4. CONCLUSIONS

In this work we have presented the main results relating to the study of the bioconversion of tomato processing residues without extractives, to produce second-generation bioethanol. We monitored the evolution of various fermentation parameters: pH, density of the reaction medium, total sugar content, alcoholic strength of the bioethanol produced, and so on. The results show that the alcoholic fermentation of these residues led to a decrease in the total sugar content as the alcohol content increased. The concentration of bioethanol obtained by the fermentation process of tomato residues is influenced by the effect of pre-treatment by steam explosion and the process of elimination of inhibiting compounds in alcoholic fermentation by calcium dihydroxide (Ca(OH)₂). The effective extraction and removal of inhibitors generated during the pre-treatment stages is essential for creating a favorable environment and optimizing the performance of fermentation processes using micro-organisms. This study has enabled us to diversify energy production resources by exploiting the lignocellulosic biomass produced by the agri-food industries.

5. ACKNOWLEDGEMENTS

The authors would like to thank the team at the Saharan Natural Resources Laboratory, University of Adrar, Algeria, for their invaluable assistance.

REFERENCES

- [1] Loboguerrero, A., Campbell, B., Cooper, P., Hansen, J., Rosenstock, T., Wollenberg, E. (2019). Food and Earth Systems : Priorities for Climate Change Adaptation and Mitigation for Agriculture and Food Systems. *Sustainability*, 11(5): 1372. <https://doi.org/10.3390/su11051372>
- [2] Kowalska, H., Czajkowska, K., Cichowska, J., Lenart, A. (2017). What's new in biopotential of fruit and vegetable by-products applied in the food processing industry. *Trends in Food Science & Technology*, 67: 150-159. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.06.016>
- [3] Pataro, G., Carullo, D., Falcone, M., Ferrari, G. (2020). Recovery of lycopene from industrially derived tomato processing by-products by pulsed electric fields-assisted extraction. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 63: 102369. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2020.102369>.
- [4] Nicastro, R., & Carillo, P. (2021). Food Loss and Waste Prevention Strategies from Farm to Fork. *Sustainability*, 13(10): 5443. <https://doi.org/10.3390/su13105443>.
- [5] Tommonaro, G., Poli, A., De Rosa, S., Nicolaus, B. (2008). Tomato derived polysaccharides for biotechnological applications: Chemical and biological approaches. *Molecules*. 13: 1384-1398. <https://doi.org/10.3390/molecules13061384>
- [6] Fritsch, C. (2017): Processing, valorization and application of bio-waste derived compounds from potato, tomato, olive and cereals: A review. *Sustainability* 9: 1492. <http://dx.doi.org/10.3390/su9081492>.
- [7] Mechmeche, M.; Kachouri, F.; Chouabi, M.; Ksontini, H.; Setti, K.; Hamdi, M. (2017). Optimization of Extraction Parameters of Protein Isolate from Tomato Seed Using Response Surface Methodology. *Food Anal. Methods*, 10: 809–819.
- [8] Sharma, M.; Usmani, Z.; Gupta, V.K.; Bhat, R. (2021). Valorization of Fruits and VegetableWastes and By-Products to Produce Natural Pigments. *Crit. Rev. Biotechnol.*, 41: 535–563. <https://doi.org/10.1080/07388551.2021.1873240>
- [9] Azhar, S.H.M., Abdulla, R., Jambo, S.A., Marbawi, H., Gansau, J.A., Faik, A.Z.M. and Rodrigues, K.F. (2017). Yeasts in Sustainable Bioethanol Production: A Review. *Biochemistry and Biophysics Reports*, 10, 52-61. <https://doi.org/10.1016/j.bbrep.2017.03.003>.
- [10] Saini, J.K., Saini, R. & Tewari, L. (2015). Lignocellulosic agriculture wastes as biomass feedstocks for second-generation bioethanol production: concepts and recent developments. *Biotech* 5, 337–353. <https://doi.org/10.1007/s13205-014-0246-5>.
- [11] Braide W, Kanu I.A, Oranusi U.S and Adeleye S.A. Production of bioethanol from agricultural waste. *J. Fundam. Appl. Sci.*, (2016). 8(2), 372-386. <http://dx.doi.org/10.4314/jfas.v8i2.14>.
- [12] Thangavelu, S. K., Ahmed, A. S., Ani, F. N. (2016). Review on bioethanol as alternative fuel for spark ignition engines. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 56: 820 835. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2015.11.089>.
- [13] Kostov, G., Angelov, M., Mihaylov, I., Poncelet, D. (2010). Mechanical properties of Ca-alginate beads for ethanol fermentation with immobilized yeast. *Revue de génie industriel*, 5: 25-35.
- [14] Capanoglu, E., Nemli, E., Tomas-Barberan, F. (2022). Novel Approaches in the Valorization of Agricultural Wastes and Their Applications. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(23): 6787-6804. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.1c07104>.
- [15] Osei, J.A. (2020). Feasibility of Bioethanol Production from Rotten Tomatoes (*Solanum Lycopersicum*) Using *Saccharomyces Cerevisiae*. *Waste Technology*, 8(2), 34-38 <http://dx.doi.org/10.14710/wastech.8.2.34-38>.
- [16] Aramrueang N, Zicari SM, Zhang R (2017). Characterization and compositional analysis of agricultural crops and residues for ethanol production in California. *Biomass Bioenergy* 105:288–297. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2017.07.013>.
- [17] Patle S, Lal B (2007). Ethanol production

- from hydrolysed agricultural wastes using mixed culture of *Zymomonas mobilis* and *Candida tropicalis*. *Biotechnol Lett* 29:1839–1843. <https://doi.org/10.1007/s10529-007-9493-440>.
- [18] Kasavi C, Finore I, Lama L, Nicolaus B, Oliver SG, Oner ET, Kirdar B (2012). Evaluation of industrial *Saccharomyces cerevisiae* strains for ethanol production from biomass. *Biomass Bioenergy* 45:230–238. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2012.06.013>
- [19] Lenucci MS, Durante M, Montefusco A, Dalessandro G, Piro G (2013). Possible use of the carbohydrates present in tomato pomace and in byproducts of the supercritical carbon dioxide lycopene extraction process as biomass for bioethanol production. *J Agric Food Chem* 61:3683–3692. <https://doi.org/10.1021/jf4005059>.
- [20] Sun, Y., Cheng, J. (2002). Hydrolysis of lignocellulosic materials for ethanol production: A review q. *Bioresource Technology*. 83(1) : 1-11. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(01\)00212-7](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(01)00212-7).
- [21] Kemka, U., Ogbulie, T., Oguzie, K., Akalezi, C., Oguzie, E. (2023). Pretreatment procedures on lignocellulosic biomass material for biogas production: A review. 130-142. <https://doi.org/10.1080/10408690490424630>.
- [22] Wright, J. (1988). Ethanol from biomass by enzymatic hydrolysis, *Chem. Eng. Prog.* ; (United States) 84:8.
- [23] Nguyen, L. M. (2000). Organic matter composition, microbial biomass and microbial activity in gravel-bed constructed wetlands treating farm dairy wastewaters. *Ecological Engineering*, 16(2): 199-221. [https://doi.org/10.1016/S0925-8574\(00\)00044-6](https://doi.org/10.1016/S0925-8574(00)00044-6)
- [24] Maarouf A. A. (2020). Production de bioéthanol à partir d'une biomasse lignocellulosique multi-ressources locale par prétraitement Organosolv et hydrolyse enzymatique. *Génie des procédés*. (NNT : 2020CLFAC061). <https://theses.hal.science/tel-03218925>.
- [25] Das, H., & Singh, S. K. (2004). Useful Byproducts from Cellulosic Wastes of Agriculture and Food Industry—A Critical Appraisal. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 44(2): 77-89. <https://doi.org/10.1080/10408690490424630>.
- [26] Palmqvist, E. (2000). Fermentation of lignocellulosic hydrolysates. I: inhibition and detoxication. *Bioresource Technology*, 74(1): 17-24. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(99\)00161-3](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(99)00161-3).
- [27] Fabienne D., (1991). *Génie Fermentaire*., Edition Doin Editeurs, pp. 226-229.
- [28] Sabba G., Aboubakar , Njintang Y.N., Mbofung C.M.F.(2018). Production du bioéthanol à base de pulpe des fruits de neem (*Azadirachta indica*), *Revue des Energies Renouvelables*, 21(1): 1-10. <https://doi.org/10.54966/jreen.v21i1.663>.
- [29] Kaidi, F., Touzi, A. (2001). Production de bioalcool à partir des déchets de dattes. *Revue des Energies Renouvelables*, NS: Biomasse Production et Valorisation, 75-78.
- [30] Cekmecelioglu, D., Uncu, O. N. (2013). Kinetic modeling of enzymatic hydrolysis of pretreated kitchen wastes for enhancing bioethanol production. *Waste Management*, 33(3): 735-739. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2012.08.003>.
- [31] DuBois, Michel., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A., Smith, Fred. (1956). Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. *Analytical Chemistry*, 28(3): 350-356. <https://doi.org/10.1021/ac60111a017>.
- [32] Boulal A., Benali B., Moulai M. Touzi A. (2010). Transformation des déchets de dattes de la région d'Adrar en bioéthanol. *Revue des Energies Renouvelables*, 13(3): 455-463. <https://doi.org/10.54966/jreen.v13i3.212>
- [33] Verbelen, P.J., Saerens, S.M.G., Van Mulders, S.E. et al. (2009). The role of oxygen in yeast metabolism during high cell density brewery fermentations. *Appl Microbiol Biotechnol* 82, 1143–1156. <https://doi.org/10.1007/s00253-009-1909-8>.
- [34] Mansouri, A., Rihani, R., Laoufi, A. N., Özkan, M. (2016). Production of bioethanol from a mixture of agricultural feedstocks: Biofuels characterization. *Fuel*, 185: 612-621. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2016.08.008>.

- [35] Schügerl, K. (1994). Agriculture wastes. A source of bulk products? *Chemical Engineering & Technology*, 17(5), 291-300. <https://doi.org/10.1002/ceat.270170502>.
- [36] Boulal, A., Khelafi, M., & Messaadi, A. H. (2019). Production du bioéthanol à partir des déchets de dattes d'Adrar et Tolga (Biskra): Etude comparative. 1(1).
- [37] Hadri, K., Boulal, A., & Cheikh, N. (2022). Ethanol Production by *Balanites aegyptiaca* Fruits Valorization in the Adrar Region of Algeria. *Journal of Renewable Energies*. <https://doi.org/10.54966/jreen.v1i1.1047>
- [38] Tadmourt, W., Khiari, K., Boulal, A., & Tarabet, L. (2020). Waste paper valorization for bioethanol production: Pretreatment and acid hydrolysis optimization. *Energy Sources, Part A: Recovery, Utilization, and Environmental Effects*, 1-20. <https://doi.org/10.1080/15567036.2020.1815908>
- [39] Wang, J., Chen, C. (2006). Biosorption of heavy metals by *Saccharomyces cerevisiae*: A review. *Biotechnology Advances*, 24(5): 427-451. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2006.03.001>.

**COMMUNICATIONS
INTERNATIONALES**

Valorisation des déchets de transformation de la tomate en bioéthanol dans la région d'Adrar

Sali Yehya¹, Boulal Ahmed².

¹ Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes (LRNS), Faculté des Sciences et de la Technologie, Université Ahmed Draïa, Adrar, Algérie.

² Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes (LRNS), Faculté des Sciences et de la Technologie, Université Ahmed Draïa, Adrar, Algérie.

E-mail : sali.yahia@univ-adrar.edu.dz

Résumé

La valorisation de la biomasse lignocellulosiques agricole tel que les déchets de tomate peut aider à résoudre les problèmes de gestion des déchets et l'exploitation des ressources naturelles. L'étude visait à optimiser les conditions de la production de bioéthanol à partir de déchets tomates, des résidus de tomates ont été traités par un procédé thermo-mécano-chimique et une hydrolyse acide a été réalisée. La fermentation a été effectuée en utilisant la levure *Saccharomyces cerevisiae* dans différents dilutions avec un temps d'incubation de 72 heures, pH 4,7 et une température de 30 °C. Après distillation, La densité et le degré alcoolique de bioéthanol à la fin de fermentation a été déterminée par l'utilisation d'une courbe d'étalonnage de l'éthanol. Les résultats de l'étude ont prouvé la faisabilité de la bioconversion des résidus de tomates en bioéthanol de 2^{ème} génération, La production de bioéthanol augmente avec le temps d'incubation et atteint son maximum après 72 heures, Il est nécessaire d'utiliser une charge de biomasse importante (15 à 30%) afin de garantir un hydrolysats avec une concentration initiale plus élevée en sucres simples fermentescibles pour avoir un bioconversion en éthanol rentable.

Mots clés : résidus de tomate, valorisation, fermentation, bioéthanol, hydrolyse chimique.

Valorization of food processing by-products for biofuel production (bioethanol) in the Adrar region

**International Seminar on Bioresources and Sustainable Development
(BDD2023)**

rd th
3 & 4 May 2023 Bouira, Alegria.

^a SALI. yehya, ^b BOULAL. Ahmed

Saharan Natural Resources Laboratory, Faculty of Life and nature sciences, Ahmed Draïa University,
Adrar 01000 ^{ab}, Algeria
[*sali.Yahia@univ-adrar.edu.dz](mailto:sali.Yahia@univ-adrar.edu.dz)

Abstract

This study focuses on the valorization of by-products derived from the agri-food industry for the production of second-generation bioethanol as an alternative to synthetic ethyl alcohol using tomato industrial transformation residues. Various types of substrates were examined, including raw residues, residues after extraction, and grain-free residues. This was achieved using thermo-mechano-chemical pretreatment processes. Fermentation was carried out using *Saccharomyces cerevisiae* yeast, with an incubation time of 72 hours, at a temperature of 30°C and a pH of 4.7. Fermentation monitoring shows a decrease in pH over time, while the alcohol content increases during the 72-hour period for all types of substrates. The results highlight the importance of certain residue components, which can act as inhibitors of microbial activity during fermentation. When comparing the alcohol content of the distillate after 72 hours, it is observed that the substrates subjected to extraction yield good results (12% v/v). This study offers a twofold advantage by enabling the management of tomato industry waste while contributing to the production of renewable energy.

Keywords: valorization, ethyl alcohol, by-products, fermentation.



Production of biofuels (bioethanol) through the valorization of food processing by-products in the Adrar region

Production of biofuels (bioethanol) through the valorization of food processing by-products in the Adrar region

Presenting Author, Sali YEHYA¹, Boulal AHMED²

^{1,2}Department of Agronomy, Faculty of Life and nature sciences, Ahmed Draïa University, Adrar, Algeria

**correspondant: sali.Yahia@univ-adrar.edu.dz*

Abstract

The objective of this study is to obtain multi-purpose ethanol through the valorization of tomato waste in the Adrar region using thermo-mechano-chemical pretreatment processes. Fermentation was conducted using *Saccharomyces cerevisiae* yeast at different dilutions, with incubation times of 24, 48, and 72 hours, a temperature of $30\pm 2^{\circ}\text{C}$, and a pH of 4.5. The study's results have proven the feasibility of bioconverting tomato waste into second-generation ethanol. After distillation, the density and alcohol content of the bioethanol at the end of fermentation were determined. Ethanol production increases with incubation time and reaches its maximum after 72 hours. The obtained bio-alcohol is a colorless liquid that can be used in the energy sectors.

Keywords: bio-alcohol, Fermentation, Pretreatment, Chemical hydrolysis.



Study Days on Saharan Bioresources and Bioenergy *4-5 December 2023*



Bio-production de l'alcool éthylique à partir d'une biomasse lignocellulosique (cas de sous-produit de l'industrie de transformation de la tomate)

SALI Yahia*, BOULAL Ahmed

Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes, Faculté des Sciences et de la Technologie, Université Ahmed Draïa, Adrar 01000, Algérie

** Corresponding author.*

E-mail address: sali.Yahia@univ-adrar.edu.dz

Résumé :

L'objectif de cette étude est d'obtenir du bioéthanol de deuxième génération, en tant qu'alternative à l'alcool éthylique synthétique à partir des résidus de transformation industrielle de la tomate, pour résoudre les problèmes de gestion de déchets dans la région d'Adrar. Cela est réalisé en utilisant des procédés de prétraitement thermo-mécano-chimiques sur deux types de résidus (résidus bruts et résidus après extraction). La fermentation a été effectuée en utilisant la levure *Saccharomyces cerevisiae*, avec un temps d'incubation de 24, 48 et 72 heures, à une température de 30 °C et un pH de 4,7. Le suivi de la fermentation montre que le pH diminue au fil du temps, tandis que le degré alcoolique augmente pendant les 72 heures pour les deux types de substrats. Les résultats obtenus soulignent l'importance de l'extraction des résidus, qui contribue à réduire les inhibiteurs de l'activité microbienne pendant la fermentation et à augmenter la production d'éthanol. En comparant le degré alcoolique du distillat après 72 heures, nous avons constaté que les substrats soumis à une extraction donnent de bons résultats.

Mot clés : Bioéthanol, résidus de tomate, fermentation, prétraitement, hydrolyse chimique.

Study Days on Saharan Bioresources and Bioenergy

<https://urerms.cder.dz/SDSBB/>



ANNEXES

ANNEXE 1

- **gamme Préparation de dilution :**

Numéro de fiole	Témoin	1	2	3	4
Solution étalon de glucose (1 g/l)	0 ml	2.5 ml	5 ml	7.5 ml	10 ml
Eau permutée (ml) qsp	100 ml	100 ml	100 ml	100 ml	100 ml
Concentration en glucose (mg/l)	0 mg/l	25 mg/l	50 mg/l	75 mg/l	100 mg/l

Dosage :

- Prélever 1 ml de l'extrait filtré.
- Mélanger avec 1 ml de phénol à 5 % et 5 ml d'acide sulfurique concentré (H₂SO₄).
- Agiter rapidement, puis maintenir à 100°C pendant 5 minutes.
- Laisser à l'obscurité pendant 30 minutes.
- Mesurer la densité optique à 492 nm avec un spectrophotomètre UV-VIS.

À partir des densités optiques de la courbe d'étalonnage, on peut déterminer la teneur en sucres de l'échantillon à analyser.

$$DO=f(c) \quad \text{avec} \quad DO=\varepsilon \times c$$

ε : la pente,

C : la concentration de D+Glucose en $\mu\text{g/ml}$.

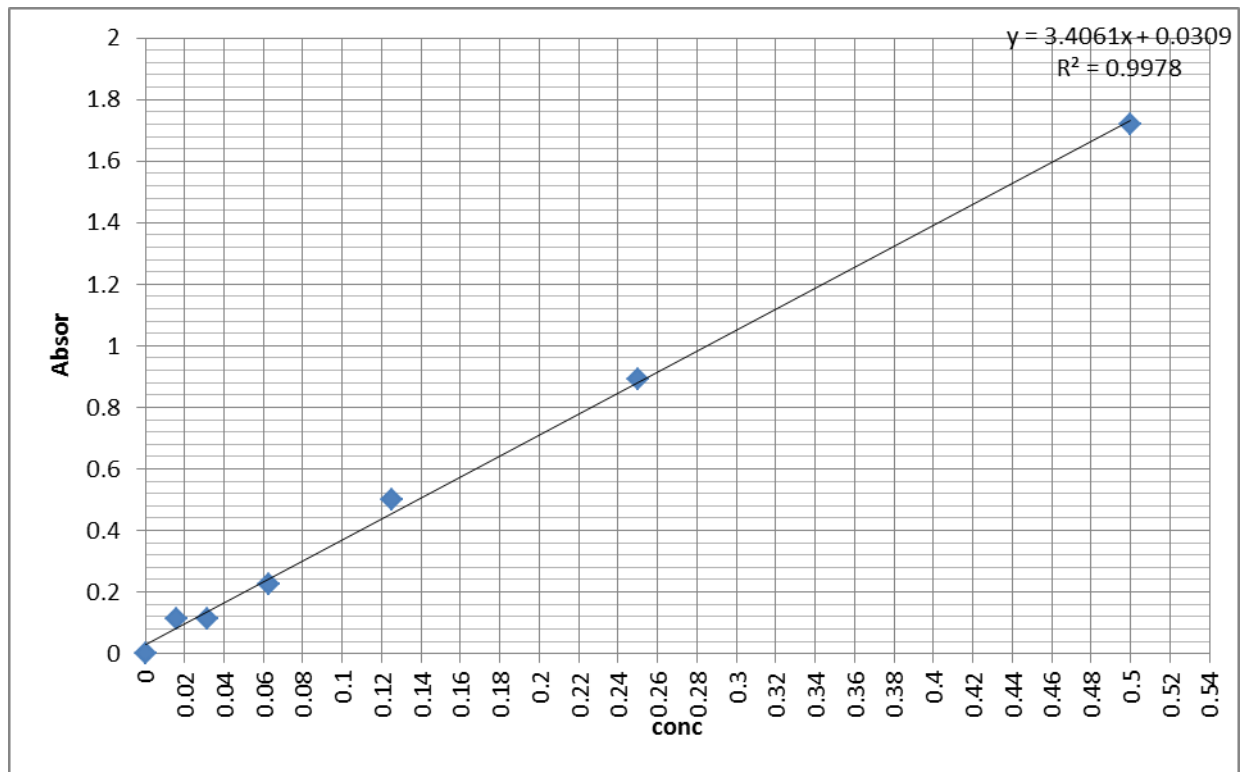


Figure 32: Courbe d'étalonnage glucose

ANNEXE 2

Milieu de culture PDA

a. Composition

- Le milieu de culture utilisé est PDA (Potato Dextrose Agar) ; sa composition est :
- Pomme de terre : 200 g
- Glucose : 20 g
- Agar : 20 g
- Eau distillée stérile 1000ml

ANNEXE 3

Présentation de résultats de différents paramètres

-Evolution du pH du milieu fermentaire

	Rsd brut	Rsd S-grn non Ex	Rsd S-grn Ex	Rsd non Ex	Rsd Ex
0	4.7	4.7	4.7	4.7	4.7
24	4.7	4.3	4.5	4.4	4.3
48	4.56	4.26	4.5	4.3	4.13
72	4.26	4.22	4.46	4.27	4.08

-Evolution de la densité du milieu fermentaire

	Rsd brut	Rsd S-grn non Ex	Rsd S-grn Ex	Rsd non Ex	Rsd Ex
24	1.0244	1.02	1.0098	1.0591	1.054
48	1.0234	1.0088	1.0082	1.0579	1.046
72	1.0226	1.008	1.0026	1.0576	1.042

-Evolution de la concentration des sucres

	Rsd brut	Rsd S-grn non Ex	Rsd S-grn Ex	Rsd Ex
24	0.02059305	0.02005285	0.01633011	0.01675259
48	0.00993749	0.0083327	0.00893749	0.01688764
72	0.00892575	0.00823288	0.00357065	0.01318928

-Evolution du degré alcoolique

		degré alcoolique	ml/g du substrat
Rsd non Ex	24	2.00	0.060
	48	2.05	0.061
	72	2.06	0.062
<hr/>			
Rsd Ex	24	2.62	0.08
	48	8.77	0.26
	72	11.85	0.36
<hr/>			
Hydrolyse enzymatique concentration du spores	10 ⁵	49.46	0.49
	10 ⁴	48.15	0.48
	10 ³	47.62	0.48
<hr/>			
degré alcoolique	Hydrolyse enzymatique	49.46	0.49
Rsd S-grn Ex	24	36.62	0.37
	48	37.85	0.38
	72	42.15	0.42
Rsd S-grn non Ex	24	28.77	0.29
	48	37.38	0.37
	72	38	0.38
Rsd brut	24	25.38	0.25
	48	26.15	0.26
	72	26.77	0.27

-Degré alcoolique, concentrations des spores pour l'hydrolyse enzymatique

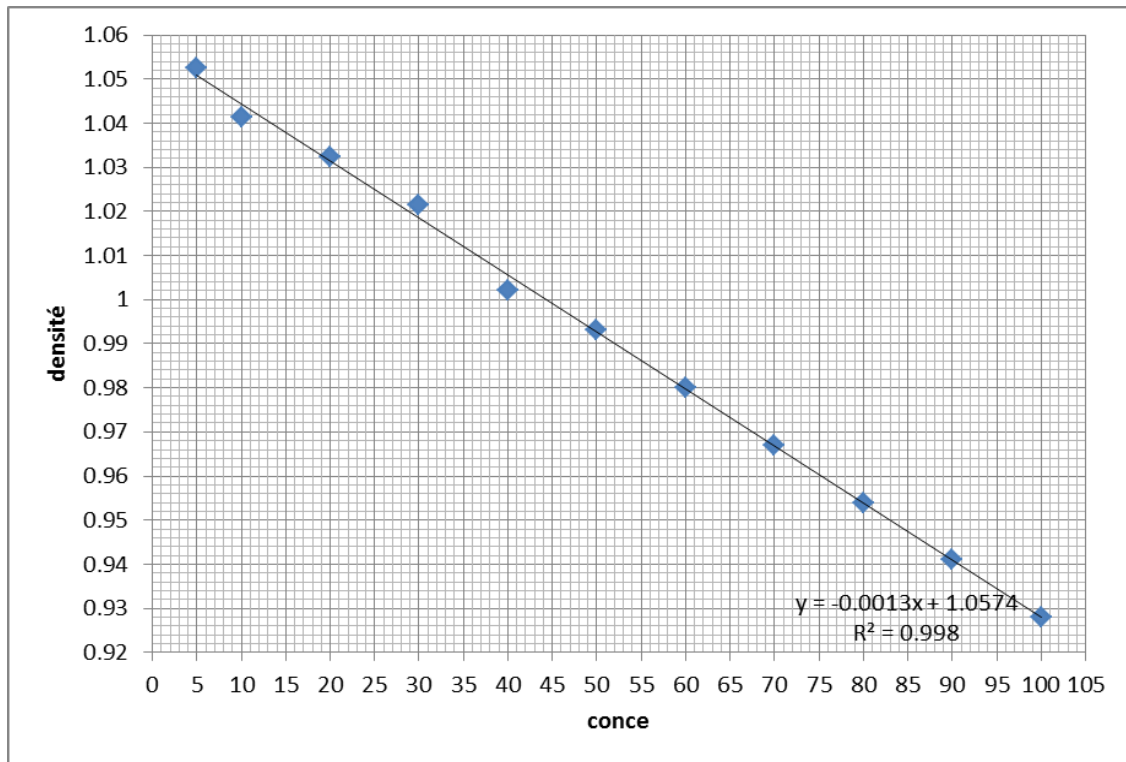
Hydrolyse enzymatique concentration du spores	distillat + pycno	distillat – pycno	degré alcoolique
10 ⁵	15.0425	4.9655	49.46
10 ⁴	15.051	4.974	48.15
103	15.0545	4.9775	47.6

-Degré alcoolique selon le type de l'hydrolyse

	degré alcoolique
Hydrolyse chimique	26.76
Hydrolyse combiné	49.46




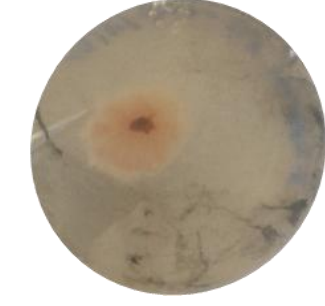


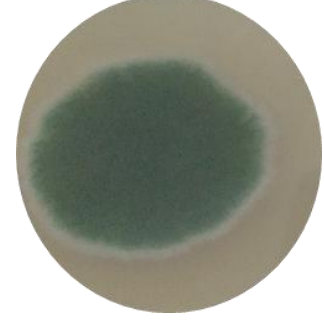

ANNEXE 4

-Courbe d'étalonnage d'alcool

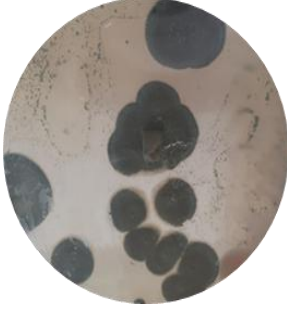
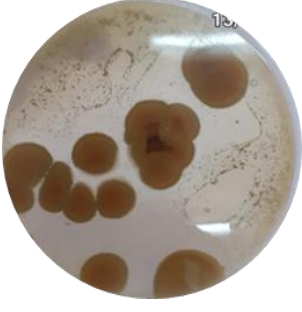

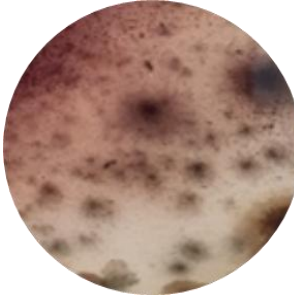
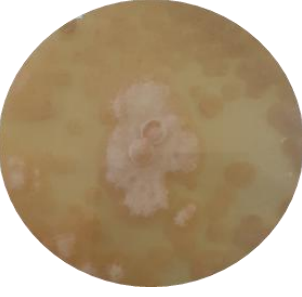
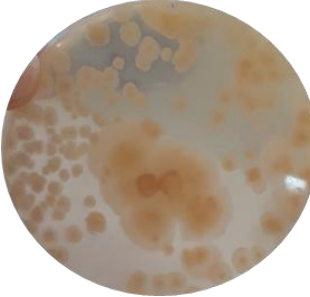


ANNEXE 5

Aspects macroscopiques des isolats.

Recto	Verso	Caractères
		<p>Colonies à croissance rapide et extensive : Ces colonies présentent une texture floconneuse ou flocco-épineuse, cotonneuse, Initialement blanches, elles peuvent virer au gris et foncer avec le temps en raison du développement de pigments secondaires.</p>
		<p>Face supérieure: Les colonies sont tomentueuses à poudreuses, initialement blanches, puis jaunes, et enfin vert-jaune. Face inférieure : Incolore, rosée ou brun-rouge foncé, Croissance : Rapide, s'accomplissant en 2 à 3 jours.</p>
		<p>Face supérieure : Les colonies évoluent de blanches à jaunes, puis développent une apparence granuleuse noire. Face inférieure : Incolore à jaune pâle, indiquant une faible concentration en pigments par rapport à la face supérieure. Croissance : Rapide, se complétant en 2 à 3 jours.</p>
		<p>Le colonie a croissance très rapide, est duveteuse poudreuse de couleur variable. Le plus souvent verte parfois grise, jaune ou rose Le revers est incolore ou foncé.</p>

ANNEXE

		colonies de petite taille ont initialement une couleur blanchâtre et une texture glabre, se transformant ensuite en un aspect floconneux ou cotonneux. Le revers se colore souvent en foncé, indiquant une concentration plus élevée en pigments dans cette région.
		Les colonies blanchâtres ou grises au début deviennent plus foncées (vert foncé à noir), présentant une homogénéité de coloration sur les deux faces.
		Ces colonies sont duveteuses ou cotonneuses, présentant une palette de couleurs variable incluant le blanc, la crème, le jaune, le violet ou le lilas, selon l'espèce.

ANNEXE 6

Les étapes clés d'un protocole de production de concentrés

*Récolte et transport

La récolte des tomates se fait principalement à l'aide de machines mécaniques qui sectionnent la plante et trient les fruits selon leur maturité, minimisant ainsi les dommages lors du transport vers l'usine.

* Lavage-Triage

Les tomates sont lavées à l'eau tiède et chlorée pour éliminer les contaminants, suivies d'un tri manuel pour retirer les fruits altérés et les impuretés (Goose et al., 1973).

*** Broyage et extraction de jus**

Les tomates lavées sont broyées entre deux rouleaux pour extraire le jus, qui est ensuite séparé des parties solides par un tamis rotatif (Goose et al., 1973).

*** Préchauffage**

Le préchauffage de la pulpe à des températures spécifiques facilite la séparation de la peau et améliore les propriétés du jus, avec deux méthodes principales : le cold break et le hot break (Bartholin et Kouaa, 1981).

*** Tamisage et raffinage**

Le tamisage permet d'obtenir un jus de tomate pur en éliminant les peaux et les graines, à l'aide d'une raffineuse dotée de tamis à différentes perforations (Moresi et Liverotti, 1982).

*** Concentration**

La concentration du jus se fait par évaporation sous vide partielle, réduisant la quantité d'eau pour prolonger la conservation et réduire les coûts de stockage (Hayes et al., 1998).

*** Pasteurisation**

La pasteurisation, par un traitement thermique à plus de 85°C, assure la stabilité du concentré de tomate en éliminant les microorganismes indésirables (Goose et al., 1973).

*** Remplissage et emboitage**

Le concentré est transféré dans des boîtes métalliques nettoyées par un jet d'eau chaude, qui assure à la fois le lavage et la stérilisation du contenant.

*** Sertissage**

Le sertissage des boîtes est effectué automatiquement pour garantir un scellement efficace, empêchant toute contamination .

*** Stérilisation**

La stérilisation par chaleur est cruciale pour inhiber les enzymes et tuer les microorganismes, ajustant la durée et la température selon le type de conserve (Vierling, 1998).

*** Refroidissement**

Les boîtes de pâte de tomate doivent être rapidement refroidies pour préserver leur saveur et leur couleur, soit par circulation d'air, soit par immersion dans de l'eau chlorée (Gould et al., 1992).

*** Conditionnement et emballage**

Après refroidissement, les boîtes sont conditionnées dans des cartons plastifiés pour faciliter leur transport et stockage (ZIRI et al., 2011).

*** Stockage**

Les produits finis doivent être stockés dans un endroit frais et à l'abri de la lumière, avec une période d'observation de 15 jours pour garantir leur conservation.

*** Les vérifications finales**

Des contrôles qualité sont effectués pour garantir la sécurité et la stabilité bactériologique des produits avant leur distribution (Kangni Kidja, 1991).