

REPUBLICQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

Université de Mohamed El-Bachir El-Ibrahimi - Bordj Bou Arreridj

Faculté des Sciences et de la technologie

Département génie des procédés

Mémoire

Présenté pour obtenir

LE DIPLOME DE MASTER

FILIERE : Génie des procédés

Spécialité : Génie des procédés de l'environnement

Par

- AKBACHE Khadidja
 - BENEMENNI Maroua
- Intitulé

*Valorisation des résidus de la datte grâce à des techniques
Biotechnologiques pour la production d'éthanol bio*

Soutenu le : 30-06-2025

Devant le Jury composé de :

Nom & Prénom	Grade	Qualité	Etablissement
Mr. Riad Ayeche	Prof.	Président	Univ-Mohamed El Bachir El Ibrahimi BBA
Mr. Abdelhak HELLATI	Prof.	Encadreur	Univ-Mohamed El Bachir El Ibrahimi BBA
Mr. Houssam Eddine Karce	MCA	Examineur	Univ-Mohamed El Bachir El Ibrahimi BBA

Année Universitaire 2024/2025

Remerciements

Nous tenons à remercier en premier lieu le Bon Dieu tout-puissant pour le courage, la volonté et la santé qu'il nous a donnés afin de pouvoir accomplir ce travail.

Nous adressons nos sincères remerciements au Professeur Abdelhak Hellati pour avoir acceptée d'encadrer ce travail et pour ses conseils et ses précieuses orientations, sa patience, qu'il n'a cessé de nous apporter tout au long de ce travail.

Nous exprimons nos respectueuses salutations, aux membres du jury Pr Riad Ayeche et Houssam Eddine Karce pour avoir accepté de juger et d'enrichir ce travail.

Nous souhaitons également adresser nos remerciements chaleureux à Mr Rebai Khallil ingénieur du laboratoire Électrochimie et Environnement ainsi que tous les autres ingénieurs des laboratoires du département Génie de l'environnement de l'université Mohamed El Bachir El Ibrahimi-B.B. A.

Dédicace

Je dédie modeste travail à :

Tout d'abord au ma source de bonheur qui ont fait de moi ce que je suis aujourd'hui, Sans lesquels je n'y serais jamais parvenue et qui je ne remerciais jamais assez.

À mes très chers parents : Abdelwahab et Hayat Pour leurs sacrifices, leur soutien, leur patience, leur confiance, leur amour et leur encouragement durant ces années d'études.

À mes chers frères : Boubekeur, Yahya.

À ma chère sœur : Maissa.

À ma chère belle-sœur : Merieme.

À mes chers grands-parents : Khaier, Abderachide.

À mes chères grands-mères : Jamila, Fatima.

À ma petite nièce en chemin : Assile.

À tout ma famille : Akbache, Benguddoudj.

À mes chères meilleure amis : Maroua, Amane ,Hassiba.

À mon cher binôme : Maroua.

À mon encadreur : Hellati. A.

À tous mes enseignants pour le savoir et les valeurs qu'ils m'ont transmises.

À tous ceux qui m'aiment et ceux qui j'aime.

Khadija

Dédicace :

À la mémoire de ma maman chérie,

Mon pilier, ma force, mon refuge, mon tout.

Tu es partie trop tôt, laissant un vide immense, mais ton amour continue de m'accompagner à chaque instant de ma vie.

Je te dédie chacune de mes réussites, d'aujourd'hui et de demain, avec l'espoir que, de là-haut, tu sois fière de moi.

Maman, tout ce que je suis, c'est grâce à toi. Tu resteras à jamais dans mon cœur.

À mon père,

Modèle de sagesse et de patience, source constante de soutien et d'encouragement.

À son épouse,

Avec tout mon respect et ma reconnaissance.

À ma sœur unique Amira,

Mon soutien indéfectible, mon équilibre, celle qui sait toujours trouver les mots pour me relever et me guider.

Merci d'être toujours là, de m'écouter, de me corriger et de m'accompagner à chaque étape.

À mes frères Phams-Eddine et Islem,

Pour leur présence et leur affection tout au long de ce chemin.

À mon petit frère Ibrahim,

Mon rayon de soleil, ma joie quotidienne et ma source de sourires.

À Alix et Amine,

Mes petits poussins, qui remplissent ma vie de bonheur et de tendresse.

À mon amie très chère Aïcha,

Ma confidente et ma sœur de cœur, toujours présente à chaque étape de ma vie, partageant mes joies et mes peines.

À mon binôme et amie Khadija,

Fidèle compagne de ce parcours académique.

À mon encadrant

Monsieur Hellati Abdelhak, pour son accompagnement, ses conseils avisés et sa disponibilité tout au long de ce travail.

À toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à ce cheminement, je vous exprime ici ma plus profonde gratitude.

Maroua

Résumé

L'objectif de ce travail est la valorisation des sous-produits de dattes en bioéthanol par fermentation alcoolique. Les expériences ont porté sur des dattes de variété Ghars, soumises à une hydrolyse acide suivie d'une fermentation sous différentes conditions de température (30°C, 32°C, 34°C) et de pH (4,5 - 5,5 - 6,5). Les résultats ont montré que les meilleures conditions fermentaires sont atteintes à 34°C et pH 4,5, offrant un rendement élevé en éthanol. L'analyse de la pureté par densimétrie et spectrophotométrie UV a confirmé la présence d'impuretés résiduelles, nécessitant des étapes supplémentaires de purification. Cette valorisation permet de réduire les déchets agricoles tout en produisant une énergie renouvelable.

Mots clés : Bioéthanol, dattes, fermentation alcoolique, déchets agricoles, purification, développement durable.

Abstract

The aim of this study is to valorize date by-products into bioethanol through alcoholic fermentation. Experiments were conducted using Ghars variety dates, subjected to acid hydrolysis followed by fermentation under varying temperatures (30°C, 32°C, 34°C) and pH levels (4.5 - 5.5 - 6.5). Results showed that optimal conditions were obtained at 34°C and pH 4.5, leading to high ethanol yield. Purity analysis via densimetry and UV spectrophotometry revealed the presence of residual impurities, indicating the need for additional purification steps. This valorization approach reduces agricultural waste while producing renewable energy.

Keywords: Bioethanol, dates, alcoholic fermentation, agricultural waste, purification, sustainable development.

الملخص (العربية)

يهدف هذا العمل إلى تجميع مخلفات التمور لإنتاج الإيثانول الحيوي عبر التخمير الكحولي. استُخدمت تمر صنف الغرس، حيث خضعت للتحليل الحمضي متبوعاً بالتخمير تحت درجات حرارة مختلفة (30°C، 32°C، 34°C) وقيم حموضة (4.5 - 5.5 - 6.5). أظهرت النتائج أن أفضل الظروف هي عند 34°C و pH 4.5، مما سمح بالحصول على مردود مرتفع من الإيثانول. بيّنت تحاليل النقاوة بواسطة قياس الكثافة والطيفية فوق البنفسجية وجود شوائب متبقية، ما يستلزم خطوات إضافية للتنقية. تساهم هذه الدراسة في تقليل النفايات الزراعية وإنتاج طاقة متجددة.

. الإيثانول الحيوي، التمور، التخمير الكحولي، النفايات الزراعية، التنقية، التنمية المستدامة الكلمات المفتاحية:

Sommaire

Remerciements	
Dédicace	
Dédicace :	
Résumé	
Liste des Figures	
Liste des Tableaux	
Introduction générale	1
Chapitre 1 : Généralité sur les déchets des dattes en Algérie	2
Chapitre 1 : Généralité sur les déchets des dattes en Algérie	3
1. Production des dattes dans le monde et en Algérie	3
1.1. Production mondiale des dattes	3
1.2. Production des dattes en Algérie	3
2.1. Définition des dattes	3
2.2. Structure anatomique des dattes	4
3. L'origine et importance de la filière dattier	4
4. Classification des dattes et sous-produits non conformes à la consommation	5
5. Composition physico-chimique des déchets de dattes	5
6. Potentiel de valorisation des sous-produits des dattes	6
6.1. Valorisation agroalimentaire	6
6.2. Valorisation en alimentation animale	6
6.3. Valorisation énergétique	7
6.4. Valorisation cosmétique et pharmaceutique	7
6.5. Valorisation artisanale et agricole	7
Chapitre 2 : Production d'éthanol bio – Principes et procédés	9
1. Généralités sur l'éthanol bio et ses utilisations	9
1.1. Le bio éthanol	9
1.2. Domaines d'utilisations	9
1.2.1. Utilisation comme carburant pour véhicules	9
1.2.2. Utilisation en pharmacie	9
1.2.2.1. L'éthanol en tant que principe actif	10
1.2.2.2. L'éthanol en tant qu'excipient	10
1.2.3. Autres utilisations industrielles	11
2. Procédés de fabrication :	11
2.1. Définition de la biomasse végétale :	11

2.2. Prétraitement de la biomasse végétale :.....	11
2.2.1 Hydrolyse.....	12
2.2.1.1. Procédé d'Hydrolyse avec l'acide dilué	13
2.2.1.2. Procédé d'hydrolyse avec l'acide concentré	13
2.2.1.3. Hydrolyse enzymatique	13
2.2.1.4. Procédé d'hydrolyse alcaline.....	13
2.2.1.5. Procédés organosolv	14
2.3.1. Procédé de la fermentation alcoolique.....	14
2.3.2. Les principaux procédés de fermentation alcoolique pour la production d'éthanol.....	16
2.3.2.1. Fermentation de type Batch (discontinue).....	16
2.3.2.2. Fermentation de type Fed-batch	16
2.3.2.3. Fermentation de type Continu	16
2.4.1. Micros organismes utilisées pour la fermentation :.....	16
2.4.2. Définition de la levure boulangère type (<i>Saccharomyces Cerevisiae</i>)	17
3. Influence des paramètres environnementaux sur la croissance des micros organisme (SC)	18
3.1. Effet de la température	18
3.2. Effet du pH	18
3.3. Rôle d'oxygène.....	18
4. Séparation et Purification d'Ethanol Bio.....	18
4.1.1. Procédé de distillation	18
4.1.3. Différents types de distillations.....	19
4.1.3.2. Distillation a la vapeur.....	19
4.1.3.3. Distillation sous vide	19
4.1.3.4. Fractionnement	19
4.1.3.5. Distillation Extractive.....	20
4.1.3.6. Distillation azéotropique.....	20
4.2. Purification	20
4.2.1. Structure poreuse	20
4.2.2. Adsorption	21
4.2.3. Neutralisation des odeurs.....	21
4.2.4. Réduction des traces d'eau	21
4.2.5. Applications.....	21
Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.	23
1. Matériel et méthodes	23

1.1. Matières premières utilisées	23
1.2. Appareils utilisés	23
2. Préparation de la matière première (le mout de datte).....	24
2.1. Nettoyage et prétraitement thermique	24
2.2. Broyage.....	24
3. Hydrolyse Acide	25
4. Ajustement du pH.....	25
5. Centrifugation du moût de dattes.....	26
6. Stérilisation.....	26
7. Fermentation Alcoolique	27
7.1. Micro-organisme utilisé.....	27
7.2. Préparation de milieu de fermentation.....	27
7.3 : Inoculation du moût.....	28
7.4. Conditions de fermentation	29
8. Séparation et purification.....	30
8.1. Distillation	30
8.2 : Purification	31
9. Méthodes analytiques de purification et de contrôle du bioéthanol	31
9.1. Observation de la couleur et de l'odeur	31
9.2. Mesure du pH	31
9.3. Test à la flamme	32
9.4. Mesure de la densité	32
9.5. Détermination du degré d'alcool	32
9.6. Détermination du taux d'alcool par distillation.....	32
9.7. Spectrophotométrie UV	32
10. Schéma de l'expérience.....	33
1. Analyse du rendement en éthanol.....	36
1.1. Observation de la couleur et de l'odeur	36
1.2. Mesure du pH	36
1.3. Test à la flamme	36
1.4. Mesure de la densité	37
1.5. Détermination du degré d'alcool	38
1.6. Détermination du taux d'alcool par distillation.....	38
1.7. Spectrophotométrie UV	38
2. Comparaison avec d'autres matières premières (mélasse, maïs, canne à sucre).....	39

3. Discussion sur l'efficacité du procédé.....	39
3.1. Effet de pH sur le Rendement.....	39
3.2. Effet de Température sur le Rendement.....	40
3.3. La discussion des résultats.....	42
Conclusion générale	46
Les références	48

Liste des Figures

Figure	Titre	Page
Figure 1.1 :	Les tissus principaux de la datte	4
Figure 2.1 :	Hydrolyse du saccharose	13
Figure 2.2 :	Principe de la fermentation alcoolique du glucose par la levure (SC)	15
Figure 3.1 :	Les dattes (Ghars)	24
Figure 3.2 :	Préparation de moût des dattes de Ghars	24
Figure 3.3 :	extraction des sucres par l'acide sulfurique	25
Figure 3.4 :	Ajustement du pH par le pH mètre	25
Figure 3.5 :	procédé de centrifugation	26
Figure 3.6 :	autoclave	27
Figure 3.7 :	Levure utilisée « Pakmaya	27
Figure 3.8 :	Préparation de milieu de fermentation	28
Figure 3.9 :	Inoculation du moût	28
Figure 3.10 :	Fermentation du jus de dattes	29
Figure 3.11 :	Procédé de distillation	31
Figure 3.12 :	Purification d'Ethanol	31
Figure 3.13 :	densimètre	32
Figure 3.14 :	Schéma de fabrication d'alcool bio	34
Figure 4.1 :	Test d'inflammabilité	37
Figure 4.2 :	Variation du rendement d'éthanol en fonction du pH	40
Figure 4.3 :	Variation du rendement d'éthanol en fonction de la température	41
Figure 4.4 :	Variation de l'Absorbance en fonction de la longueur d'onde a différents pH et à la Température de 34 °C	43
Figure 4.5 :	Variation de l'Absorbance en fonction de la longueur d'onde a différents pH et à la Température de 32 °C	43
Figure 4.6 :	Variation de l'Absorbance en fonction de la longueur d'onde a différents pH et à la Température de 30 °C	44

Liste des Tableaux

Tableaux	Titre	Page
Tableau 2.1 :	Différents procédés de prétraitement de la biomasse	12
Tableau 2.2 :	Les produits industriels obtenus à l'aide de ces micro-organismes	17
Tableau 3.1 :	Conditions optimales pour la préparation	30
Tableau 4.1 :	L'odeur et la couleur de moût et l'alcool	36
Tableau 4.2:	Le pH de jus de dattes et l'alcool	36
Tableau 4.3 :	La densité d'alcool	37
Tableau 4.4 :	Le rendement d'alcool	38

Introduction générale

Introduction générale

L'éthanol (C_2H_5OH), liquide inflammable et miscible à l'eau, joue un rôle clé dans les industries pharmaceutique, chimique, alimentaire et énergétique. Traditionnellement, il est produit par fermentation de matières premières riches en sucres ou en amidons, telles que le maïs, la canne à sucre ou la betterave [1].

Depuis quelques décennies, l'éthanol s'impose comme un biocarburant renouvelable, contribuant à la réduction des gaz à effet de serre et à l'allègement de la dépendance aux énergies fossiles [2]. En 2023, la production mondiale de bioéthanol a atteint près de 115 milliards de litres, dominée par les États-Unis, le Brésil, la Chine et l'Inde [3].

Cependant, l'usage de ressources alimentaires pour sa production soulève des enjeux éthiques et environnementaux, liés à la sécurité alimentaire et à l'utilisation des terres agricoles [4]. D'où l'intérêt croissant pour les matières premières de seconde génération, telles que les résidus agricoles et les déchets agro-industriels [5].

Dans ce contexte, les déchets de dattes constituent une alternative prometteuse, particulièrement en Algérie, quatrième producteur mondial, générant près de 300 000 tonnes de déchets de dattes par an [6]. Grâce à leur richesse en sucres fermentescibles, ces sous-produits offrent un potentiel intéressant pour la production de bioéthanol, tout en s'inscrivant dans une démarche de développement durable et d'économie circulaire.

La valorisation de ces déchets permettrait à l'Algérie de réduire l'impact environnemental des déchets organiques, tout en développant une source d'énergie locale et renouvelable, offrant aussi des perspectives économiques pour les régions rurales du sud, fortement productrices de dattes [7].

Ainsi, ce travail de mémoire vise à étudier la valorisation des sous-produits de dattes, notamment la variété algérienne de qualité inférieure « Gharss », pour la production de bioéthanol. L'objectif est de proposer une méthode durable et économiquement viable, s'inscrivant dans une stratégie locale de transition énergétique et de valorisation des déchets agricoles.

Chapitre 1 : Généralité sur les déchets des dattes en Algérie

Chapitre 1 : Généralité sur les déchets des dattes en Algérie

1. Production des dattes dans le monde et en Algérie

1.1. Production mondiale des dattes

La production mondiale de dattes atteint près de 7 millions de tonnes par an, soit plus du double par rapport aux années 1980. Ce fruit se classe au 5ème rang parmi les fruits les plus cultivés dans les zones arides et semi-arides. D'après les statistiques de la FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture), la production mondiale était estimée à environ 7,62 millions de tonnes par année. Les principaux pays producteurs sont l'Égypte, l'Iran, l'Arabie Saoudite, les Émirats arabes unis, l'Irak, le Pakistan, l'Algérie et le Soudan. L'Algérie occupe la quatrième place au niveau mondial avec une contribution d'environ 10 % à la production totale. Sur le plan qualitatif, elle se distingue particulièrement grâce à la variété Deglet Nour, considérée comme la meilleure datte au monde. [8]

1.2. Production des dattes en Algérie

L'Algérie figure parmi les premiers producteurs mondiaux de dattes, avec une production annuelle dépassant les 1,2 million de tonnes en 2022. Le pays compte plus de 18 millions de palmiers dattiers, répartis principalement dans les régions du sud telles que Biskra, El Oued, Ouargla et Adrar. Parmi les nombreuses variétés cultivées, Deglet Nour reste la plus prisée à l'échelle nationale et internationale en raison de sa qualité supérieure. Toutefois, une grande partie de la production (estimée à plus de 30 %) est constituée de dattes de qualité inférieure ou non commercialisables, représentant ainsi un gisement important pour des projets de valorisation comme la production de bioéthanol.[9]

2.1. Définition des dattes

La datte est considérée comme un aliment de grande importance grâce à sa valeur nutritive et énergétique élevée, principalement en raison de sa richesse en sucres naturels (glucides simples) et en éléments minéraux (comme le potassium, le magnésium et le fer). Ce fruit, de forme allongée, est constitué de deux parties principales :

- La chair (ou pulpe), partie comestible,
- Le noyau, situé en son centre.

La couleur des dattes évolue au fil de leur maturation, passant du jaune doré au noir, et leurs formes ainsi que leur goût peuvent varier selon les cultivars ou variétés [10].

2.2. Structure anatomique des dattes

La datte est composée de trois tissus principaux (voir Figure 1.1) [11] :

- L'enveloppe externe (la peau) : une fine couche cellulosique qui protège le fruit.
- Le mésocarpe : zone périphérique de couleur plus soutenue, à la texture dense et compacte.
- L'endocarpe : zone interne, plus claire, avec une texture fibreuse.
- Le mésocarpe et l'endocarpe sont souvent regroupés sous le terme général de chair ou pulpe, car ils forment ensemble la partie comestible du fruit.

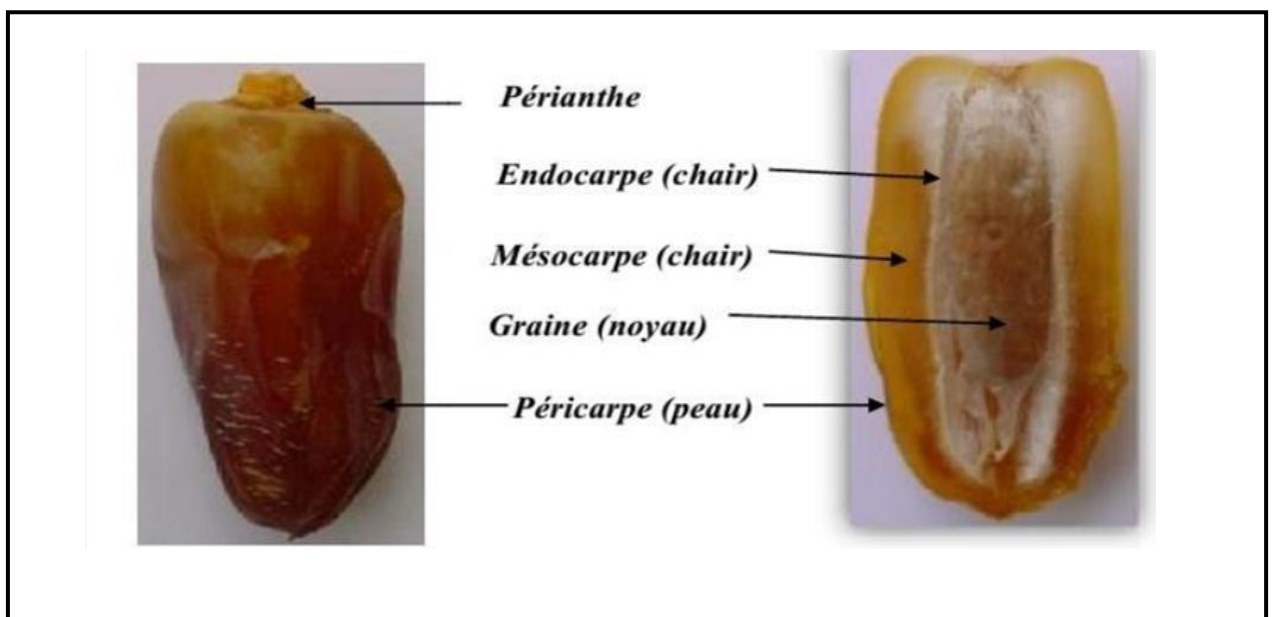


Figure 1.1 : Les tissus principaux de la datte [12]

3. L'origine et importance de la filière dattier

Le palmier dattier, connu depuis l'Antiquité, est l'une des plus anciennes plantes cultivées par l'homme. Sa culture aurait débuté simultanément en Mésopotamie et dans la vallée du Nil, en Égypte. Scientifiquement nommé *Phoenix dactylifera* L., il occupait une place symbolique importante dans les civilisations anciennes : les Égyptiens l'associaient à la fertilité, les Carthaginois le représentaient sur leurs monnaies et monuments, tandis que les Grecs et les Romains l'utilisaient comme ornement lors des fêtes triomphales. Originaire d'Afrique du Nord, le palmier dattier est aujourd'hui largement cultivé dans les régions allant de l'Arabie jusqu'au Golfe Persique, où il constitue un élément essentiel du paysage des oasis.

On le retrouve également dans d'autres régions chaudes comme les îles Canaries, le pourtour nord de la Méditerranée et le sud des États-Unis. Son introduction en Amérique remonte au début du XVIe siècle, peu après la découverte du continent. [13,14]

4. Classification des dattes et sous-produits non conformes à la consommation

Les dattes sont généralement classées en trois grandes catégories selon leur teneur en humidité et leur composition en sucres :

➤ Dattes molles :

Ces dattes présentent un taux d'humidité égal ou supérieur à 30 %. Elles sont principalement composées de sucres invertis, tels que le fructose et le glucose.

➤ Dattes sèches :

Avec un taux d'humidité inférieur à 20 %, ces dattes sont riches en saccharose. En Algérie, les variétés les plus courantes de cette catégorie sont notamment Degla-Beida, Mech-Degla et Frezza.

➤ Dattes demi-molles :

Elles ont un taux d'humidité compris entre 20 % et 30 %, occupant ainsi une position intermédiaire entre les deux catégories précédentes. La variété Deglet-Nour, bien qu'elle soit à base de saccharose, est une exception notable dans cette catégorie et demeure la plus réputée. [15]

5. Composition physico-chimique des déchets de dattes

➤ Teneur en eau

Les dattes, en général, présentent une teneur en humidité inférieure à 40 %. Elles sont ainsi classées parmi les aliments à humidité intermédiaire, ce qui facilite relativement leur conservation [16].

➤ pH

Le pH des dattes est légèrement acide, variant entre 5 et 6. Cette acidité est défavorable au développement de bactéries pathogènes, mais elle favorise en revanche la prolifération de certaines espèces fongiques [17].

➤ Acidité

L'acidité des dattes reste globalement faible, comprise entre 2,02 et 6,3 g d'acide par kilogramme. Une acidité élevée est souvent signe d'une qualité altérée. Elle est directement liée à la teneur en eau du fruit : plus l'humidité est élevée, plus l'acidité l'est également. Ainsi, l'acidité décroît avec l'avancement de la maturité du fruit [18].

6. Potentiel de valorisation des sous-produits des dattes

La culture du palmier dattier génère une quantité importante de sous-produits souvent sous-exploités, mais qui présentent un fort potentiel de valorisation dans différents secteurs : agroalimentaire, énergétique, pharmaceutique, cosmétique, animal et artisanal. Ces sous-produits incluent notamment les dattes non commercialisables, les noyaux, les spathes, les palmes, les fibres, ainsi que les résidus issus de la transformation.

6.1. Valorisation agroalimentaire

Les dattes de qualité inférieure ou invendues peuvent être transformées en sirop (miel de datte), pâte, confiture, vinaigre, alcool (éthanol), ou encore en farine. Ces produits ont une haute valeur nutritionnelle et peuvent répondre à une demande croissante de produits naturels et fonctionnels. Les noyaux peuvent également être broyés pour produire une farine riche en fibres alimentaires. [19], [20]

6.2. Valorisation en alimentation animale

Les noyaux de dattes broyés constituent un bon complément alimentaire pour les ruminants, grâce à leur richesse en lipides et glucides. Dans les zones arides, ils sont intégrés dans les formulations de fourrage alternatif, notamment pour réduire les coûts d'alimentation animale. [21]

6.3. Valorisation énergétique

Les résidus ligno-cellulosiques tels que les noyaux, les feuilles ou les spathes peuvent être utilisés pour produire du biogaz, du charbon végétal ou des briquettes combustibles. Ils constituent ainsi une source d'énergie renouvelable, locale et écologique. [22]

6.4. Valorisation cosmétique et pharmaceutique

Les extraits de noyaux ou de pulpe de dattes, riches en antioxydants, flavonoïdes et polyphénols, sont utilisés dans la fabrication de crèmes, huiles de soin, shampoings et produits dermatologiques. Ils offrent des propriétés hydratantes, régénérâtes et anti-âge. [23]

6.5. Valorisation artisanale et agricole

Les palmes et fibres du palmier peuvent être utilisées dans l'artisanat (fabrication de paniers, cordes, nattes, toitures) et dans l'agriculture (paillage, compostage). Ces usages traditionnels sont aujourd'hui remis en valeur dans le cadre de démarches de développement durable. [24]

Chapitre 2 : Production d'éthanol bio – Principes et procédés

Chapitre 2 : Production d'éthanol bio – Principes et procédés

1. Généralités sur l'éthanol bio et ses utilisations

1.1. Le bio éthanol

Le bioéthanol, également appelé éthanol biologique, est également connu sous le nom d'alcool éthylique, d'alcool de grain, de C_2H_5OH ou encore d'EtOH. Il s'agit d'un liquide incolore et inflammable doté d'une odeur caractéristique agréable. Produit à partir de matières végétales telles que la canne à sucre ou certaines céréales comme le maïs et le blé. Il est obtenu en grande quantité par des procédés de fermentation suivis de distillation. Considéré comme une alternative aux carburants fossiles, notamment à l'essence, le bioéthanol est utilisé comme carburant pour les véhicules, généralement mélangé à l'essence sans plomb dans des proportions variables. Ce mélange est réalisé dans des installations industrielles spécialisées.[25]

Les types de mélanges les plus couramment utilisés sont :

- E10 : 10 % d'éthanol et 90 % d'essence,
- E85 : 85 % d'éthanol et 15 % d'essence. [25]

1.2. Domaines d'utilisations

1.2.1. Utilisation comme carburant pour véhicules

L'éthanol contient environ 40 % moins d'énergie par kilogramme que l'essence, bien qu'il ait une masse volumique supérieure de 7 %. Lorsqu'il est utilisé dans un système d'injection volumétrique, cela se traduit par une puissance moindre, proportionnelle à la teneur en éthanol du mélange. Malgré cela, l'éthanol possède un indice d'octane élevé, ce qui signifie qu'il résiste bien à l'auto-allumage. Cette caractéristique améliore les performances du moteur et permet de remplacer les composés au plomb autrefois utilisés pour augmenter l'indice d'octane [26].

1.2.2 Utilisation en pharmacie

En pharmacie, l'éthanol est largement utilisé, que ce soit comme ingrédient actif ou comme excipient. L'un de ses paramètres essentiels est son titre alcoométrique volumique, qui indique la proportion en volume d'éthanol à

20 °C contenue dans 100 volumes de solution à la même température. Il est couramment utilisé à des concentrations variant de 30 % à 96 %, selon les besoins pharmaceutiques [27].

1.2.2.1. L'éthanol en tant que principe actif

En dermatologie, trois préparations officinales contenant de l'éthanol sont couramment utilisées pour leurs propriétés antiseptiques et désinfectantes :

- l'alcool iodé à 1 %,
- l'éosine alcoolique à 2 %,
- l'éthanol à 70 %.

L'éthanol possède une activité désinfectante comparable à celle de la chlorhexidine, étant efficace contre les bactéries Gram positives et Gram négatives. Cependant, son efficacité est limitée contre les virus et les champignons, et il est totalement inefficace contre les bactéries sous forme sporulée. Son action désinfectante optimale est observée à des concentrations comprises entre 60 % et 95 % (v/v).

Il est important de noter que l'éthanol ne doit être appliqué que sur une peau intacte. Son utilisation est déconseillée sur les muqueuses ou les plaies. De plus, il est contre-indiqué chez les enfants de moins de 30 mois, en raison du risque d'intoxication alcoolique [27].

1.2.2.2. L'éthanol en tant qu'excipient

L'éthanol est un excipient largement utilisé en pharmacie. On le retrouve dans de nombreuses formes galéniques :

- les injectables,
- les formes sèches et liquides orales,
- les préparations locales liquides,
- les dispositifs transdermiques.

Il est principalement utilisé comme solvant ou conservateur antimicrobien. Grâce à sa capacité à favoriser la pénétration des principes actifs à travers les muqueuses, il est très présent dans les préparations topiques telles que les gels, crèmes, pommades et solutions dermiques.

Dans les formes orales sèches, il peut également servir d'agent de mouillage ou d'agent d'enrobage pour les comprimés [27].

1.2.3. Autres utilisations industrielles

L'éthanol possède de nombreuses applications industrielles. Il est utilisé dans l'éclairage, le chauffage, et constitue également l'élément de base des boissons alcoolisées. De plus, il entre dans la fabrication de nombreux produits chimiques comme les peintures, les vernis, les encres, les plastiques, les adhésifs, et divers produits cosmétiques, notamment les parfums.

Il joue aussi un rôle important dans le nettoyage industriel, en particulier pour éliminer les graisses et certains types de plastiques. En tant que matière première, il sert à la fabrication de plusieurs composés chimiques tels que : l'acide acétique, l'acétate et l'acrylate d'éthyle, les éthers de glycol, l'éthylène, l'éthylamine, ou encore l'ETBE (éthyl-tert-butyl-éther), un additif utilisé dans les carburants [28,29].

2. Procédés de fabrication :

2.1. Définition de la biomasse végétale :

La biomasse d'origine végétale est composée majoritairement de matière organique, accompagnée d'une proportion moindre de matière inorganique. À l'échelle macromoléculaire, la fraction organique est principalement constituée de cellulose, d'hémicellulose, de lignine ainsi que de composés extractibles [30]. Afin de rendre cette matière accessible à l'action des micro-organismes, une hydrolyse préalable est nécessaire.

2.2. Prétraitement de la biomasse végétale :

Le prétraitement constitue une étape essentielle visant à améliorer l'accessibilité de la cellulose à l'hydrolyse, en modifiant les propriétés physiques et physico-chimiques de la structure lignocellulosique [31]. Selon le type de traitement appliqué, différentes méthodes peuvent être employées. Outre les approches physiques, thermo-chimiques et biologiques (voir Tableau 2.1), les procédés chimiques ont fait l'objet d'une utilisation étendue. Ceux-ci incluent notamment l'hydrolyse acide, l'hydrolyse alcaline ainsi que d'autres méthodes spécifiques.

Tableau 2.1 : Différents procédés de prétraitement de la biomasse [32,33]

Type de procédés	Exemple
Procédés physiques	-broyage et radiations de haute énergie
Procédés chimiques	- Avec des acides - Avec des bases - Avec des solvants organiques (organosolv) - Avec des agents oxydants - Avec des liquides ioniques
Procédés thermochimiques	- Explosion à la vapeur - Prétraitements à l'ammoniac - Explosion au CO ₂ - Prétraitement mécanique/alcalin
Procédés biochimiques	- Utilisation de champignons pour rendre soluble la lignine
Combinés	- Explosion de vapeur catalysée

2.2.1 Hydrolyse

L'hydrolyse acide de la biomasse a suscité un grand intérêt dans le domaine de la recherche. Au cours de ce processus, les hémicelluloses sont les premiers composants de la biomasse à se dégrader. L'utilisation d'acide sulfurique, même à faible concentration (environ 0,01 M), permet de rompre les hémicelluloses en leurs unités monomériques [34]. Par exemple, le saccharose contenu dans la biomasse peut être hydrolysé en glucose et en fructose en milieu acide, comme illustré à la Figure 2.1 [35]. En d'autres termes, l'hydrolyse correspond à la décomposition du saccharose en D-glucose et D-fructose.

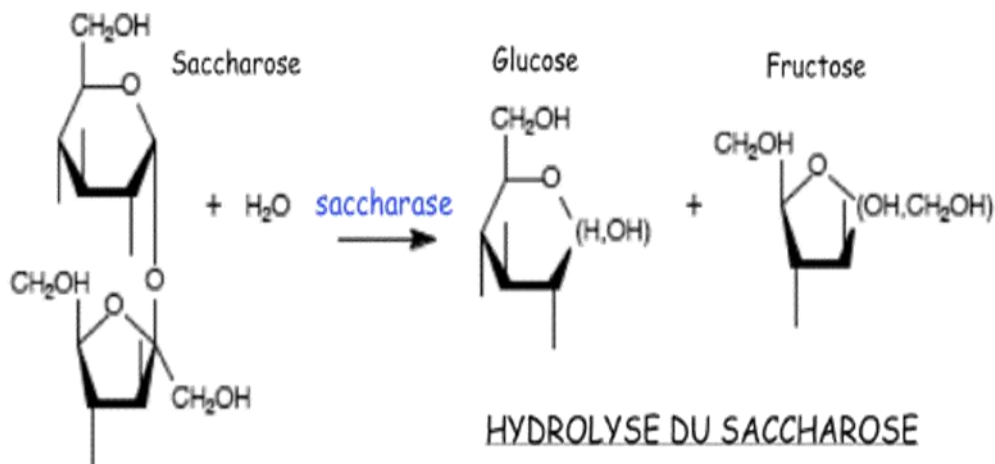


Figure 2.1 : Hydrolyse du saccharose [35]

2.2.1.1. Procédé d'Hydrolyse avec l'acide dilué

Ce procédé peut être réalisé en continu à haute température (> 160 °C) lorsqu'il s'agit de biomasse à faible teneur en solides, ou en mode discontinu (batch) à basse température (< 160 °C) pour des solides plus concentrés. Ce type d'hydrolyse permet une élimination significative des hémicelluloses [36]

2.2.1.2. Procédé d'hydrolyse avec l'acide concentré

Elle repose sur l'utilisation de réactifs chimiques puissants permettant l'hydrolyse directe de la cellulose, rendant l'usage d'enzymes inutile. Cette méthode assure généralement un rendement élevé en sucres monomériques, bien que ces derniers puissent être toxiques et corrosifs [37].

2.2.1.3. Hydrolyse enzymatique

Alternative plus respectueuse de l'environnement, cette méthode repose sur l'utilisation d'enzymes telles que les cellulases et les hémicellulases. Ces enzymes catalysent la décomposition de la lignocellulose en sucres simples fermentescibles. Elles sont produites par divers micro-organismes (bactéries ou levures), qui peuvent être aérobies ou anaérobies, ainsi que mésophiles ou thermophiles selon les conditions de culture. [38]

2.2.1.4. Procédé d'hydrolyse alcaline

Couramment utilisée dans l'industrie papetière sous le nom de procédé kraft, cette méthode implique un mélange de NaOH et de Na₂ S pour traiter les copeaux de bois, visant principalement à éliminer la lignine et les hémicelluloses [37]. Les bases telles que la soude,

la chaux ou l'ammoniaque servent d'agents gonflants de la cellulose. Elles facilitent l'insertion des réactifs dans les fibres, permettant ainsi la rupture des liaisons hydrogène. Bien que ce procédé soit avant tout utilisé comme prétraitement pour déstructurer la biomasse, il contribue peu à l'hydrolyse directe [39].

2.2.1.5. Procédés organosolv

Ces procédés consistent en une solvolysé des liaisons éther dans la lignine et des connexions entre lignine et hémicelluloses. En milieu acide, les liaisons α -éther sont particulièrement affectées. Les procédés organosolv réduisent ainsi la teneur en lignine et en hémicelluloses de la biomasse végétale [37]. Contrairement aux procédés classiques tels que le Kraft, les procédés organosolv n'utilisent que peu ou pas de composés inorganiques. Ils emploient plutôt un mélange d'eau et de solvants organiques (notamment des alcools), sous haute température et pression, pour extraire la lignine et les hémicelluloses. La lignine est ensuite récupérée par précipitation acide [40].

2.3.1. Procédé de la fermentation alcoolique

La fermentation alcoolique est un processus biologique durant lequel les levures transforment les sucres fermentescibles en éthanol et dioxyde de carbone dans des conditions anaérobies, tout en libérant de l'énergie thermique, selon la réaction suivante :



Comme illustré à la Figure 2.2, cette fermentation se déroule dans un milieu riche en sucres. Le moût est d'abord introduit dans un fermenteur, puisensemencé à l'aide d'un inoculum issu de la pré-fermentation. La durée de la fermentation varie généralement entre 40 et 72 heures, avec une température maintenue entre 30 et 35 °C [42].

Les sucres prédominants dans le moût sont le glucose et le fructose. L'espèce de levure la plus utilisée dans ce procédé est *Saccharomyces Cerevisiae*. En condition anaérobie, cette levure utilise la voie glycolytique pour métaboliser les sucres, produisant ainsi deux molécules d'ATP (Adénosine Triphosphate) par molécule de sucre consommée. Ce processus réduit également deux molécules de NAD⁺ (Nicotinamide Adénine dinucléotide -forme oxydée) en NADH (Nicotinamide Adénine dinucléotide-forme réduite). La transformation du

pyruvate (issu de la glycolyse) en éthanol permet l'oxydation du NADH (Nicotinamide Adénine dinucléotide-forme réduite) en NAD^+ (Nicotinamide Adénine dinucléotide -forme oxydée), ce qui est essentiel pour la poursuite de la glycolyse.

Par ailleurs, la macération durant la fermentation favorise l'extraction de la couleur des matières solides. Cependant, cette fermentation se déroule en système fermé, ce qui peut limiter la croissance de *Saccharomyces Cerevisiae* en raison de l'accumulation de composés toxiques. Parmi ces derniers, certains acides gras comme l'acide octanoïque et décanoïque, produits par les levures elles-mêmes, peuvent devenir inhibiteurs pour leur développement. Afin de pallier cet effet, une petite quantité de charbon actif est parfois ajoutée au moût avant l'ensemencement, permettant ainsi une meilleure reprise de la fermentation [43].

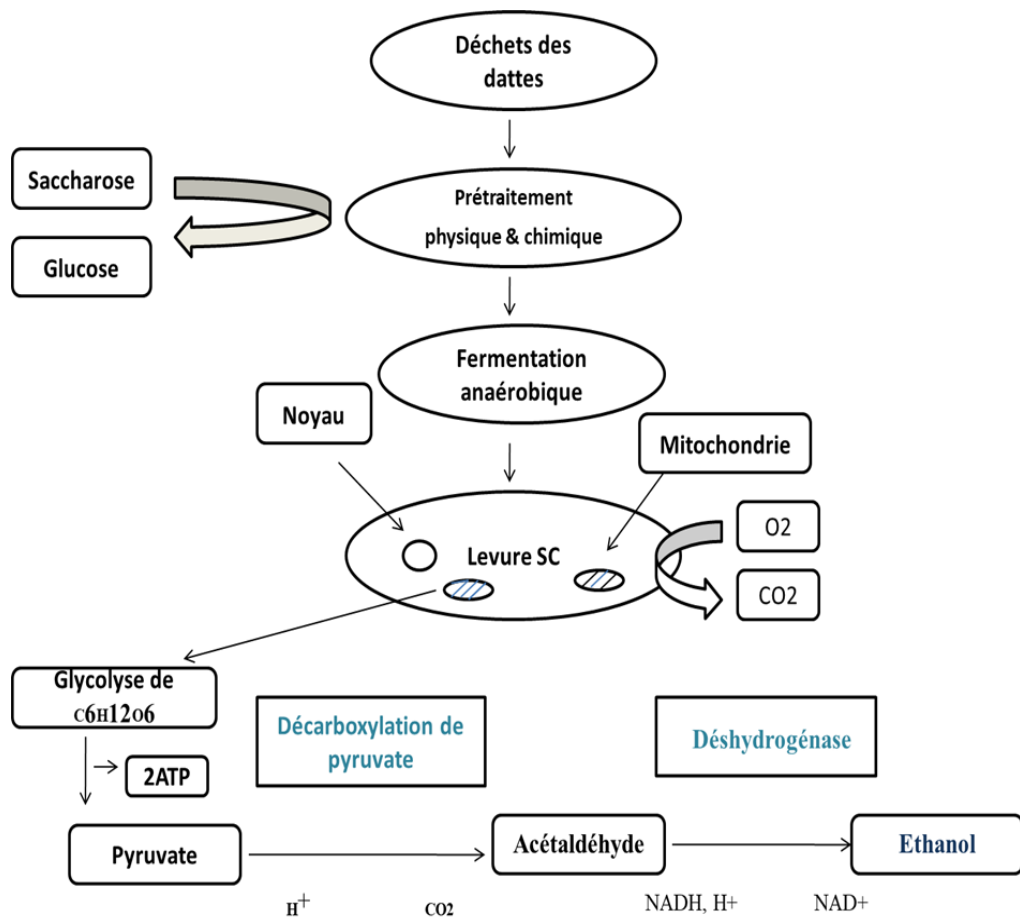


Figure 2.2. Principe de la fermentation alcoolique du glucose par la levure (SC)

2.3.2. Les principaux procédés de fermentation alcoolique pour la production d'éthanol

La production d'éthanol repose principalement sur trois grands types de fermentation alcoolique, chacun présentant des caractéristiques spécifiques en termes de rendement, de contrôle du processus et de productivité.

2.3.2.1. Fermentation de type Batch (discontinue)

Il s'agit d'un procédé en système clos pour la phase liquide. Aucun ajout de nutriments ou de substrats n'est effectué durant la fermentation. Le développement des levures se poursuit jusqu'à ce qu'un nutriment essentiel soit épuisé ou qu'une modification du milieu (comme une baisse du pH ou l'accumulation de composés toxiques) empêche la croissance cellulaire.

Ce mode de culture présente des rendements variables, en raison de l'évolution constante de la composition du milieu au cours du processus. Pour améliorer la productivité, il est possible de réutiliser les levures d'un cycle à l'autre (procédé dit de batch recyclé) [44].

2.3.2.2. Fermentation de type Fed-batch

Dans ce mode, le milieu de culture est alimenté progressivement ou continuellement en substrats et nutriments. Cette stratégie permet d'atteindre des concentrations plus élevées en biomasse et en éthanol que dans les systèmes batch classiques.

Elle permet aussi de limiter l'inhibition due à des concentrations excessives de substrat, d'éviter les carences nutritionnelles, et de réduire les effets toxiques des produits de fermentation grâce à une dilution partielle par les apports [45].

2.3.2.3. Fermentation de type Continu

Ce procédé repose sur un réacteur ouvert, dans lequel le milieu de culture est continuellement alimenté, tandis que le milieu de fermentation, contenant les métabolites (dont l'éthanol), est simultanément extrait. Le volume réactionnel reste constant tout au long du processus.

Ce type de fermentation permet une production en continu, avec des conditions stables favorables à une productivité élevée [46].

2.4.1. Micros organismes utilisées pour la fermentation :

Les micro-organismes naturels représentent une vaste diversité biologique comprenant des bactéries, des levures, des champignons microscopiques ainsi que des cellules animales et végétales. Ce réservoir biologique constitue une source précieuse d'agents capables

d'intervenir dans la mise en œuvre de divers bioprocédés industriels. Le Tableau 2.2 illustre de manière synthétique les produits industriels obtenus grâce à l'action de ces micro-organismes.

Tableau 2.2 : les produits industriels obtenus à l'aide de ces micro-organismes.

Type de micro-organismes	Produit	Secteur d'utilisation
Levures	Pain, vin, bière, sauce de soja	Alimentation
Bactérie	Pain, yaourt, vinaigre	
Moisissures	Fromage, camembert	
Bactéries	Antibiotique, hormones	Pharmaceutique
Moisissures	Antibiotiques	
Cellules de mammifères	Interféron	
Levures	Enzyme	Agro-alimentaire
Moisissures	Enzyme	
Levures	Ethanol	Intermédiaires chimiques
Bactéries	Acétone, butanol	
Moisissures	Acide citrique	

2.4.2. Définition de la levure boulangère type (*Saccharomyces Cerevisiae*)

Les levures sont des micro-organismes eucaryotes unicellulaires appartenant au règne des champignons. Contrairement aux moisissures, elles se distinguent par l'absence de véritable mycélium au cours de la majorité de leur cycle de vie. Elles sont hétérotrophes et largement répandues dans la nature. La levure *Saccharomyces Cerevisiae* a été découverte, isolée et identifiée au milieu du XIX^e siècle. Ce champignon, capable de métaboliser les sucres (comme l'indique le préfixe saccharo-), a été nommé ainsi par Mayen en 1837[47].

3. Influence des paramètres environnementaux sur la croissance des micros organisme (SC)

3.1. Effet de la température

À basse température, l'activité métabolique des cellules microbiennes est fortement réduite, voire bloquée. Une élévation de la température entraîne une augmentation de la vitesse de croissance, car le métabolisme cellulaire devient plus actif. La température optimale de croissance pour *Saccharomyces Cerevisiae* se situe généralement entre 23 et 28 °C [48-49].

3.2. Effet du pH

Le pH joue un rôle crucial dans l'activité métabolique des levures. *Saccharomyces cerevisiae* a la capacité de se développer dans des milieux acides, ce qui constitue un avantage puisqu'un grand nombre de bactéries ne survivent pas à de telles conditions. La fermentation alcoolique se réalise idéalement à un pH compris entre 4,5 et 5 [50].

3.3. Rôle d'oxygène

Il important pour la synthèse des acides gras insaturés et des stérols qui protègent les levures du stress alcoolique chez les (*Saccharomyces Cerevisiae*) l'O₂ est indispensable pour assurer la survie des levures et l'épuisement complet des sucres en présence de concentration élevé en éthanol son apport doit être continu tout au long de la culture. [51]

4. Séparation et Purification d'Ethanol Bio

4.1.1. Procédé de distillation

La distillation est un procédé de séparation physique qui consiste à chauffer un mélange liquide pour en vaporiser les composants les plus volatils, lesquels sont ensuite condensés afin d'être récupérés sous forme liquide purifiée. [52]

4.1.2. Étape de distillation du bioéthanol

Lors de la distillation, le mélange issu de la fermentation est porté à ébullition. La vapeur d'eau injectée à la base de la colonne facilite l'ascension de l'éthanol sous forme gazeuse. Après condensation, on obtient un alcool brut. Une purification complémentaire est indispensable pour éliminer les impuretés volatiles. Enfin, pour que le bioéthanol soit compatible avec une utilisation comme carburant, il doit être totalement déshydraté, car l'alcool hydraté n'est pas miscible avec l'essence. [52]

4.1.3. Différents types de distillations

4.1.3.1. Fractionnement simple

- La distillation simple consiste à chauffer un mélange liquide jusqu'à son point d'ébullition et à condenser immédiatement la vapeur résultante.
- Cette méthode n'est valable que pour des mélanges dont les points d'ébullition des liquides diffèrent fortement (la différence minimale est de 25°C).[53]

4.1.3.2. Distillation à la vapeur

La distillation simple est le type de base de processus de distillation dans lequel de la vapeur est introduite dans le mélange, chauffant le mélange liquide, augmentant ainsi la pression de vapeur des composants. Lorsque la pression de vapeur des composants non miscibles dépasse la pression atmosphérique, le composant à point d'ébullition élevé commence à s'évaporer à basse température et forme un mélange avec l'eau.[53]

La distillation à la vapeur est utilisée pour séparer les composants sensibles à la chaleur qui se décomposent à haute température. Un exemple courant de distillation à la vapeur est son utilisation pour extraire les huiles des plantes.[53]

4.1.3.3. Distillation sous vide

- La distillation sous vide est idéale pour séparer des mélanges liquides à haut point d'ébullition.
- Pour faire bouillir ces composés, le chauffage à haute température est une méthode inefficace. Ainsi, la pression environnante est plutôt réduite.
- La réduction de pression permet aux composants de bouillir à une température plus basse. Une fois que la pression de vapeur du composant est égale à la pression environnante, il se transforme en vapeur.
- Ces vapeurs sont ensuite condensées et collectées sous forme de distillat. Les méthodes de distillation sous vide sont également utilisées pour obtenir des échantillons de haute pureté de composés qui se décomposent à haute température.[53]

4.1.3.4. Fractionnement

La distillation fractionnée fonctionne en faisant bouillir différents composants d'un mélange à différentes températures. Lors de la distillation fractionnée, un mélange est chauffé,

les substances à bas point d'ébullition commencent d'abord à s'évaporer et les liquides se condensent d'abord puis se séparent. Augmentez maintenant la température et séparez les composants des points d'ébullition bas aux points d'ébullition élevés. [53]

4.1.3.5. Distillation Extractive

La distillation extractive peut être définie comme une distillation réalisée en présence d'un composant (solvant) miscible, à haut point d'ébullition et non volatil, qui ne forme pas d'azéotrope avec les autres composants du mélange. Cette méthode est utilisée pour les mélanges avec de faibles valeurs de volatilité relative proches de l'unité. Dans cette méthode, un composant supplémentaire appelé entraîneur est ajouté au mélange, mais il ne forme pas d'azéotrope mais agit avec les composants du mélange et provoque un changement de volatilité relative, permettant ainsi au nouveau mélange en trois parties de distiller à travers séparation normale.[53]

4.1.3.6. Distillation azéotropique

La distillation azéotropique est effectuée lorsque nous avons un mélange de liquides non miscibles qui ne peuvent pas être séparés par simple distillation en raison d'une très petite différence de points d'ébullition. De tels mélanges sont appelés mélanges azéotropiques. Si une simple distillation est effectuée sur un mélange azéotropique, la vapeur produite en chauffant le mélange contiendra les deux composants et ne pourra donc pas être séparée par une simple distillation. Dans ce cas, un processus de distillation azéotropique est effectué. [53]

4.2. Purification

Le charbon actif c'est un produit sous forme de poudre, de granulés ou encore de fibre [54] qui enlève les odeurs et l'eau des solvants grâce à un processus appelé adsorption. Sa structure poreuse crée une surface énorme qui attire et retient les molécules indésirables, notamment celles responsables des odeurs et des traces d'eau dans les solvants. [55]

4.2.1. Structure poreuse

Le charbon actif, lorsqu'il est activé, possède une structure très poreuse et une surface interne très grande.[55]

4.2.2. Adsorption

Ces pores agissent comme de petits "collants" qui attirent et retiennent les molécules des contaminants, que ce soit des molécules odorantes, des impuretés ou même des petites quantités d'eau présente dans les solvants. [55]

4.2.3. Neutralisation des odeurs

En absorbant les molécules odorantes, le charbon actif contribue à neutraliser ou à éliminer les mauvaises odeurs. [54]

4.2.4. Réduction des traces d'eau

Le charbon actif peut également absorber les petites quantités d'eau présentes dans les solvants, ce qui permet d'améliorer la qualité du solvant et de prévenir des réactions indésirables.

4.2.5. Applications

Le charbon actif est utilisé dans divers domaines, notamment dans la filtration de l'eau, la purification de l'air et le traitement des solvants. [59-60] 56 57

**Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production
d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.**

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

Ce travail a été mené au sein du laboratoire de recherche de recherche Electrochimie et Environnement ainsi qu'au niveau du laboratoire du département Génie de l'environnement de l'Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi. Les dattes choisies pour cette étude sont de la variété Ghars, sélectionnées en raison de leur faible coût, de leur disponibilité et de leur forte teneur en sucre, qui constitue la principale source de carbone pour la production de bioéthanol. Il s'agit de dattes de type demi-molle, dont les sucres sont plus ou moins facilement assimilables par la levure.

1. Matériel et méthodes

1.1. Matières premières utilisées

- **Dattes (variété Ghars) :** sous-produit à faible valeur commerciale, utilisé comme source de sucres fermentescibles.
- **Eau distillée et eau bi distillée :** utilisées respectivement pour l'extraction et la préparation de solutions.
- **Acide sulfurique dilué à 10 % :** utilisé comme catalyseur d'hydrolyse acide.
- **Hydroxyde de potassium (KOH) 1 mol/L :** pour la neutralisation de l'acidité après hydrolyse.
- **Solution tampon pH 4 :** pour ajuster le pH du milieu de réactivation de la levure.
- **Charbon actif :** pour la désodorisation de l'éthanol produit.
- **Coton cardé écru :** utilisé pour fermer les erlenmeyers tout en permettant l'échange gazeux.
- **Feuilles d'aluminium :** utilisées pour couvrir les contenants pendant certaines étapes.
- **Levure de boulanger :** source d'inoculum pour la fermentation alcoolique.

1.2. Appareils utilisés

- Bain-marie avec agitation
- Plaques chauffantes
- PH-mètre
- Appareil de centrifugation
- Autoclave
- Montage de distillation

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

➤ Thermomètre

2. Préparation de la matière première (le mout de datte)

2.1. Nettoyage et prétraitement thermique

- On a utilisé 1 kg de dattes variété Ghars bien nettoyées dans 3 litres d'eau distillée.



Figure 3.1 : Les dattes (Ghars)

- Cette biomasse (Ghars) est introduite dans 3 litres d'eau distillée préchauffée à 80 °C. Ce traitement thermique permet d'assouplir la pulpe et faciliter la séparation des noyaux, tout en favorisant la libération des sucres.

2.2. Broyage

- Après 2 heures de trempage, le mélange est broyé par un mixeur pour obtenir un moût de dattes.



Figure 3.2 : Préparation de moût des dattes de Ghars.

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

3. Hydrolyse Acide

- Lorsque la température du mout obtenu descend à 50 °C, 78 ml d'acide sulfurique concentré dilué à 10 % sont ajoutés.
- Le mélange est soumis à une agitation constante pendant 2 heures à 50 °C. Cette étape vise à rompre les liaisons glycosidiques et libérer les monosaccharides nécessaires à la fermentation.



Figure 3.3: extraction des sucres par l'acide sulfurique

4. Ajustement du pH

L'ajout d'acide rend le milieu très acide. Pour corriger cela, une solution de KOH 1 mol/L est ajoutée goutte à goutte, tout en contrôlant le pH avec un pH-mètre, jusqu'à atteindre les valeurs suivantes :

- ✓ pH 1 = 4.5
- ✓ pH 2 = 5.5
- ✓ pH 3 = 6.5

La solution est alors divisée en trois fractions selon ces valeurs de pH.

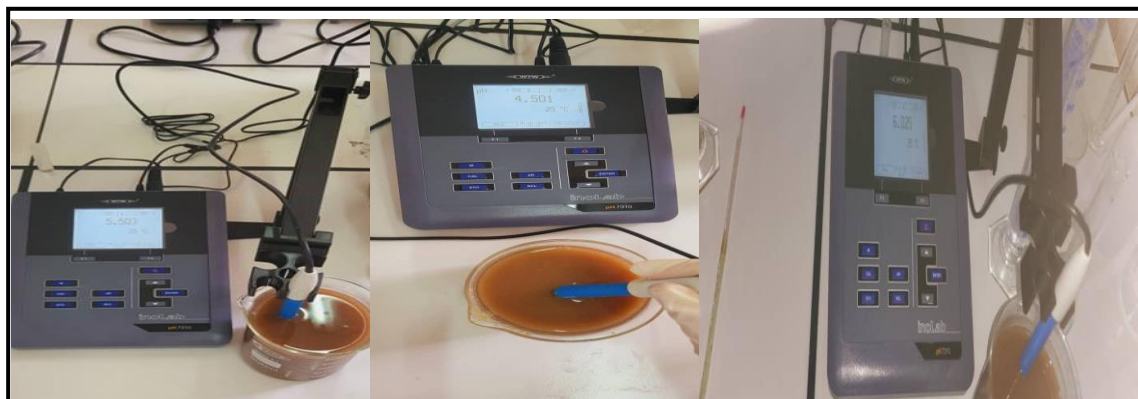


Figure 3.4: Ajustement du pH par le pH mètre

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

5. Centrifugation du moût de dattes

Après l'étape d'hydrolyse acide, la solution obtenue (moût de datte) a été refroidie à température ambiante (~20 °C), puis soumise à une centrifugation pour séparer la phase liquide riche en sucres fermentescibles des résidus solides.

- Pour cette opération, un poids total de 600 g de moût a été réparti équitablement dans deux tubes de centrifugation (godets) placés en vis-à-vis dans la centrifugeuse, afin d'assurer un bon équilibrage des masses et d'éviter toute vibration ou déséquilibre mécanique.
- La centrifugation a été réalisée à 4000 tr/min pendant 20 minutes. Cette vitesse permet une séparation efficace entre les matières solides (sédiments de dattes, fibres...) et la phase liquide claire contenant les sucres nécessaires à la fermentation.
- La phase liquide a été soigneusement récupérée puis stockée dans des flacons hermétiques et conservée au réfrigérateur (4 °C) jusqu'à l'étape de fermentation.



Figure 3.5: procédé de centrifugation

6. Stérilisation

- Chaque solution est versée dans un erlenmeyer de 500 ml (rempli aux $\frac{3}{4}$) et fermée par du coton cardé écru, permettant l'échange gazeux nécessaire durant la fermentation.
- Les erlenmeyers sont ensuite placés dans un autoclave à 120 °C pendant 15 minutes. Après stérilisation, on attend que la pression et la température redescendent avant de retirer les échantillons.



Figure 3.6: autoclave

7. Fermentation Alcoolique

7.1. Micro-organisme utilisé

Le micro-organisme utilisé pour cette fermentation est une souche de levure commerciale appartenant à l'espèce *Saccharomyces Cerevisiae*, commercialisée sous le nom Pakmaya.

Elle se présente sous forme sèche active (levure sèche active boulangère) et est largement utilisée dans les procédés artisanaux et industriels de fermentation alcoolique pour sa capacité à tolérer des concentrations élevées de sucres.



Figure3.7 : Levure utilisée « Pakmaya »

7.2. Préparation de milieu de fermentation

- La levure sèche a été réhydratée avant l'inoculation.

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

- Une quantité de 7 g de levure Pakmaya a été dispersée dans 100 ml d'eau bi distillée préchauffée à 34 °C, contenant quelques gouttes de solution tampon pH 4 afin de maintenir un milieu légèrement acide favorable à l'activation des cellules levuriennes. Ce mélange a été laissé au repos pendant 15 minutes afin de permettre une réactivation optimale des levures.



Figure3.8: préparation de milieu de fermentation

7.3 : Inoculation du moût

Après réhydratation, le suspensat de levure a été réparti équitablement dans les erlenmeyers contenant le moût stérile, dans des conditions d'asepsie stricte sur une paillasse stérilisée, à proximité d'un bec Bunsen, et en maintenant une distance de sécurité (~20 cm) pour éviter toute contamination.



Figure 3.9 : inoculation du jus de dattes

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

7.4. Conditions de fermentation

Les erlenmeyers ensemencés ont été placés dans un bain-marie avec agitation (Bain-marie avec agitation continue) afin d'assurer une bonne homogénéité du milieu et d'éviter la sédimentation. La fermentation a été réalisée selon un plan expérimental factoriel intégrant les variables suivantes :

- pH: 4.5, 5.5 et 6.5
- Température : 30 °C, 32 °C, 34 °C
- Temps de fermentation : 72 h

Cela a donné naissance à un total de 09 essais combinant tous les niveaux de facteurs



Figure 3.10 : Fermentation du jus de dattes

La fermentation alcoolique suit la réaction globale suivante :

Sucres + Levures \rightarrow Éthanol + CO₂ + Énergie

Levures



Où le glucose (ou les sucres fermentescibles) est converti en éthanol et en dioxyde de carbone, libérant de l'énergie nécessaire à la croissance des levures.

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

7.5. Conditions de préparation

Tableau 3.1 : Conditions optimales pour la préparation

Eléments	Quantité
Dattes Ghars	1000g
Eau distillée	3L
Levures	7g
Solution tampon de pH 4	Quelle que Goutte
PH	Acide Faible (4,5 – 5,5-6,5)
Température	T=30°C, 32 °C ,34 °C
Temps	t = 72 h

8. Séparation et purification

8.1. Distillation

- Après la phase de fermentation, chaque échantillon fermenté (selon les différentes conditions de pH, de température et de durée) a été soumis à une distillation simple afin de séparer l'éthanol des autres constituants du moût.
- Chaque échantillon a été distillé séparément à l'aide d'un montage de distillation au laboratoire.
- La séparation repose sur la différence de température d'ébullition entre l'eau (100 °C) et l'éthanol (78,37 °C). Ainsi, les vapeurs riches en éthanol commencent à s'élever dès que la température atteint environ 78 °C, puis sont condensées et recueillies.

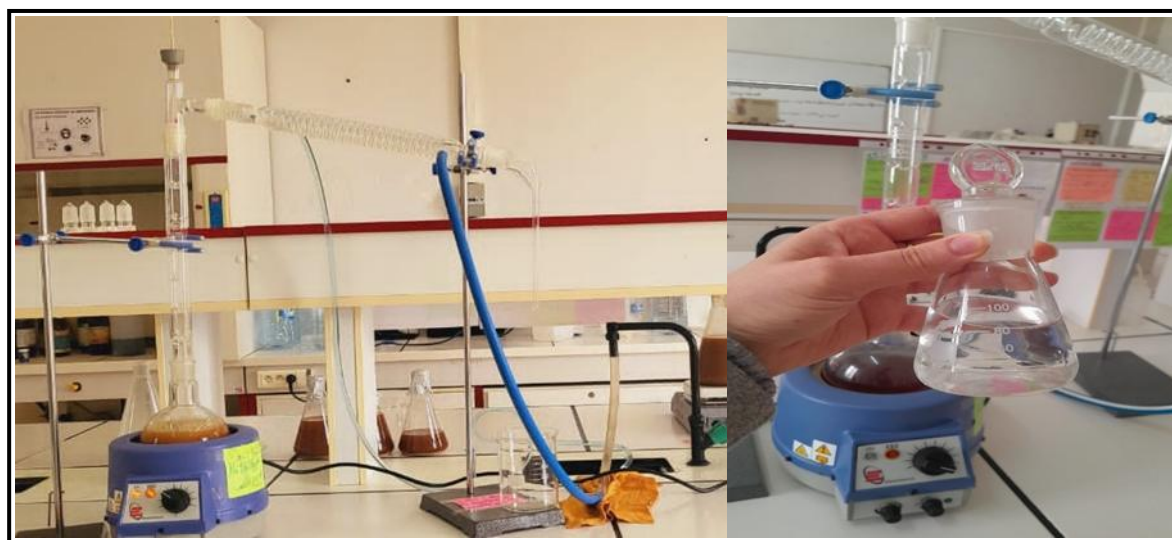


Figure 3.11 : Procédé de distillation

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

8.2 : Purification

- Pour améliorer la pureté de l'éthanol extrait, une étape de purification a été réalisée en utilisant du charbon actif.

Ce dernier agit comme un tamis moléculaire capable d'adsorber les impuretés résiduelles, notamment les composés organiques volatils et certaines particules responsables de l'odeur indésirable du distillat.

- Après traitement, la solution a été filtrée à l'aide d'un papier filtre, permettant ainsi d'obtenir un éthanol relativement purifié, incolore et sans odeur marquée.



Figure 3.12 : Purification d'Ethanol

9. Méthodes analytiques de purification et de contrôle du bioéthanol

Au cours de la fermentation, des échantillons sont prélevés à intervalles réguliers (24 h, 48 h et 72 h) afin de réaliser différentes analyses physico-chimiques permettant d'évaluer la progression du processus et la qualité de l'éthanol obtenu.

9.1. Observation de la couleur et de l'odeur

La couleur et l'odeur sont deux caractères organoleptiques principaux, elles permettent de distinguer l'alcool des autres produits, mais cette observation reste insuffisante.

9.2. Mesure du pH

La mesure du pH est un indicateur clé dans le suivi de la fermentation. Elle permet d'évaluer l'activité métabolique des levures et la conversion des sucres en éthanol. Cette mesure est réalisée à l'aide d'un pH-mètre préalablement étalonné, en lecture directe sur le moût avant et pendant la fermentation.

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

9.3. Test à la flamme

Le test d'inflammabilité est une méthode simple et rapide pour confirmer la présence d'alcool dans le distillat. Quelques gouttes du produit sont placées dans un verre de montre, puis mises en contact avec une flamme. La combustion rapide indique une forte probabilité de présence d'éthanol.

9.4. Mesure de la densité

La densité du distillat est mesurée à l'aide d'un densimètre.



Figure 3.13 : densimètre

9.5. Détermination du degré d'alcool

Le degré alcoolique est mesuré à l'aide d'un alcoomètre gradué en pourcentage volumique (% vol). Le distillat est versé dans une éprouvette graduée, l'alcoomètre y est plongé, et la lecture se fait directement sur l'échelle graduée selon le niveau de flottaison de l'instrument.

9.6. Détermination du taux d'alcool par distillation

Pour déterminer avec précision le taux d'éthanol, une distillation est effectuée. Le montage se compose d'un chauffe-ballon équipé d'un thermomètre pour contrôler la température (ne devant pas dépasser 78 °C, point d'ébullition de l'éthanol), d'un condenseur refroidi à l'eau et d'un ballon récepteur. Ce procédé permet de récupérer l'éthanol purifié en séparant les autres constituants.

9.7. Spectrophotométrie UV

Analyse par spectrophotométrie UV-Vis de la pureté de l'éthanol :

Chapitre 3 : Étude expérimentale de la production d'éthanol à partir des sous-produits de la datte.

Afin d'évaluer la pureté de l'éthanol obtenu dans nos différentes conditions expérimentales, une analyse spectrophotométrique UV-Vis a été réalisée.

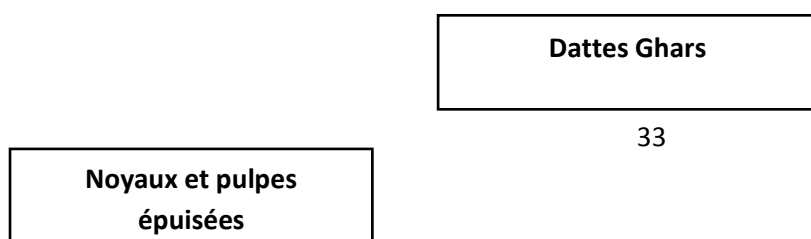
Dans un premier temps, l'éthanol commercial (considéré comme étalon de référence) a été analysé à l'aide du spectrophotomètre UV-Vis. Le spectre obtenu a permis d'observer les caractéristiques d'absorption de l'éthanol pur dans la gamme analysée. Bien que l'éthanol ne présente pas de pics d'absorption marqués dans le domaine UV-Vis, une légère absorbance a néanmoins été détectée, traduisant la présence de groupements fonctionnels susceptibles d'absorber faiblement dans l'UV lointain.

Par la suite, les différentes fractions d'éthanol produites ont été analysées selon le même protocole. Les spectres enregistrés ont été comparés à celui de l'éthanol commercial afin d'évaluer la similarité entre les échantillons et détecter d'éventuelles impuretés.

Dans la majorité des cas, une bonne superposition des spectres a été observée, suggérant une composition similaire à l'éthanol de référence. Toutefois, un léger décalage ou une modification de l'intensité d'absorption a été noté dans certaines conditions, pouvant indiquer la présence de faibles quantités d'impuretés, notamment de l'eau ou d'autres composés résiduels.

L'ensemble de ces observations permet ainsi de vérifier qualitativement la pureté de l'éthanol produit à travers la comparaison des spectres UV-Vis

10. Schéma de l'expérience



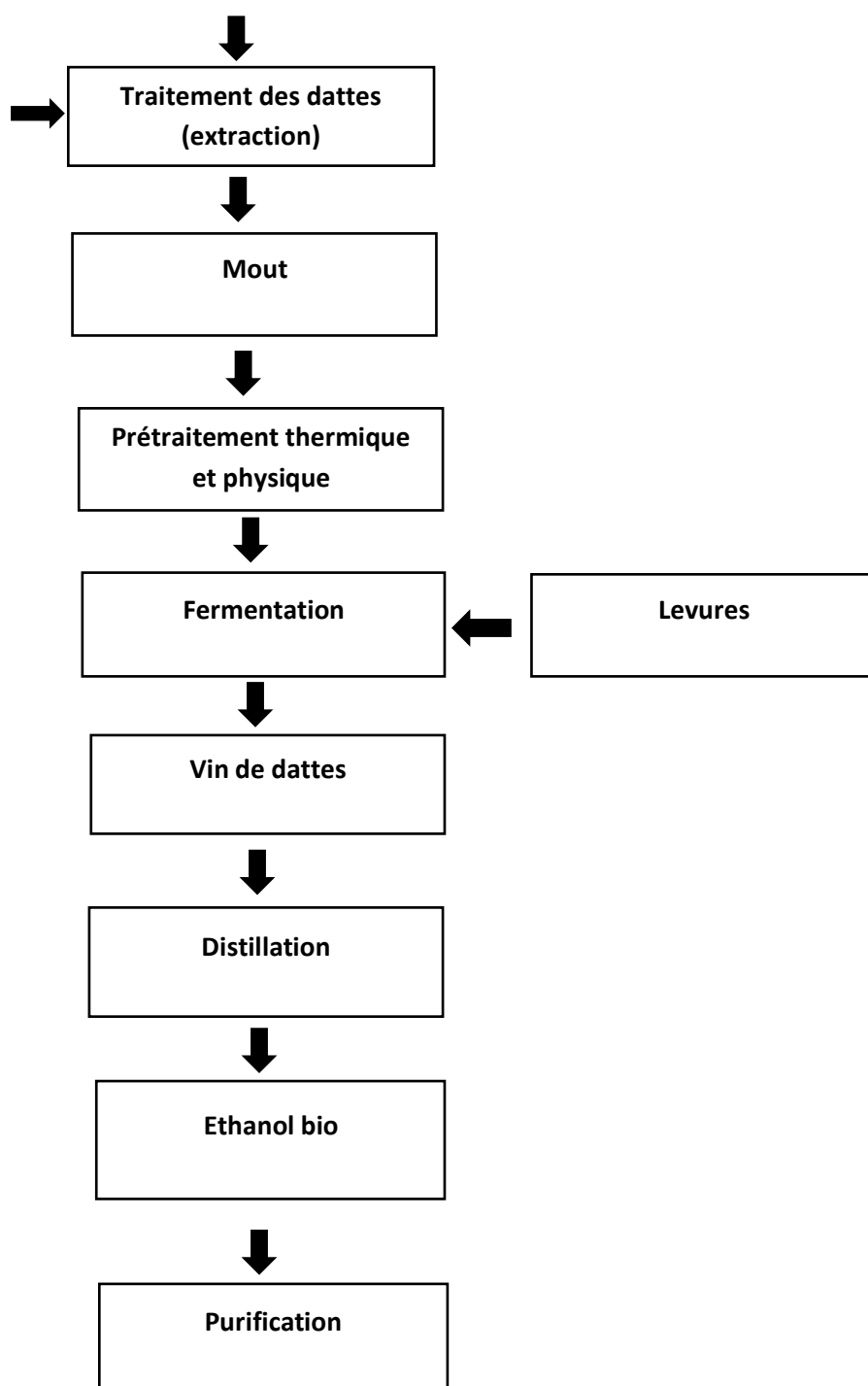


Figure 3.14 : schéma de fabrication d'alcool bio

Chapitre 4 : Résultats et discussion

1. Analyse du rendement en éthanol

1.1. Observation de la couleur et de l'odeur

Tableau 4.1 : l'odeur et la couleur de moût et l'alcool

	Le mout	L'alcool
L'odeur	Piquante	Caractéristique
La couleur	Trouble	Incolore (transparent)

A partir de ce tableau nous déduisons que l'alcool obtenu se diffère des autres produits d'après sa couleur transparente et son odeur agréable qui sont les caractéristiques de l'éthanol commercial.

1.2. Mesure du pH

Tableau 4.2: le pH de jus de dattes et l'alcool

Température(°C)	pH de mouts des dattes	pH d'Ethanol
32°C	6,5	6
	5,5	7,40
	4,5	6,01
30°C	6,5	8,40
	5,5	6,012
	4,5	7,80
34 °C	6,5	6,044
	5,5	8,40
	4,5	8,50

Le pH de jus de dattes est acide à fin d'assurer un milieu favorable pour la multiplication des levures, le pH devient neutre et base dans le filtrat ce qui signale que les sucres de moût transforme en alcool qui a un pH entre 6 et 8,5.

1.3. Test à la flamme

Le test à la flamme était positif, notre alcool brûle rapidement avec l'air, avec une flamme bleue.

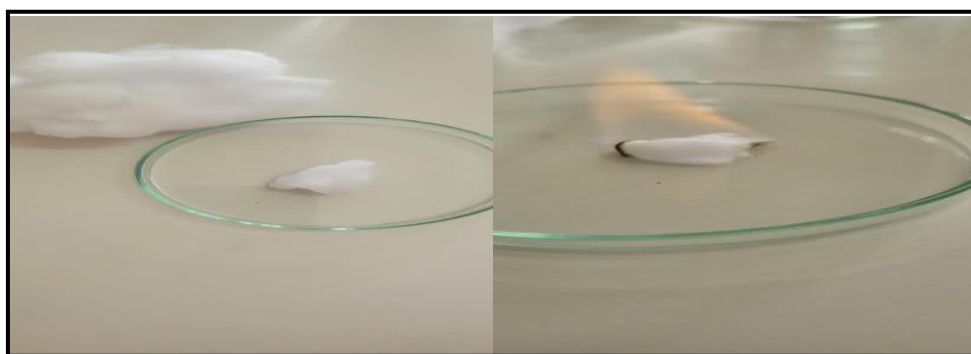


Figure 4.1 : Test d'inflammabilité

1.4. Mesure de la densité

Tableau 4.3 : la densité d'alcool

Température(°C)	pH de mouts du dattes	La densité
32°C	6,5	0,879
	5,5	0,884
	4,5	0,886
30°C	6,5	0,894
	5,5	0,848
	4,5	0,877
34 °C	6,5	0,883
	5,5	0,887
	4,5	0,883

L'analyse des résultats met en évidence l'influence combinée du pH et de la température de fermentation sur la densité du bioéthanol obtenu après distillation. De manière générale, la densité du produit final varie entre 0.848 et 0.894 g/cm³ selon les conditions opératoires appliquées.

L'observation des courbes montre qu'un pH modéré autour de 5.5 à 30°C conduit à la densité la plus faible (0.848 g/cm³), indiquant un rendement fermentaire optimal et une production réduite de sous-produits hydrophiles (eau résiduelle, composés organiques secondaires). En revanche, un pH plus élevé (6.5) entraîne une augmentation de la densité, probablement en raison de la diminution de l'activité enzymatique des levures, favorisant la formation de sous-produits indésirables et une accumulation d'eau.

Par ailleurs, la température de fermentation joue également un rôle essentiel. Une légère augmentation de température (de 30°C à 34°C) semble stabiliser la densité autour de 0.883 -

0.887 g/cm³, traduisant un compromis entre l'activation métabolique des levures et la tolérance thermique de ces dernières.

Enfin, la comparaison avec la densité de l'éthanol commercial pur (0.789 g/cm³) confirme la présence d'impuretés résiduelles dans le bioéthanol produit. Ces résultats soulignent la nécessité d'un réglage optimal des conditions de fermentation afin de maximiser la pureté et la qualité du bioéthanol, et de limiter les étapes coûteuses de purification ultérieure.

1.5. Détermination du degré d'alcool

Malheureusement, nous n'avons pas pu mesurer le degré d'alcool à l'alcoomètre, car la quantité obtenue était insuffisante et l'appareil dont nous disposons est prévu pour des degrés supérieures à 50°, alors que le degré d'alcool de ce bioéthanol est inférieur à cette valeur.

1.6. Détermination du taux d'alcool par distillation

Tableau 4.4 : le rendement d'alcool

Température(°C)	pH de mouts du dattes	Rendement (%)
32°C	6,5	65%
	5,5	78%
	4,5	74%
30°C	6,5	10,4%
	5,5	17%
	4,5	58%
34 °C	6,5	76%
	5,5	7,4%
	4,5	84%

1.7. Spectrophotométrie UV

L'analyse UV-Vis a montré une bonne superposition des spectres entre les échantillons d'éthanol obtenus et l'éthanol commercial utilisé comme référence. Cela indique une pureté satisfaisante du produit. Quelques variations d'intensité ou de décalage observées pourraient être dues à la présence de faibles quantités d'impuretés, notamment d'eau ou de résidus de fermentation. Globalement, les résultats confirment que les conditions expérimentales permettent d'obtenir un éthanol de bonne qualité.

2. Comparaison avec d'autres matières premières (mélasse, maïs, canne à sucre)

En 2022, la production mondiale de bioéthanol atteignait environ 53 milliards de litres, dont 46 % issus du maïs (~24,5 milliards L) [61] et 38 % de la canne à sucre (~20,1 milliards L) [58].

Le Brésil, deuxième producteur mondial après les États-Unis, a généré environ 30,7 milliards de litres, dont 27,6 milliards provenant de la canne à sucre et 4,5 milliards à partir du maïs [59].

En Algérie, des études ont montré que les déchets de dattes peuvent produire jusqu'à 500 litres d'éthanol par tonne de matière première fermentescible [60].

La betterave sucrière, quant à elle, permet un rendement d'environ 100 litres d'éthanol par tonne [64]. En France, durant la campagne 2021–2022, la production totale d'éthanol agricole était de 15,5 millions d'hectolitres, dont 7,3 millions issus de la betterave [61].

À l'échelle nationale, la betterave et les céréales contribuent chacune à près de 50 % de la production française de bioéthanol [62].

3. Discussion sur l'efficacité du procédé

3.1. Effet de pH sur le Rendement

pH	4,5	5.5	6.5
Rendement(%)	84	78	76

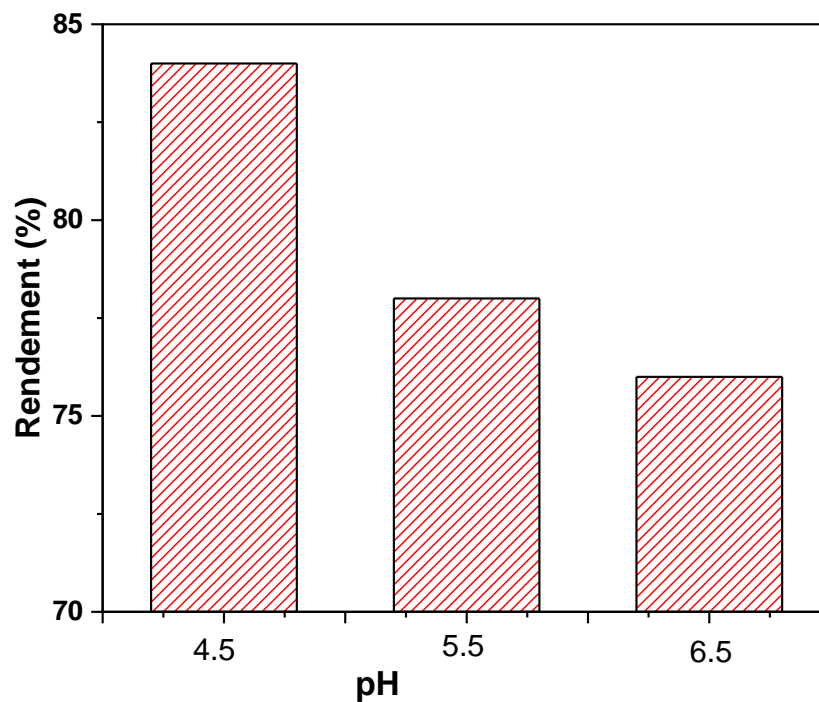


Figure 4.2 : Variation du rendement d'éthanol en fonction du pH

Nous notons que le rendement en bioéthanol à pH=6,5 est relativement faible par rapport au pH= 4,5 pour être élevé puis diminue progressivement à pH= 6,5 et cette diminution du pH peut être le résultat d'une grande quantité d'eau dans le bioéthanol et à partir de laquelle nous concluons que le pH optimal pour produire une bonne quantité de bioéthanol est de 4,5.

3.2. Effet de Température sur le Rendement

Température	30	32	34
Rendement%	58	78	84

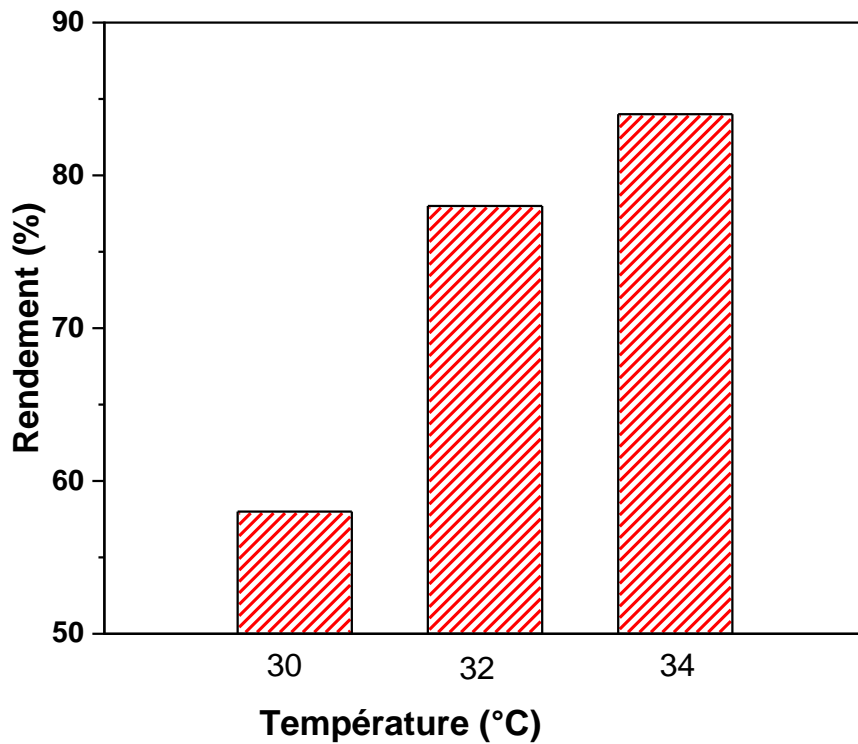


Figure 4.3: Variation du rendement d'éthanol en fonction de la température

On note que le pourcentage de bioéthanol est faible à $T=30^{\circ}\text{C}$. Cela est dû au changement d'atmosphère, car il n'est pas modéré. On note une augmentation du pourcentage de bioéthanol à $T= 34^{\circ}\text{C}$. Cela est dû à la stabilité la bonne atmosphère pour produire une grande quantité d'alcool, puis une diminution du pourcentage de bioéthanol à une température de $T = 32^{\circ}\text{C}$, et nous en concluons que la meilleure température pour la fermentation du bioéthanol est de $T= 34^{\circ}\text{C}$.

3.3. La discussion des résultats

Les résultats obtenus mettent en évidence l'influence combinée de la température et du pH du moût de dattes sur le rendement de production du bioéthanol. De manière générale, une augmentation modérée de la température ainsi qu'un pH légèrement acide favorisent l'activité fermentaire des levures.

À 32°C, le rendement maximal atteint 78% pour un pH de 5,5, tandis qu'une légère diminution est observée à pH 4,5 (74%). Une valeur plus élevée du pH (6,5) entraîne une baisse du rendement à 65%, traduisant un environnement moins favorable à l'activité enzymatique des levures.

À 30°C, les rendements sont globalement inférieurs, le maximum enregistré étant de 58% à pH 4,5. Cette diminution globale peut être attribuée à une réduction de la vitesse de métabolisme des levures à température plus basse.

Enfin, à 34°C, un rendement optimal de 84% est obtenu à pH 4,5. Cette combinaison de température et de pH semble offrir les meilleures conditions pour la fermentation, en favorisant à la fois la croissance cellulaire et la conversion des sucres en éthanol. À cette température, l'élévation du pH (5,5 et 6,5) entraîne une diminution significative des rendements (7,4% et 76% respectivement), confirmant la sensibilité du processus aux variations du pH.

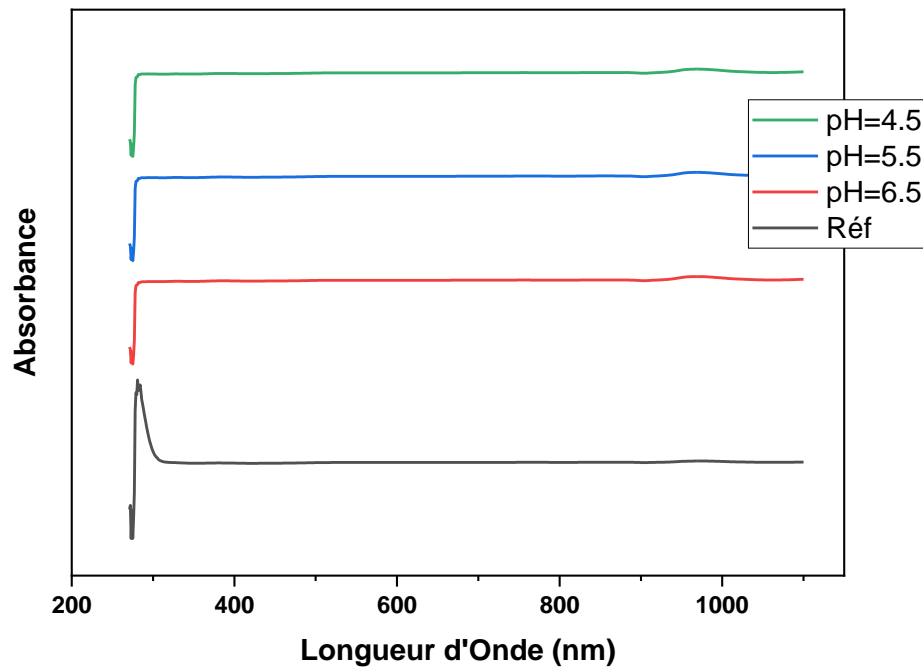


Figure 4.4 : Variation de l'Absorbance en fonction de la longueur d'onde a différents pH et à la Température de 34 °C

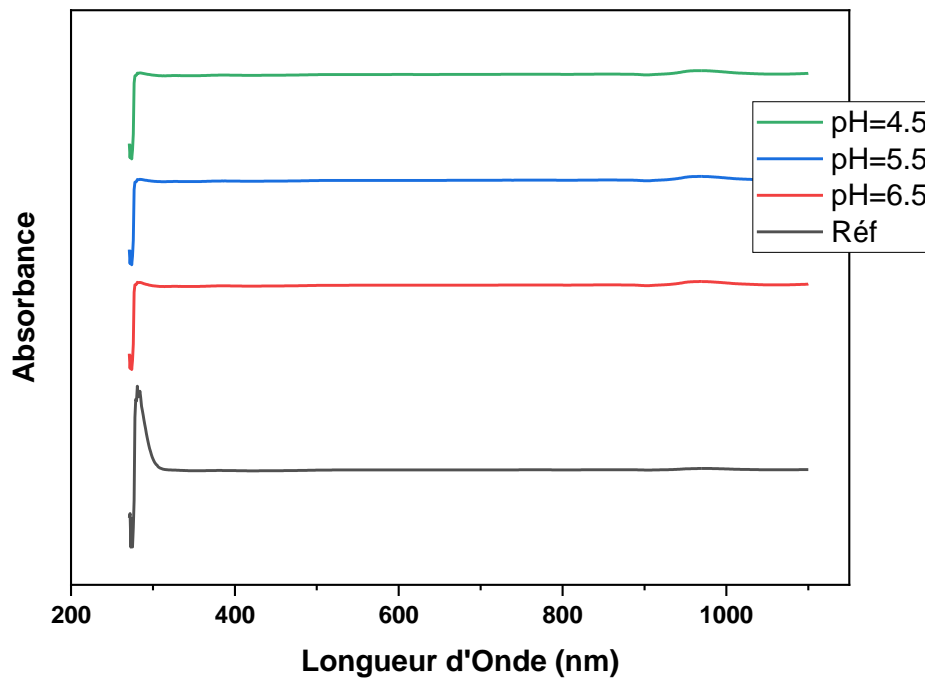


Figure 4.5 : Variation de l'Absorbance en fonction de la longueur d'onde a différents pH et à la Température de 32 °C

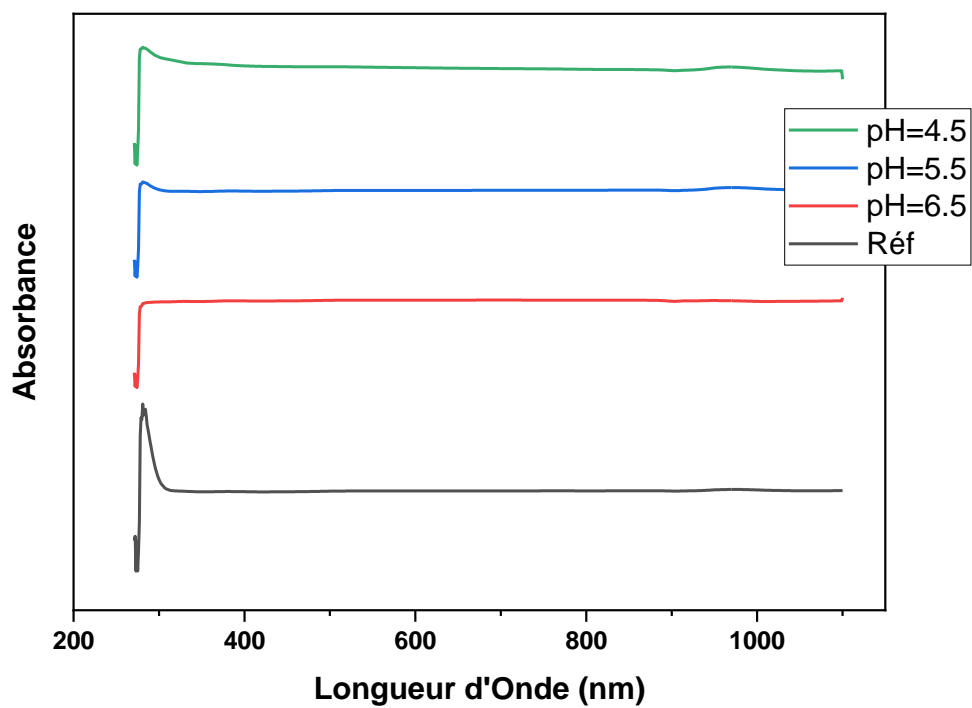


Figure 4.6 : Variation de l'Absorbance en fonction de la longueur d'onde a différents pH et à la Température de 30 °C

Conclusion générale

Conclusion générale

Ce travail de recherche a permis de mettre en évidence la faisabilité de la production de bioéthanol à partir des sous-produits de dattes de la variété Ghars, abondamment disponible en Algérie. À travers une approche expérimentale rigoureuse, plusieurs étapes essentielles ont été menées avec succès : extraction des sucres par hydrolyse acide, neutralisation, fermentation alcoolique sous différentes conditions de température et de pH, suivies de la distillation et de la purification du distillat.

Les résultats obtenus démontrent clairement l'influence significative des paramètres opératoires sur la qualité et le rendement du bioéthanol produit. Une température de fermentation de 34°C et un pH de 4,5 ont permis d'obtenir les meilleurs rendements en bioéthanol, confirmant l'importance du contrôle précis des conditions fermentaires pour maximiser la conversion des sucres et limiter la formation de sous-produits indésirables. La pureté de l'éthanol produit, vérifiée par spectrophotométrie UV et analyse de densité, reste néanmoins inférieure à celle de l'éthanol commercial, indiquant la présence de traces d'eau et d'impuretés organiques résiduelles.

L'étude expérimentale réalisée s'inscrit pleinement dans la logique du développement durable en valorisant des déchets agricoles locaux et en proposant une alternative énergétique renouvelable. Toutefois, l'amélioration des techniques de purification et l'optimisation des procédés de distillation seraient des pistes de recherche futures afin de produire un bioéthanol de qualité industrielle conforme aux normes internationales.

Les références

Les références

- [1] Demirbas, A. (2009). *Biofuels: Securing the Planet's Future Energy Needs*. Springer, pp. 15–17.
- [2] Balat, M., & Balat, H. (2009). Recent trends in global production and utilization of bio-ethanol fuel. *Applied Energy*, 86(11), 2273–2282. <https://doi.org/10.1016/j.apenergy.2009.03.015> (consulté le 25 mai 2025)
- [3] International Energy Agency (IEA). (2023). *Renewables*. <https://www.iea.org/reports/renewables-2023> (consulté le 25 mai 2025)
- [4] Nigam, P. S. & Singh, A. (2011). Production of liquid biofuels from renewable resources. *Progress in Energy and Combustion Science*, 37(1), 52–68. <https://doi.org/10.1016/j.peccs.2010.01.003> (consulté le 25 mai 2025)
- [5] Sanchez, O. J. & Cardona, C. A. (2008). Trends in biotechnological production of fuel ethanol from different feedstocks. *Bioresource Technology*, 99(13), 5270–5295. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.11.013> (consulté le 25 mai 2025)
- [6] Mebirouk, A., Benyahia, H. & Touazi, K. (2022). Valorisation des sous-produits de dattes en Algérie : état des lieux et perspectives. *Revue des Bioressources*, 12(1), 45–56.
- [7] Bensafi, M., Hadj-Moussa, H. & Amrane, A. (2021). Date palm waste as a sustainable feedstock for bioethanol production: potential and challenges. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 149, 111361. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2021.111361> (consulté le 12 mai 2025)
- [8] Soulimani, A. E.-A. (2018). Valorisation énergétique des déchets des dattes à partir de la fermentation alcoolique suivie par la digestion anaérobie (Mémoire de master, Université d'Adrar, Algérie).
- [9] Office National des Statistiques (ONS). (2022). *Rapport Agricole 2022*. Algérie.
- [10] Dowson, W. & Aten, B. (1963). *Composition et maturation, récolte et conditionnement des dattes*. Collection F.A.O., Rome, 397 p.
- [11] Munier, P. (1973). *Le palmier dattier*. Paris : Maisonneuve et Larose, 217 p.

- [12] Boulal, A. (2017). Contribution à l'étude de la microflore des dattes conservées par des méthodes traditionnelles (Btana), et valorisation des dattes de faible valeur marchande (Thèse de master, Microbiologie Fondamentale et Appliquée, Université d'Oran 1 Ahmed Ben Bella), 172 p.
- [13] Munier, P. (1973). Le palmier dattier. Maisonneuve et Larose.
- [14] Benoit, L. (2005). Le palmier dattier : culture et valorisation. Éditions scientifiques.
- [15] Boukhair, A. (2009). Analyse de processus traditionnel d'obtention du vinaigre de dattes tel qu'appliqué au sud algérien : essai d'optimisation (Mémoire de magistère, Université KasdiMerbah Ouargla), pp. 8–9.
- [16] Bennamia, A., &Messaoudi, B. (2006). Contribution à l'étude de la composition des dattes Deglet-Nour et Ghars dans le pédocpaysage de la cuvette de Ouargla (Mémoire de diplôme d'étude supérieur en biochimie, Université d'Ouargla), pp. 4–6.
- [17] Reynes, M., Bouabidi, H., Piomb, G., &Risteruccia, M. (1994). Caractérisation des principales variétés de dattes cultivées dans la région de Djerid en Tunisie. *Fruits*, 94, 289–298.
- [18] Sadok, A. (2015/2016). Production de bioéthanol à partir de deux variétés de dattes de faible valeur marchande (Kentichi et Hamraya) [Mémoire de Master, Université de Blida 1, Faculté des Sciences, Département de Génie des Procédés].
- [19] Boussena, Z. (2012). Étude de la composition chimique et microbiologique de noyaux de variétés de dattes algériennes en vue de leur valorisation dans le domaine alimentaire. Université de Blida 1.
- [20] Kelouaz, A., &Keliliche, D. (2012). Caractérisation des noyaux de dattes et valorisation par incorporation avec des bactéries lactiques. Université de Blida 1.
- [21] Meraï, M., et al. (2016). Byproducts and wastes from date palm: a promising alternative feed resource for livestock in dry regions of Algeria. *Livestock Research for Rural Development*, 28(9).

- [22] Sahi, S., Djidjelli, H., Touazi, S., & Boukerrou, A. (2021). Valorisation des déchets lignocellulosiques pour la préparation d'un matériau composite PVC/noyaux de dattes. *Matériaux & Techniques*, 109(1), 102.
- [23] Harrak, H. & El Antari, A. (2024). Catalogue de valorisation des noyaux de dattes : étude de 30 variétés marocaines. Institut National de la Recherche Agronomique (INRA).
- [24] Medias24. (2024). Dattes : la valorisation insuffisante des sous-produits, un frein à la production phoenicicole. <https://www.medias24.com> (consulté le 28 mai 2025)
- [25] The Royal Society. (2008). *Sustainable Biofuels: Prospects and Challenges*, pp. 18–19.
- [26] Brodeur, C. et al. (2008). La production d'éthanol à partir de matière lignocellulosique. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, pp. 2–3.
- [27] Khayati, M. Y. (2011). Spécialités sous la loupe : l'éthanol, sa qualité et ses utilisations en pharmacie, pp. 30–32.
- [28] Kacimi, M. M. (2008). Analyse du secteur de l'éthanol selon les principes du développement durable (Essai, Centre Universitaire de Formation en Environnement, Canada), pp. 3–5.
- [29] Bonnard, N., et al. (2011). Fiche établie par les services techniques et médicaux de l'Institut National de Recherche et de Sécurité, pp. 1–5.
- [30] Pilon, G. (2013). Étude de production et de caractérisation de biocharbon de panic érigé (*Panicum virgatum* L.) obtenu par pyrolyse (Thèse de doctorat, Université de Sherbrooke, Canada), 192 p.
- [31] Derbali, M. (2012). Conception d'une bioraffinerie de deuxième génération (Mémoire de master, Université KasdiMerbah Ouargla, Algérie), 46 p.
- [32] Wertz, J. (2012). Prétraitement de la biomasse lignocellulosique. *Revue Rencontre de la Biomasse*, 9, 60–62.
- [33] BNDES/CGEE Coord. (2008). Bioéthanol de canne à sucre. Livre *Énergie pour le développement durable*. Rio de Janeiro : BNDES-CGEE, 1re éd., 316 p.

- [34] Groupe de recherche interuniversitaire Chimie biologique industrielle Génie biologique. (2017). Prétraitements de la biomasse lignocellulosique. https://www.valbiom.be/.../160215_VALBIOM_Pretraitements-biomasse-lignocellulosique (consulté le 13 mai 2025)
- [35] Académie de Grenoble. (2009). Épreuves régionales – Olympiades de chimie. <http://www.olympiades-chimie.fr/Concours2009/Grenoble/GrenobleTP2009.pdf> (consulté le 3 juin 2025)
- [36] Wertz, J. (2012). Prétraitement de la biomasse lignocellulosique. *Revue Rencontre de la Biomasse*, 9, 60–62.
- [37] Saidi, A. (2011). La biomasse lignocellulosique et la bioénergie. *Bio Énergie et Environnement*, 21, 4–5.
- [38] Balat, M. (2010). Production of bioethanol from lignocellulosic materials via the biochemical pathway: A review. *Energy Conversion and Management*, 52(2), 858–875.
- [39] Claisse, N. (2012). Préparation et modification d’oligosaccharides de cellulose par chimie douce bio-inspirée (Thèse de doctorat, Université de Grenoble, France), 390 p.
- [40] Diane, S. (2014). Caractérisation et modification des lignines industrielles (Thèse de doctorat, Université Laval, Québec, Canada), 226 p.
- [41] Kaidi, F. & Touzi, A. (2001). Production du bioéthanol à partir des déchets de dattes. *Revue Énergie Renouvelable, Production et Valorisation – Biomasse*, 75–78.
- [42] Fromentin, F., Dauriat, A., Lucas, H., Marchaud, D. & Sarlos, G. (2000). Caractérisation de filière de production de bioéthanol dans le contexte helvétique. *Revue de l’Office fédéral de l’énergie*, 69809, 120 p.
- [43] Ould el Hadj, M., Cheick, M., Hamdi, W., Sayah, Z., & Bouaziz, S. (2012). Étude comparative de la production d’éthanol brut à partir de trois variétés de dattes communes dans la cuvette de Ouargla. *Algerian Journal of Arid Environment*, 2(2), 78–87.

- [44] Cot, M. (2006). Études physiologiques de l'adaptation et de la résistance de la levure *Saccharomyces cerevisiae* au cours de la production intensive d'éthanol (Thèse de doctorat, INP Toulouse, Microbiologie et Biocatalyse Industrielles), 265 p.
- [45] Roukas, T. (1994). Ethanol production from non-sterilized carbon pod extract by free and immobilized *Saccharomyces cerevisiae* cells using fed-batch culture. *Biotechnology and Bioengineering*, 43(3), 189–194.
- [46] Ibrahim, A. B. O. (2011). *Palm Tree Desert*, pp. 0–4.
- [47] Fromentin, F., Dauriat, A., Lucas, H., Marchaud, D., & Sarlos, G. (2000). Caractérisation de filière de production de bioéthanol dans le contexte helvétique. *Revue de l'Office fédéral de l'énergie*, 69809, 120 p.
- [48] Riess, J. (2012). Intensification de la brique « fermentation alcoolique » des substrats betteraviers pour la production d'éthanol (Thèse de doctorat, Université de Toulouse, France), 177 p.
- [49] Kara Ali, M. (2014). Isolement et caractérisation de souches levuriennes des milieux arides productrices d'éthanol sur différents substrats (Thèse de doctorat, Université Constantine 1, Algérie), 129 p.
- [50] Benaouida, K. (2008). Étude de l'alpha-amylase de levures isolées d'un écosystème extrême et cultivées dans un milieu à base de lactosérum (Mémoire de magistère, Université Mentouri Constantine, Algérie), 104 p.
- [51] Fennouche, I. (2017). Production de bioéthanol à partir de résidus d'agriculture (Mémoire de master, Université de Annaba, Algérie).
- [52] ADEME. (2010). Analyses des Cycles de Vie Appliquées aux Biocarburants de Première Génération Consommés en France : Rapport Technique Final, 236 p.
- [53] Micet Group. (2023). Types de distillation : un guide complet. <https://www.micetgroup.com/fr/types-of-distillation-a-comprehensive-guide/> (consulté le 3 juin 2025)

Les références

[54] HIFI FILTER. (2024). Tout savoir sur le charbon actif.

<https://hifi-filter.com/fr/tout-savoir-sur-le-charbon-actif/> (consulté le 3 juin 2025)

[55] Exquado. (2025). Tout savoir sur la filtration de l'eau au charbon actif.

<https://www.exquado.com/publication/tout-savoir-filtration-eau-charbon-actif> (consulté le 3 juin 2025)

[56] Behring Waters. (2023, 5 octobre). Filtration et eau potable : les procédés nécessaires.

<https://www.behring-waters.com/filtration-et-eau-potable-les-procedes-necessaires/> (consulté le 3 juin 2025)

[57] Qwetch. (2023, 5 octobre). L'intérêt du charbon actif pour purifier son eau.

<https://www.qwetch.com/en/blogs/news/comment-utiliser-le-charbon-pour-purifier-leau> (consulté le 3 juin 2025)

[58] Wikipedia. (2024). Ethanol fuel by country.

https://en.wikipedia.org/wiki/Ethanol_fuel_by_country (consulté le : 20 juin 2025).

[59] Khaitan Bio Energy. (2025). Recent developments in global ethanol production.

<https://khaitanbioenergy.com/global-ethanol-production-2025> (consulté le : 20 juin 2025).

[60]] Benabderrahmane, Souad. (2022). Valorisation des déchets de dattes pour la production d'éthanol. *Revue des Bioressources*, 8(2), pp. 45-53.

[61] Cultures Sucre. (2023). Une tonne de betteraves sucrières délivre 100 L d'éthanol.

<https://www.cultures-sucre.com/actualites/ethanol-betterave> (consulté le: 20 juin 2025).

[62] La France Agricole. (2023). Betterave et céréales couvrent chacune près de 50 % de la

production française de bioéthanol. <https://www.lafranceagricole.fr> (consulté le : 20 juin 2025).