



Article

Évaluation des conditions de fermentation à l'état solide des déchets de peaux d'ananas pour la libération de composés bioactifs par *Aspergillus niger* spp.

A. Danitza Casas-Rodríguez ¹ , Juan A. Ascacio-Valdés ¹ , Miriam Desirée Dávila-Medina ¹ Liliana, Miguel A. Medina-Morales ² , Londoño-Hernández ³ et Leonardo Sepúlveda ^{1,*}

¹ Département de recherche alimentaire, École de chimie, Université autonome de Coahuila, Saltillo 25280, Mexique ; danitza.casas@uadec.edu.mx (ADC-R.); alberto_ascaciovaldes@uadec.edu.mx (JAA-V.); desireedavila@uadec.edu.mx (MDD-M.)

² Laboratoire de biotechnologie environnementale, Département de biotechnologie, École de chimie, Université autonome de Coahuila, Saltillo 25280, Mexique ; miguel.medina@uadec.edu.mx Groupe BIOTICS, École des sciences

³ fondamentales, de la technologie et de l'ingénierie, Universidad Nacional Abierta ya Distancia, Palmira 763531, Colombie ; liliana.londono@unad.edu.co

* Correspondance : leonardo_sepulveda@uadec.edu.mx

Résumé : Actuellement, les déchets agro-industriels peuvent être utilisés pour obtenir des composés bioactifs. La fermentation solide est une alternative pour valoriser ces déchets et pouvoir les libérer

des composés bioactifs qui peuvent intéresser différents secteurs industriels. Le but de cette étude était d'évaluer les conditions de fermentation à l'état solide en utilisant des déchets de pelure d'ananas comme substrat avec *Aspergillus niger* spp., afin de libérer des composés bioactifs à l'aide d'un plan exploratoire Plackett-Burman. Les conditions de température, d'humidité, d'inoculum, de NaNO₃, MgSO₄, KCl et KH₂PO₄ dans le processus de fermentation ont été évaluées. La capacité antioxydante a été déterminée et les principaux composés des extraits de fermentation ont été identifiés. Les résultats ont révélé que la souche *Aspergillus niger* HT3 a atteint une libération de tanins hydrolysables de 10,00 mg/g, tandis qu'*Aspergillus niger* Aa20 a atteint une libération de tanins condensés de 82,59 mg/g. Le KH₂PO₄ affecte la libération de tanins condensés avec *A. niger* Aa20, et le MgSO₄ affecte la libération de tanins hydrolysables avec *A. niger* HT3. De plus, une activité antioxydante positive a été démontrée pour les techniques DPPH, ABTS et FRAP. Les principaux composés contenus dans la peau d'ananas fermentée étaient l'acide 3-féruloylquinique, l'acide caféique, le laricirésinol et le 3-hydroxyphlorétine 2'-O-xylosyl-glucoside, entre autres. Le processus de fermentation à l'état solide est une alternative biotechnologique pour la libération de composés bioactifs.

Mots clés : tanins condensés ; tanins hydrolysables; antioxydant; Plackett-Birman; DPPH ; FRAP



Citation : Casas-Rodríguez, AD ; Ascacio-Valdés, JA; Dávila-Medina, MARYLAND; Médina-Morales, MA ; Londoño-Hernández, L. ; Sepúlveda, L. Évaluation de l'état solide Conditions de fermentation de Déchets de pelures d'ananas pour la libération de composés bioactifs par *Aspergillus niger* spp. Appl. Microbiol. 2024, 4, 934-947. <https://doi.org/10.3390/applmicrobiol4020063>

Rédacteur académique : Nikolaos

Kopsahélis

Reçu : 15 mars 2024

Révisé : 4 juin 2024

Accepté : 5 juin 2024

Publié : 8 juin 2024



Copyright : © 2024 par les auteurs.

Licencié MDPI, Bâle, Suisse.

Cet article est un article en libre accès distribué selon les termes et

conditions des Creative Commons

Licence d'attribution (CC BY) (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

1. Introduction

Actuellement, les composés bioactifs suscitent un grand intérêt en raison de l'importance de leurs bénéfices pour la santé humaine et de leurs applications dans les industries alimentaire, pharmaceutique et cosmétique, entre autres. Ces composés sont appelés tanins ; ce sont des métabolites secondaires présents dans les plantes et les fruits [1]. Les tanins ont été classés en plusieurs groupes ; parmi eux, il y en a des condensés, qui sont des oligomères ou des polymères de flavan-3-ols et de flavan-3,4-diols [2]. Au sein de ces groupes, il existe également des proanthocyanidines, et parmi les plus courantes figurent l'épicatéchine, la gallocatéchine, la catéchine et l'épigallocatechine.

De plus, les tanins hydrolysables sont divisés en deux grands groupes : les gallotanins, qui sont des esters de l'acide gallique, et les ellagitannins, qui sont des esters de l'acide ellagique [3,4].

Les tanins ont suscité un grand intérêt en raison de leurs activités biologiques telles que leurs activités antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires, chimiothérapeutiques, antiglycémiques et autres. Ils peuvent également être appliqués dans des médicaments, des aliments, des suppléments, des produits dermatologiques et des cosmétiques [3,5]. Des composés bioactifs ont été trouvés dans les déchets de fruits à peau

comme le raisin, l'orange, la grenade et le ramboutan. Selon l' Organisation pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), la production mondiale d'ananas en 2022 était de 29 361 138 tonnes [6]. Les pays producteurs comprennent le Costa Rica, les Philippines, le Brésil, la Thaïlande et l'Inde. Les déchets d'ananas peuvent varier entre 60 et 80 % (selon la variété) et correspondent à la couronne, la peau, les feuilles, le noyau et les tiges [7]. Pour cette raison, des alternatives sont recherchées pour utiliser ce type de déchets ; parmi les utilisations possibles figurent la fabrication de textiles, de papier et d'aliments pour animaux [8], la production de bioéthanol [9], la production d'emballages recyclés [10] et la préparation de pigments naturels [11], entre autres.

Cependant, il a été démontré que les déchets d'écorces d'ananas constituent également une source potentielle d'obtention de tanins [12]. Ces déchets sont riches en minéraux (magnésium, potassium, zinc et sodium, entre autres), en différentes vitamines comme A, C, K et E [13] et en composés aromatiques comme le limonène, l'hexanoate d'éthyle, l'acétate de butyle, 1 -butanol et furfural, entre autres [14]. Plusieurs technologies conventionnelles et émergentes ont été utilisées pour obtenir ce type de composé, notamment l'extraction assistée par soxhlet, l'extraction liquide-liquide, l'extraction par vapeur, l'infusion, l'extraction par ultrasons [15], l'autohydrolyse [16], les micro-ondes et l'extraction par fluide supercritique [17].

Actuellement, de nouvelles alternatives respectueuses de l'environnement sont recherchées pour obtenir des tanins ; la fermentation à l'état solide est un bioprocessus qui se produit à de faibles niveaux d'eau. L'utilisation de levures et de champignons filamenteux a principalement été rapportée [18]. Il est très important d'étudier les facteurs qui affectent le processus de fermentation à l'état solide, tels que la température, l'humidité et le pH, entre autres [19].

L'objectif de ce travail était d'évaluer les conditions du processus de fermentation à l'état solide utilisant *Aspergillus niger* spp. pour la libération de composés polyphénoliques à partir des déchets de pelures d'ananas et identifier les principaux composés ayant une activité antioxydante.

2. Matériels et méthodes 2.1.

Obtention des déchets d'écorces d'ananas et des réactifs

Les déchets d'écorces d'ananas ont été collectés sur un marché local situé au centre de la ville de Saltillo, Coahuila. Les déchets ont été coupés en petits morceaux, lavés et placés dans des conteneurs et séchés dans une étuve (Luzeren®, modèle WGL-65B, Shanghai, Chine) à 60 °C pendant 72. Une fois séchés, ils ont été broyés dans un mélangeur, enfin obtenir une poudre.

Acide gallique (CAS 149-91-7), catéchine (CAS 18829-70-4), trolox (CAS 53188-07-1), DPPH (CAS 1898-66-4), ABTS (CAS 30931-67-0) et TPTZ (CAS 3682-36-7) provenaient de Sigma-Aldrich® (St. Louis, MI, USA). Phénol (CAS 108-95-2), nitrate de sodium (CAS 7631-99-4), chlorure de potassium (CAS 7447-40-7), sulfate de magnésium (CAS 10034-99-8), acétate de sodium (CAS 127-09-3), le persulfate de potassium (7727-21-1) et le sulfate de fer (CAS 7782-63-7) provenaient de FAGA®Lab. Acide sulfurique (CAS 7664-93-9), acide chlorhydrique (CAS 7647-01-0), phosphate monopotassique (CAS 7778-77-0) d'Analytika®. Éthanol (CAS 64-17-5), carbonate de sodium (CAS 497-19-8), isobutanol (CAS 78-83-1), méthanol (CAS 67-56-1) et dextrose (50-99-7) provenaient de Jalmek® (Nuevo Leon, Mexique). L'acide acétique (CAS 64-19-7) provenait de Macron Fine Chemicals™. La gélose au dextrose de pomme de terre provenait de BD Bioxon™ (Kowale, Pologne). Le réactif Folin provenait de Godel BellMR Reagents. L'eau distillée a été fournie par la Faculté des Sciences Chimiques de l'Université Autonome de Coahuila.

2.2. Propriétés physicochimiques des déchets de peaux

d'ananas Pour la caractérisation du substrat, les déchets de peaux d'ananas ont été soumis à deux analyses, à savoir l'indice d'absorption d'eau (WAI) et le point d'humidité critique (CMP). Ces analyses ont été déterminées selon la méthodologie rapportée par Buenrostro-Figueroa et al. [20]. Pour WAI, 1,5 g de matière sèche ont été placés dans un tube de centrifugation de 50 ml avec 15 ml d'eau distillée, agités manuellement pendant 1 min à température ambiante, puis centrifugés à 3 000 x g pendant 10 min (Premiere®, modèle XC-2450). , Muskogee, OK, États-Unis). Le surnageant a été jeté et le WAI a été calculé à partir du poids restant du gel exprimé en g de gel/g de poids sec. La CMP a été estimée par l'ajout de 1 g d'échantillon sur une thermobalance (OHAUS, Modèle MB23, Greifensee, Suisse)

où la perte de poids par déshydratation a été surveillée jusqu'à ce que le point d'inflexion soit atteint pour la détermination des paramètres.

2.3. Analyse immédiate des déchets d'écorces d'ananas

L'analyse immédiate consistait en la détermination de la teneur en humidité, en cendres et en matières grasses selon la méthodologie AOAC selon Polania-Rivera et al. [20]. La teneur totale en glucides a été déterminée par la méthode phénol-sulfurique selon Polania-Rivera et al. [21] avec quelques modifications où une courbe standard a été réalisée avec du dextrose avec une concentration de 0 à 140 ppm. Les sucres réducteurs ont été déterminés selon Selvanathan et Masngut [22]. La teneur en protéines a été réalisée selon la méthode spectrophotométrique Lowry selon la méthodologie rapportée par Redmile-Gordon et al. [23] La détermination des fibres a été déterminée selon celle rapportée par Púa et al. [24].

2.4. Évaluation des souches fongiques à capacité invasive sur les déchets d'écorces d'ananas

Cinq souches fongiques du Département de recherche alimentaire de l'Université autonome de Coahuila, préalablement identifiées et caractérisées (*Aspergillus* HT3, *Aspergillus niger* GH1 [MUM 23.16], *Aspergillus niger* Aa20, *Aspergillus* Aa120 et *Aspergillus oryzae*) ont été évaluées. Les souches ont été réactivées sur gélose dextrose de pomme de terre (PDA) à 30 °C pendant 5 jours. La capacité de croissance invasive du micro-organisme a été évaluée en utilisant des déchets de pelure d'ananas broyés comme substrat. La cinétique de croissance a été réalisée en prenant des mesures toutes les 24 h pendant 5 jours et en déterminant le taux de croissance [25]. Par la suite, des extractions ont été réalisées en récupérant avec 15 ml d'éthanol (50 %), pour une analyse ultérieure.

2.5. Quantification des composés polyphénoliques

Les tanins hydrolysables (HT) ont été déterminés en utilisant la méthode de Folin – Ciocalteu décrite par Zaki et al. [26] avec quelques modifications. Une aliquote de 20 µL d' extrait de fermentation (les échantillons ont été dilués au 1:100) a été placée dans un puits de microplaque, puis 20 µL de réactif de Folin-Ciocalteu ont été ajoutés et laissés au repos pendant 5 min, puis 20 µL de carbonate de sodium. (0,01 M) ont été ajoutés et laissés au repos pendant 5 minutes, puis dilués dans 125 µL d'eau distillée et lus à 750 nm dans un lecteur de microplaques (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). Les valeurs ont été calculées à l'aide d'une courbe d'étalonnage de l'acide gallique (0 à 200 ppm). La teneur en tanins hydrolysables a été exprimée en mg/g de poids de peau d'ananas. Les tanins condensés (CT) ont été déterminés selon la méthodologie décrite par Palacios et al. [27], avec quelques modifications. Le HCl-Isobutanol a été préparé en dissolvant 70 mg de $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ dans 10 mL de HCl 36 % et la solution a atteint jusqu'à 200 mL avec l'isobutanol. Des aliquotes de 333 µL d'extraits ont été ajoutées à 2 mL de réactif HCl-Isobutanol dans un tube en verre à bouchon à vis à 100 °C pendant 1 h. Après refroidissement à température ambiante, 180 µL ont été pipetés dans des puits de microplaques et lus à 460 nm dans un lecteur de microplaques (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). Les valeurs ont été calculées à l'aide d'une courbe d'étalonnage de la catéchine (0 à 1 500 ppm). La teneur en CT a été exprimée en mg/g de poids de peau d'ananas.

2.6. Évaluation des conditions de fermentation à l'état solide (SSF) utilisant des déchets de peaux d'ananas pour la libération de composés bioactifs

Un modèle exploratoire Plackett-Burman pour la libération de polyphénols a été utilisé pour évaluer les conditions SSF. La conception utilisait deux niveaux (+1, -1) : 7 facteurs qui étaient la température, l'humidité, l'inoculum, NaNO_3 , MgSO_4 , KCl et KH_2PO_4 , et 8 traitements, effectués en triple ; les facteurs et le traitement sont présentés dans le tableau 1. La variable de réponse était la quantité de HT et de CT ; sa quantification a été réalisée selon les méthodologies de la section 2.5. Les extraits ont été récupérés en ajoutant 15 ml d'un mélange éthanol : eau (50 % v/v), puis filtrés et stockés pour une analyse plus approfondie.

Tableau 1. Matrice condensée des traitements de conception Plackett-Burman et niveaux de facteurs pour les polyphénols libérer.

Traitements	Température (°C)	Humidité (%)	Inoculum (spores/g)	NaNO3	MgSO4	KCl	KH2PO4
1	−1	−1	−1	1	1	1	−1
2	1	−1	−1	−1	−1	1	1
3	−1	1	−1	−1	1	−1	1
4	1	1	−1	1	−1	−1	−1
5	−1	−1	1	1	−1	−1	1
6	1	−1	1	−1	1	−1	−1
7	−1	1	1	−1	−1	1	−1
8	1	1	1	1	1	1	1

Facteurs		Les niveaux	
		+1	−1
Température (°C)		30	25
Humidité (%)		80	70
Inoculum (spores/g)		1 × 107	1 × 106
NaNO3 (g/L)		15,6	7.65
MgSO4 (g/L)		3,04	1,52
KCl (g/L)		3,04	1,52
KH2PO4 (g/L)		6,08	3.04

2.7. Analyse de la teneur polyphénolique des extraits de fermentation par RP-HPLC-ESI-MS

Pour l'identification du contenu polyphénolique des extraits de fermentation, ils ont été filtrés avec une membrane en nylon de 0,45 µm ; ensuite, 1,5 ml ont été prélevés et placés dans un flacon pendant chromatographie. L'identification a été réalisée selon la méthodologie rapportée par Diaz-Herrera et al. [28]. Les analyses par Phase Inverse – Liquide Haute Performance Les chromatographies ont été réalisées sur un système HPLC Varian comprenant un échantillonneur automatique. (Varian ProStar 410, Palo Alto, CA, USA), une pompe ternaire (Varian ProStar 230I, USA), et un détecteur PDA (Varian ProStar 330, USA). Une masse piège à ions pour chromatographe liquide spectromètre (Varian 500-MS IT Mass Spectrometer, USA) équipé d'un électrospray une source d'ions a également été utilisée.

2.8. Détermination de la capacité antioxydante

Le test DPPH a été réalisé en utilisant la méthodologie décrite par Sepúlveda et coll. [16], avec quelques modifications. Le radical DPPH a été préparé à une concentration de 60 µM en solution méthanolique. Ensuite, 193 µL de solution DPPH-Méthanol et 7 µL de Les extraits de fermentation ont été mélangés et placés dans une microplaque. Le méthanol a été utilisé comme blanc et une solution DPPH-méthanol a été utilisée comme absorbance témoin. Une solution standard de Trolox a été préparé de 0 à 200 ppm. Les échantillons ont été lus à 540 nm dans un lecteur de microplaques (Thermo Scientific, Waltham, MA, États-Unis). L'activité de piégeage des radicaux a été calculée selon l'équation (1) :

$$RSA \text{ (\%)} = \frac{(Ac - Am)}{Ac} \times 100 \tag{1}$$

où Ac est l'absorbance du contrôle et Am est l'absorbance de l'échantillon. Le test ABTS a été réalisé en utilisant la méthodologie de Sepulveda et al. [15], avec quelques modifications. Une solution d'ABTS (7 mM) a été préparée et mélangée à une solution de K2S2O8 (2,45 mM). On a laissé reposer dans l'obscurité pendant 12 h à température ambiante. Un une aliquote de 193 µL de solution ABTS et 7 µL d'extrait de fermentation ont été mélangées et placées dans une microplaque. L'éthanol a été utilisé comme blanc de lecture et ABTS-Ethanol comme contrôle. absorbance. Une solution étalon de Trolox a été préparée dans une plage de 0 à 200 ppm. Les échantillons ont été lus à 750 nm dans un lecteur de microplaques (Thermo Scientific, Waltham, MA, ETATS-UNIS). Les résultats ont été exprimés selon l'équation (1).

The test FRAP a été réalisé selon Mala et al. [29] avec quelques modifications. Le réactif FRAP a été préparé quotidiennement et maintenu à 37 °C en mélangeant un tampon acétate. Le test FRAP a été réalisé selon Mala et al. [29] avec quelques modifications.

(0,3 M pH 3,6) avec une solution 10 mM de FPTZ dans 40 mM HCl et une solution 20 mM de réactif FRAP a été préparée quotidiennement et maintenue à 37 °C, en mélangeant un tampon acétate (0,3 M de pH 3,6).

F_{FeCl3}H₂O dans un rapport 1:1. Une aliquote de 24 µl d'échantillon a été mélangée à 180 µL de pH 3,6). Solution de réactif FRAP incubée à l'obscurité pendant 30 min à température ambiante. Le réactif FRAP substitué dans un

Une solution standard de Trolox a été préparée dans une plage de 0 à 500 µM. Les échantillons ont été lus à 595 nm dans un lecteur microplaque (Thermo Scientific Wallman, Mass USA). Le polyphénol de Trolox a été remplacé par les extraits végétaux dans la méthodologie de la section 2.7 des traitements dans un lecteur de microplaques afin de s'assurer que la méthode était applicable aux extraits de plantes.

activité antioxydante a été évaluée selon la méthodologie de la section 2.7, des traitements avec les meilleurs

3. Résultats

3. Résultats

3.1. Caractérisation physicochimique de la peau d'ananas

Caractérisation physicochimique de la peau d'ananas

Pour réaliser le processus SSF, il est nécessaire de connaître certains paramètres, tels que Pour réaliser le processus SSF, il est nécessaire de connaître certains paramètres, comme l'indice d'absorption d'eau (WAI), qui est la quantité d'eau absorbée par le sup- comme l'indice d'absorption d'eau (WAI), qui est la quantité d'eau absorbée par le support port [30], et le point d'humidité critique (CMP), qui est l'eau liée au support [30], et le point d'humidité critique (CMP), qui est l'eau liée au support [31]. Dans la présente étude, la peau d'ananas a obtenu des valeurs de $5,42 \pm 0,47$ g de gel/g de support de peau sèche [31]. Dans la présente étude, la peau d'ananas a obtenu des valeurs de $5,42 \pm 0,47$ g de gel/g de matière sèche. et $4,60 \pm 1,03$ du WAI et du CMP, respectivement. Les résultats de l'analyse immédiate du peel et de $4,60 \pm 1,03$ du WAI et du CMP, respectivement. Les résultats de l'analyse immédiate la peau d'ananas a une humidité de $8,90 \pm 0,86$ %, les cendres de $1,62 \pm 0,99$ %, la graisse de $3,78 \pm 0,46$ %, la peau d'ananas a une humidité de $8,90 \pm 0,86$ %, les cendres de $1,62 \pm 0,99$ %, la graisse de $3,78 \pm 0,46$ %, un teneur en protéines de $6,63 \pm 0,45$ et une teneur en fibres de $20,90 \pm 1,53$ ont été obtenues. Des sucres totaux en protéines de $6,63 \pm 0,45$ et une teneur en fibres de $20,90 \pm 1,53$ ont été obtenus. Sucres totaux a atteint une valeur de $39,63 \pm 6,04$, et les sucres réducteurs ont atteint des valeurs de $34,88 \pm 1,26$. a atteint une valeur de $39,63 \pm 6,04$ %, et les sucres réducteurs ont atteint des valeurs de $34,88 \pm 1,26$ %.

3.2. Évaluation des souches fongiques à capacité de croissance invasive

Pour l'évaluation de la croissance radiale, six souches d'*A. niger* ont été utilisées (*A. niger* HT3, *A. niger* Aa20, *A. niger* GA20, *A. niger* GH1 et les variants Séleste). Selon la figure 1, il s'agit d'ob-
A. niger Aa20, *A. niger* GA20, *A. niger* GH1 et les variants Séleste. Selon la figure 1, il s'agit d'ob-
 jectifs de différenciation significative entre les souches d'*A. niger*. Cependant, on a observé qu'il n'y avait
 aucun lien entre la vitesse de croissance, *A. niger* A20 et *A. niger* HT3 sont ceux qui se sont adaptés en
 milieu pour le substrat puis résultats du 0,036 et 0,09 et 0,06 et 0,08 ont été obtenus respectivement pendant
 rapport aux autres de croissance plus élevée dans un environnement. Par
 0,036, 0,063 et 0,036 et 0,036, ainsi que par les données des souches d'Aa20, Aa210eA. niger GH1, et 0,036 mm/h,
 d'H2O et, respectivement.

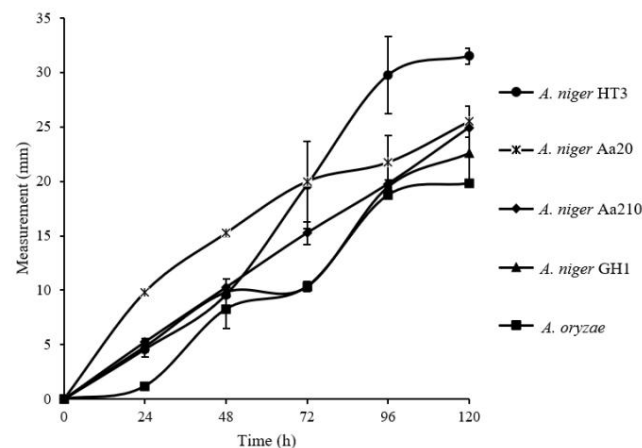


Figure 1. Croissance radiale pour l'évaluation de souches fongiques à capacité invasive sur ananas

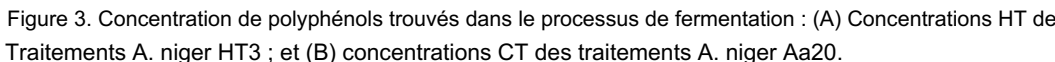
3.3. Quantification des tanins issus de la cinétique de fermentation

Les souches *A. niger* Aa20 et *A. niger* HT3 ont été utilisées pour la quantification de HT et CT. La figure 2A montre la quantification de HT avec *A. niger* Aa20 et *A. niger* HT3. La souche d'*A. niger* Aa20 a libéré jusqu'à 6,02 mg/g de HT en 48 h. Cependant, *A. niger* HT3, libéré jusqu'à 10,00 mg/g de HT en 72 h. D'après ces résultats, *A. niger* HT3 était le souche qui a favorisé la libération de HT. La figure 2B montre la quantification du CT avec *A. niger* Aa20 et *A. niger* HT3. La souche d'*A. niger* Aa20 a libéré jusqu'à 82.59 mg/g de CT en 48 h.

3.4. Évaluation des conditions SSF pour la libération des HT et CT 3.4.



3.4. Evaluation des conditions BSF pour la libération de HI et de CT. La

[illegible]

La figure 4A montre l'effet standardisé des facteurs affectant la libération de HT avec *A. niger* Souche HT3. Le $MgSO_4$ affecte directement la libération de HT. Le reste des facteurs qui ne jouent pas dépasser la ligne pointillée n'a aucun effet sur la libération de HT. La figure 4B montre le standardisé effet des facteurs affectant la libération de CT avec la souche *A. niger* Aa20. KH_2PO_4 affecte directement

la sortie de CT. Les autres facteurs qui ne dépassent pas la ligne pointillée n'ont aucun effet sur la sortie de CT.

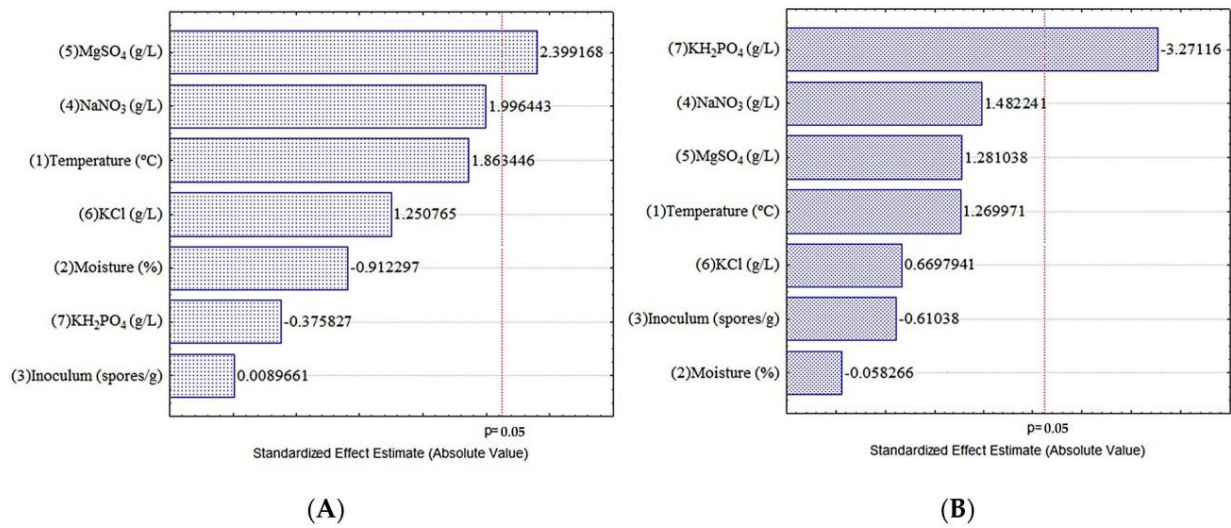


Figure 4. Diagramme de Pareto des variables qui affectent le processus de fermentation : (A) HT pour A. niger HT3 ; et (B) CT pour A. niger Aa20.

3.5. Identification de HT et CT par HPLC-MS

La teneur en polyphénoliques (Tableau 2) de l'échantillon non fermenté et des extraits SSF de Les écorces d'ananas avec A. niger Aa20 (Traitement 4) et A. niger HT3 (Traitement 6) ont été déterminées par HPLC-MS. Dans l'échantillon non fermenté, 10 composés appartenant aux familles de acides hydroxycinnamiques, méthoxyflavonols, stilbènes, acides hydroxybenzoïques, flavones et des isoflavones ont été identifiées. Dans le traitement 4 avec A. niger Aa20, cinq composés appartenant aux familles des curcuminoïdes, des acides hydroxycinnamiques, des lignanes, des acides méthoxycinnamiques, et des flavonols ont été identifiés. Dans le traitement 6 avec A. niger HT3, 10 composés appartenant aux familles des lignanes, des acides hydroxycinnamiques, des méthoxyflavonols, des catéchines, des flavanones, des acides méthoxycinnamiques, des acides hydroxybenzoïques et des anthocyanes ont été identifiés.

Tableau 2. Composés polyphénoliques identifiés lors du traitement 6 avec A. niger HT3 et du traitement 4 avec A. niger Aa20.

Échantillon non fermenté				
Non.	Masse moléculaire	Formule chimique	Molécule	Famille
1	341,0	C15H18O9	Acide caféique 4-O-glucoside	Acides hydroxycinnamiques
2	314.9	C16H12O7	Rhamnétine	Méthoxyflavonols
3	389,0	C20H22O8	Resvératrol 3-O-glucoside	Stilbènes
4	322,9		Acide gallique 3-O-gallate	Acides hydroxybenzoïques
5	252,9	C15H10O4	7,4'- Dihydroxyflavone	Flavones
6	352,8	C16H18O9	Acide 1-caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
7	370,8	C20H20O7	Sinensetine	Méthoxyflavones
8	336,8	C16H18O8	Acide 3-p-coumaroylquinique	Acides hydroxycinnamiques
9	622,8	C28H32O16	Isorhamnétine 3-O-glucoside	Méthoxyflavonols
dix	414.9	C21H20O9	Daidzin	Isoflavones

Traitement 4 de la souche A. niger Aa20				
Non.	Poids	Tableau 2. Suite	Molécule	Famille
Formule chimique				
1	moléculaire 368,8	C21H20O6	la curcumine 4 de la souche Aa20	Curcuminoïdes
Non.	352,9	C16H18O9	Acide 1-caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
2	Poids moléculaire 359,8	C20H24O6	Lariciresinol	Lignanes
1	368,8	C21H20O6	Curcumine	Curcuminoïdes
3	366,8	C17H20O9	Acide 1-caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
4	352,9	C16H18O9	Acide 1-caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
2	380,5	C20H24O6	Quercétine 3-sulfate	Flavonols
3	359,8	C15H10O7	Quercétine 3-sulfate	Flavonols
5	300,8	C15H10O7	Quercétine 3-sulfate	Flavonols
4	366,8	C15H10O7	Quercétine 3-sulfate	Flavonols
5	380,5	C15H10O7	Quercétine 3-sulfate	Flavonols
5	300,8	C15H10O7	Quercétine 3-sulfate	Flavonols
Famille				
1 n°	358,6	C20H24O6	Lariciresinol	Lignanes
2	Poids moléculaire 352,9	C16H18O9	Acide 1-caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
3	358,6	C20H24O6	Lariciresinol	Lignanes
4	352,9	C16H18O9	Acide 1-caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
5	306,8	C15H14O7	Catéchine	Catéchine
6	283,9	C16H12O5	Méthylgalangine	Méthoxyflavonols
7	283,9	C15H12O4	Pinocembrine	Flavonones
8	256,7	C13H12O4	Acide caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
9	311,9	C13H12O4	Acide caféoylquinique	Acides hydroxycinnamiques
10	588,9	C39H58O14	Ferulate de Schottenol	Acides hydroxycinnamiques
11	600,9	C7H6O5	Acide gallagique	Acides méthoxycinnamiques
12	289,0	C15H14O6	Catéchine	Catéchine
13	286,6	C15H11O6	Cyanidine	Anthocyanes

3.6. Activité antioxydante des extraits de fermentation 3.6. Activité antioxydante des extraits de fermentation

La figure 5 montre les traitements de chacune des souches utilisées en comparaison avec l'échantillon non fermenté pour l'activité DPPH. Le traitement 6, qui correspond à A. niger HT3, a obtenu un pourcentage d'inhibition plus élevé, atteignant jusqu'à 60,28 ± 1,74 %. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté, atteint jusqu'à 57,87 ± 0,46 %. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté, représente une amélioration jusqu'à 1,5 fois de l'activité DPPH. Le traitement 6, qui correspond à A. niger Aa20, a obtenu un pourcentage plus élevé de d'inhibition, atteignant jusqu'à 57,87 ± 0,46 %. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté, représente une amélioration jusqu'à 1,5 fois de l'activité DPPH.

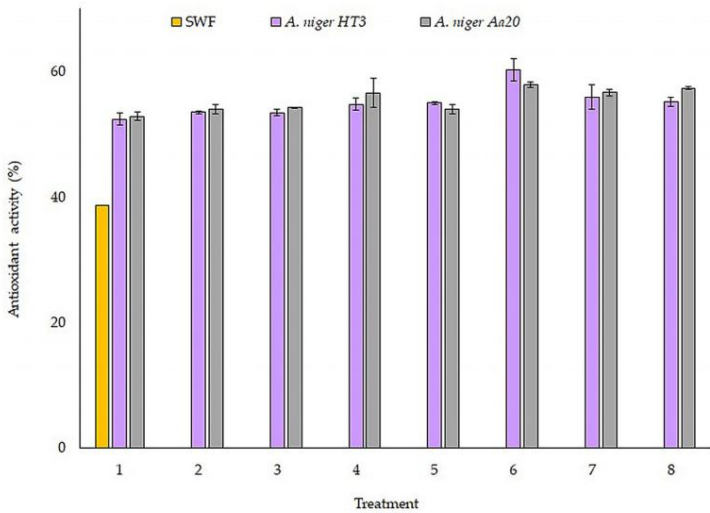


Figure 5. Activité antioxydante des extraits de fermentation pour l'activité DPPH.

La figure 6 montre les traitements de chacune des souches utilisées en comparaison avec l'échantillon non fermenté pour l'activité ABTS. Le traitement 7, qui correspond à A. niger HT3, a obtenu un pourcentage d'inhibition plus élevé, atteignant 77,38 ± 6,64 %. Ce résultat par rapport à l'échantillon non fermenté représente une amélioration jusqu'à 2,6 fois de l'ABTS activité. Le traitement 6, qui correspond à A. niger Aa20, a obtenu un pourcentage plus élevé de

obtenu un pourcentage d'inhibition plus élevé, atteignant jusqu'à $77,38\% \pm 6,64$. Ce résultat par rapport à l'échantillon non fermenté représente une amélioration jusqu'à 2,6 fois de l'ABTS obtenu avec un pourcentage d'inhibition plus élevé, atteignant jusqu'à $77,38\% \pm 6,64$. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté représente une amélioration allant jusqu'à 2,6 fois de l'ABTS d'inhibition, atteignant jusqu'à $81,41\% \pm 4,06$. Ce résultat est comparé à l'activité sam non fermentée. Le traitement 6, qui correspond à *A. niger* Aa20, a obtenu un pourcentage plus élevé qui représente une amélioration allant jusqu'à 2,8 fois de l'activité ABTS. d'inhibition, atteignant jusqu'à $81,41\% \pm 4,06$. Ce résultat par rapport à l'inhibition sam- non fermentée, atteint jusqu'à $81,41\% \pm 4,06$ %. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté ple représente une amélioration allant jusqu'à 2,8 fois de l'activité ABTS. Le traitement 6, qui correspond à *A. niger* Aa20, a obtenu un pourcentage plus élevé qui représente une amélioration allant jusqu'à 2,8 fois de l'activité ABTS.

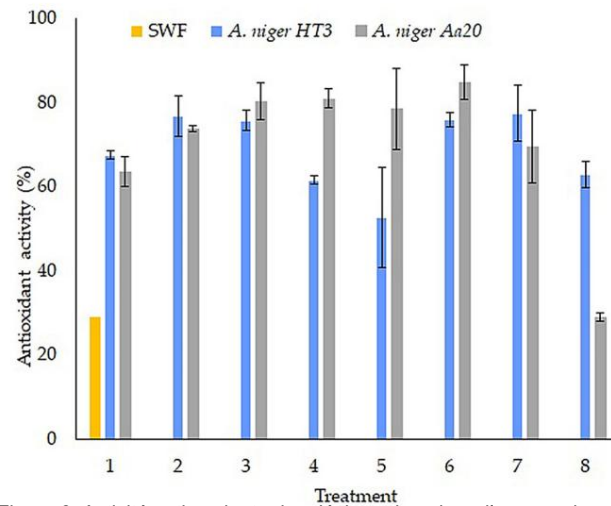


Figure 6. Activité antioxydante des déchets de pelure d'ananas des extraits de fermentation pour l'ABTS.

Figure 6. Activité antioxydante des déchets de pelure d'ananas des extraits de fermentation pour l'ABTS.

La figure 7 montre les traitements de chacune des souches utilisées en comparaison avec l'ONU. La figure 7 montre les traitements de chacune des souches utilisées en comparaison avec l'ONU. Le traitement 1, qui correspond à l'échantillon non fermenté, a obtenu un pourcentage d'inhibition plus élevé, atteignant jusqu'à $77,38\% \pm 6,64$. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté représente une amélioration jusqu'à 2,6 fois de l'ABTS obtenu avec un pourcentage d'inhibition plus élevé, atteignant jusqu'à $77,38\% \pm 6,64$. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté représente une amélioration allant jusqu'à 2,6 fois de l'ABTS d'inhibition, atteignant jusqu'à $81,41\% \pm 4,06$. Ce résultat est comparé à l'activité sam non fermentée. Le traitement 6, qui correspond à *A. niger* Aa20, a obtenu un pourcentage plus élevé qui représente une amélioration allant jusqu'à 2,8 fois de l'activité ABTS. d'inhibition, atteignant jusqu'à $81,41\% \pm 4,06$. Ce résultat par rapport à l'inhibition sam- non fermentée, atteint jusqu'à $81,41\% \pm 4,06$ %. Ce résultat comparé à l'échantillon non fermenté ple représente une amélioration allant jusqu'à 2,8 fois de l'activité ABTS. Le traitement 6, qui correspond à *A. niger* Aa20, a obtenu un pourcentage plus élevé qui représente une amélioration allant jusqu'à 2,8 fois de l'activité ABTS.

L'échantillon non fermenté représente une amélioration allant jusqu'à 1,8 fois de l'activité FRAP.

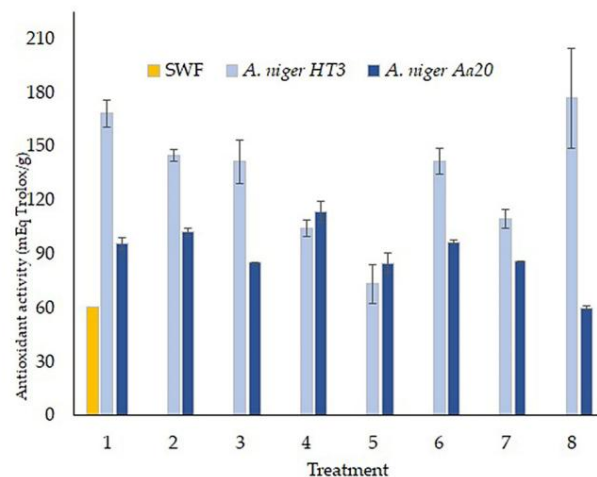


Figure 7. Activité antioxydante des déchets de pelure d'ananas des extraits de fermentation pour FRAP.

Figure 7. Activité antioxydante des déchets de pelure d'ananas des extraits de fermentation pour FRAP.

4. Discussion

Figure 7. Activité antioxydante des déchets de pelure d'ananas des extraits de fermentation pour FRAP.

4. Discussion

Les résultats de WAL étaient similaires à ceux rapportés par Polania-Rivera et al. [21] dans d'ananas (5,61 g/g peau sèche). Il existe des ouvrages similaires ; par exemple, du marc de raisin car les résultats du WAL étaient similaires à ceux rapportés par Polania-Rivera et al. [21] en pin- 4.1. La des valeurs de 3,38 g/g de matière sèche [22] et les graines de mangue de 3,4 à 4 g/g de matière sèche [31]. écorce de pomme (5,61 g/g d'écorce sèche). Il existe des ouvrages similaires ; par exemple, le marc de pin. Dans le cas du WAL, la valeur était similaire à ceux rapportés par Polania-Rivera et al. [21] passer la figure écorce de pomme (5,61 g/g d'écorce sèche). Il existe des ouvrages similaires ; par exemple, le marc de pin. Dans le cas du WAL, la valeur était similaire à ceux rapportés par Polania-Rivera et al. [21] passer la figure (14,37%). Avec ces résultats, les déchets de pelures d'ananas constituent un substrat prometteur pour le SSF.

La teneur en humidité était supérieure à celle rapportée par Selani et al. [32] (3,77 %) dans marc d'ananas. Les valeurs rapportées par Morais et al. [33] (8,8%) dans des zestes séchés au four

étaient semblables. Cependant, les valeurs rapportées par Huang et al. [34] (10,47–16,1 %) dans la peau d'ananas de différents cultivars étaient plus élevées. La teneur en cendres était similaire à celle rapportée par Sánchez-Prado et al. [35] de 1,5 % pour les déchets d'écorces d'ananas. Cependant, Selani et al. [32] ont signalé une teneur en cendres plus élevée de 2,24 % dans le marc d'ananas lyophilisé. Les valeurs rapportées par Aparecida-Damasceno et al. [36] de 4,57 % dans la farine d'écorces d'ananas étaient plus élevées. D'autre part, certains auteurs mentionnent que ces résultats peuvent être attribués au fait qu'il s'agit de différentes variétés d'ananas et qu'ils sont cultivés dans différentes régions du monde ; de plus, ils peuvent dépendre du type de sol et de la maturation du fruit [37]. La teneur en matières grasses rapportée dans ce travail se situe dans celle rapportée par différents auteurs ; par exemple, Huang et al. [34] ont rapporté des valeurs de 2,8 % de matières grasses dans la peau d'ananas, la variété de Cayenne lisse, tandis que Zakaria et al. [38] ont rapporté des valeurs de 1,8 % de matières grasses dans la peau d'ananas.

La teneur totale en sucre se situe dans la fourchette rapportée dans différentes études. Diaz-Vela et al. [39] ont rapporté des valeurs de 22,59 % dans la farine d'écorces d'ananas. En revanche, Huang et al. [34] ont rapporté des valeurs de 69,5 % dans les écorces d'ananas, la variété de Cayenne lisse. Les résultats obtenus pour les sucres réducteurs étaient inférieurs à ceux rapportés par Huang et al. [34] de 38 % dans les écorces d'ananas, la variété de Cayenne lisse. Les résidus agro-industriels d'ananas contiennent plusieurs types de sucres. Selon les rapports de Sepulveda et al. [16] et Polania-Rivera et al. [21], les sucres retrouvés sont majoritairement le glucose, le fructose et le saccharose.

La teneur en protéines se situe dans les fourchettes rapportées par différents auteurs ; par exemple, Díaz-Vela et al. [39] ont rapporté des valeurs de 0,32 % dans la farine d'écorces d'ananas. Selani et coll. [32] ont rapporté des valeurs de 4,71 % dans le marc d'ananas. La teneur en fibres se situe dans les fourchettes précédemment rapportées par différents auteurs. Huang et coll. [34] ont rapporté des valeurs comprises entre 7 et 8 % dans la peau d'ananas, la variété Tainung. Morais et coll. [33] ont rapporté des valeurs comprises entre 14 et 16 % dans les écorces d'ananas avec différents traitements, tandis qu'Aparecida-Damasceno [36] a rapporté des valeurs de 4,92 % dans la farine d'écorces d'ananas.

4.2. Adaptation des souches d'*Aspergillus* en cinétique de fermentation

Andrade-Damián et al. [25] ont mentionné que les souches d'*Aspergillus* peuvent s'adapter à des substrats complexes tels que *Curcuma longa* L. En revanche, Buenrostro-Figueroa et al. [30] ont mentionné que les champignons filamenteux sont les plus largement utilisés dans les SSF, en raison de leur capacité à s'adapter au substrat qui présente des similitudes avec le milieu dans lequel ils poussent, en plus d'avoir un grand potentiel de libération de composés bioactifs. Une autre étude a démontré la capacité du champignon *A. niger* à développer et dégrader les composés présents dans les résidus agro-industriels d'ananas [40].

4.3. Libération de tanins par fermentation à l'état solide

Polania-Rivera et al. [21] ont mentionné qu'ils avaient effectué un processus SSF par *Rhizopus oryzae* sur des peaux d'ananas comme substrat ; les résultats obtenus étaient de 83,77 mg GAE/g de HT et 66,5 mg QE/g de CT. Certains auteurs ont mentionné que la faible teneur en polyphénoliques lors de la fermentation des résidus d'ananas associés à la farine de soja et à *Rhizopus oligosporus* pourrait être liée au fait que la plupart des composés sont liés à la membrane interne [41]. Une autre étude a mentionné que les souches d'*Aspergillus* utilisant le SSF aident à libérer des polyphénols et produisent naturellement des enzymes qui dégradent la paroi cellulaire. Torres-León et coll. [31] ont utilisé des graines de mangue SSF avec *A. niger* GH1, où la teneur phénolique totale a été multipliée par 3,3. En revanche, Buenrostro-Figueroa et al. [30] ont utilisé des résidus de figue dans du SSF avec *A. niger* HT4, et les résultats ont démontré une augmentation de la teneur totale en polyphénols de $10,19 \pm 0,04$ mg GAE/g. Dans un autre travail de recherche, les composés phénoliques totaux et les flavonoïdes de la pulpe du fruit du jambolan après traitement SSF à différents moments avec *Aspergillus niger* et *Aspergillus flavus* ont été étudiés. Les résultats révèlent que la pulpe de fruit fermentée d'*A. flavus* présentait une augmentation des composés phénoliques totaux (685,88 mg GAE/100 g) et des flavonoïdes (388 mg QE/100 g) [42]. Les résultats de cette étude indiquent que le SSF est un procédé biotechnologique prometteur pour l'obtention de composés bioactifs. Les pelures d'ananas constituaient un substrat approprié pour être utilisé comme source de carbone et d'énergie pour le champignon filamenteux.

4.4. Évaluation de l'activité antioxydante dans les extraits de fermentation

Par autohydrolyse, les extraits de déchets d'ananas peuvent en contenir respectivement jusqu'à 80 % et 94 % selon un test d'antioxydant DPPH et ABTS [16]. Polania et coll. [43] ont utilisé le SSF de *Rhizopus oryzae* sur des déchets d'ananas et, par conséquent, les extraits fermentés obtenus présentaient respectivement 61,46 et 77,39 % aux tests d'antioxydants DPPH et ABTS. De plus, le marc de pêche de SSF utilisant *A. niger* et *R. oligosporus* a été évalué et les extraits ont démontré que le potentiel antioxydant déterminé par le test de piégeage des radicaux DPPH a augmenté de manière significative (> 18 %) tout au long de la croissance fongique. De plus, Torres-León et al. [31] ont trouvé une corrélation entre les polyphénols obtenus à partir de graines de mangue provenant de SSF par *A. niger* GH1 et leur activité antioxydante, attribuée au processus de fermentation qui, apparemment, augmente l'activité antioxydante en améliorant la biodisponibilité des molécules bioactives. Paz-Artega et al. [40] ont évalué un bioprocédé solide par *A. niger* GH1 sur le noyau et les pelures d'ananas, et les résultats indiquent une corrélation positive avec la libération de polyphénols et l'activité antioxydante par le DPPH en observant une augmentation de 25 %.

En revanche, Chiet et al. [44] ont évalué la teneur en composés bioactifs et la capacité antioxydante des ananas Josapine, Morris et Sarawak (*Ananas comosus*). Les résultats ont démontré que l'activité de piégeage du FRAP dans les échantillons de Josapine présentait la capacité antioxydante la plus élevée, suivie par Morris, puis par Sarawak ayant la valeur la plus faible. Brito et coll. [45] ont obtenu des extraits méthanoliques et éthanoliques par macération de couronnes d'ananas, où les extraits ont montré un effet antioxydant positif en utilisant la méthode FRAP. Larios-Cruz et al. [46] ont mentionné que la valorisation des sous-produits du pamplemousse peut être réalisée par le processus de fermentation en raison de la libération de composés antioxydants. Les auteurs ont observé que la teneur en eau avait un effet important sur le SSF ; une augmentation de ce paramètre favorise la libération de molécules bioactives. Par conséquent, le SSF est utile pour libérer un grand nombre de composés bioactifs et améliorer l'activité antioxydante ; cela a été attribué à l'hydrolyse enzymatique microbienne (47).

4.5. Identification des composés polyphénoliques par HPLC-MS

Selon Banerjee et al. [48], différents composés bioactifs ont été trouvés dans les déchets d'ananas, tels que les acides phénoliques, les flavonoïdes, la catéchine, l'acide gallique et l'acide férulique. D'autres auteurs ont mentionné que, grâce à l'utilisation de SSF avec *Rhizopus oryzae* sur des déchets d'ananas, certains composés tels que l'acide gallique, l'acide chlorogénique, la catéchine, l'acide caféique, l'épicatéchine, l'épicatéchine, l'acide cumarique, la scopolétine et la quercétine ont été identifiés [21]. En revanche, Paz-Artega et al. [40], en utilisant SSF avec *A. niger* GH1, a identifié 15 composés, par exemple le caféoyl hexoside, l'acide 5-caféoylquinique, la spinacétine 3-O-glucosyl-(1->6)-[apiosyl(1->2)] - glucoside, éthylester de l'acide p-coumarique, acide banzoïque, p-coumaroyl tyrosine, alcool p-coumarique hexoside, 4-vinylphénol, acide p-coumaroyl glycolique, aldarate de féruloyl, psoralène, acide caféique 4-O-glucoside, p-coumaroyl hexoside, (+)-gallocatéchine et gallagyl-hexoside.

5. Conclusions

Les résultats obtenus dans la présente étude montrent que la fermentation à l'état solide utilisant *Aspergillus niger* spp. les souches et les écorces d'ananas comme substrat sont efficaces pour obtenir une plus grande libération de composés bioactifs et, ainsi, une activité antioxydante favorable. La souche *A. niger* HT3 a contribué à la libération de tanins hydrolysables, tandis que la souche *A. niger* Aa20 a contribué à la libération de tanins condensés. Lors d'une analyse HPLC, jusqu'à 33 composés ont été identifiés, dont trois principaux : l'acide 3-féruloylquinique, l'acide caféique, le laricirésinol et le 3-hydroxyphlorétine 2'-O-xylosyl-glucoside. Le procédé SSF avec la peau d'ananas comme substrat est une alternative pour la libération de molécules avec une application potentielle dans l'industrie pharmaceutique et alimentaire.

Contributions de l'auteur : Conceptualisation, ADC-R. et LS ; méthodologie, ADC-R.; logiciel, LS; validation, ADC-R. et LS ; analyse formelle, ADC-R. et LS ; enquête, ADC-R.; ressources, JAA-V. et LS ; conservation des données, ADC-R.; rédaction – préparation du projet original, ADC-R. ; rédaction – révision et édition, ADC-R., JAA-V., MDD-M., LL-H., MAM-M. et LS ; visuel-

isation, ADC-R.; supervision, LS Tous les auteurs ont lu et accepté la version publiée du manuscrit.

Financement : AD Casas Rodríguez remercie le CONAHCYT pour sa bourse de troisième cycle (n° 1150329).

Déclaration de disponibilité des données : Les données étayant les conclusions de cette étude sont disponibles sur demande.

Remerciements : AD Casas Rodríguez remercie le CONAHCYT pour sa bourse de troisième cycle (n° 1150329). Tous les auteurs remercient l'Université Autonome de Coahuila pour les installations fournies.

Conflits d'intérêts : Les auteurs ne déclarent aucun conflit d'intérêts.

Les références

1. Teshome, E. ; Teka, TA; Nandasiri, R. ; Déroute, JR ; Harouna, DV; Astatkie, T. ; Urugo, MM Sous-produits de fruits et leurs applications industrielles pour les avantages nutritionnels et la promotion de la santé : une revue complète. *Durabilité* 2023, 15, 7840. [\[CrossRef\]](#)
2. Tu, Q. ; Liu, S. ; Li, Y. ; Zhang, L. ; Wang, Z. ; Yuan, C. Les effets des régions et des périodes de vieillissement des vins sur les profils tanniques condensés et les perceptions d'astringence des vins de Cabernet Sauvignon. *Chimie alimentaire*. X 2022, 15, 100409. [\[CrossRef\]](#) [\[Pub Med\]](#)
3. Das, AK; Islam, N. ; Faruk, O. ; Ashaduzzaman ; Dungani, R. Revue sur les tanins : Processus d'extraction, applications et possibilités. *S. Afr. J. Bot.* 2020, 135, 58-70. [\[Référence croisée\]](#)
4. Sharma, KP Dégradation des tanins par la tannase phytopathogène : le point de vue de la défense d'une plante. *Biocatal. Agricole. Biotechnologie*. 2019, 21, 101342. [\[Réf. croisée\]](#)
5. Muanda, FN ; Dicko, A. ; Soulimani, R. Évaluation des composés polyphénoliques, propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires in vitro des écorces de racines de *Securidaca longepedunculata*. *Comptes Rendus Biol.* 2010, 333, 663-669. [\[Référence croisée\]](#) [\[Pub Med\]](#)
6. FAO. Base de données FAOSTAT. Disponible en ligne : <http://www.fao.org/faostat> (consulté le 3 juin 2024).
7. Hamzah, AFA ; Hamzah, MH; Homme, HC ; Jamali, Nouvelle-Écosse; Siajam, SI; Ismail, MH Mises à jour récentes sur la conversion des déchets d'ananas (*Ananas comosus*) en produits à valeur ajoutée, perspectives et défis futurs. *Agronomie* 2021, 11, 2221. [\[CrossRef\]](#)
8. Prado, KS ; Spinacé, MA Isolement et caractérisation des nanocristaux de cellulose issus des déchets de couronnes d'ananas et leurs utilisations potentielles. *Int. J. Biol. Macromol.* 2019, 122, 410-416. [\[Référence croisée\]](#)
9. Casabar, JT ; Ramaraj, R. ; Tipnée, S. ; Unpaprom, Y. Amélioration de l'hydrolyse avec *Trichoderma harzianum* pour le bioéthanol production d'écorces d'ananas soniquées. *Carburant* 2020, 279, 118437. [\[CrossRef\]](#)
10. Mamani, DC ; Nole, KSO ; Montoya, CEE; Huiza, BARRAGE; Alta, RYP; Vitorino, HA Minimiser les déchets organiques générés par la couronne d'ananas : Un procédé simple pour obtenir de la cellulose pour la préparation de contenants recyclables. *Recyclage* 2020, 5, 24. [\[Référence croisée\]](#)
11. Hamidin, NAS ; Abdallah, S. ; Ni FHM ; Hadibarata, T. Isolement et identification des pigments naturels verts et jaunes de la pulpe et de la peau d'ananas. *Maître. Aujourd'hui* *Proc.* 2022, 63, S406-S410. [\[Référence croisée\]](#)
12. Li, T. ; Shen, P. ; Liu, W. ; Liu, C. ; Liang, R. ; Yan, N. ; Chen, J. Principaux polyphénols présents dans les écorces d'ananas et leurs interactions antioxydantes. *Int. J. Food Prop.* 2014, 17, 1805-1817. [\[Référence croisée\]](#)
13. Soleil, G.-M. ; Zhang, X.-M. ; Soler, A. ; Marie-Alphonsine, P. Composition nutritionnelle de l'ananas (*Ananas comosus* (L.) Merr.). Dans *Composition nutritionnelle des cultivars de fruits* ; Simmonds, MSJ, Preedy, VR, éd. ; Elsevier : New York, NY, États-Unis, 2016 ; pp. 609-637.
14. Elss, S. ; Preston, C. ; Hertzog, C. ; Heckel, F. ; Richling, E. ; Schreier, P. Profils aromatiques de l'ananas (*Ananas comosus* [L.] Merr.) et produits à base d'ananas. *LWT-Food Sci. Technologie*. 2005, 38, 263-274. [\[Référence croisée\]](#)
15. Zampar, GG; Zampar, IC; Beserra da Silva de Souza, S. ; da Silva, C. ; Barros, BCB Effet des mélanges de solvants sur les ultrasons extraction assistée de composés à partir de sous-produits d'ananas. *Biosciences alimentaires*. 2022, 50, 102098. [\[Réf. croisée\]](#)
16. Sepúlveda, L. ; Roumanie.; Aguilar, CN ; Teixeira, J. Valorisation des déchets d'ananas pour l'extraction de composés bioactifs et les glycosides par autohydrolyse. *Innov. Science alimentaire. Émerger. Technologie*. 2018, 47, 38-45. [\[Référence croisée\]](#)
17. Wong-Paz, JE; Aguilar-Zárate, P. ; Véana, F. ; Muñiz-Márquez, DB Impact des technologies d'extraction vertes pour obtenir des bioactifs composés issus de résidus d'agrumes. *CONSEIL Rév. Espec. Cien. Quim.-Biol.* 2020, 23, 1–11. [\[Référence croisée\]](#)
18. Selo, G. ; Planinić, M. ; Tišma, M. ; Martinovic, J. ; Perkovic, G. ; Bucić-Kojić, A. Bioconversion du marc de raisin avec *Rhizopus oryzae* dans des conditions à l'état solide : modifications de la composition chimique et du profil des composés phénoliques. *Microorganismes* 2023, 11, 956. [\[CrossRef\]](#) [\[Pub Med\]](#)
19. Handa, CL; de Lima, FS; Guelfi, MFG; da Silva Fernandes, M. ; Georgetti, SR; Ida, EI Paramètres de la fermentation de la farine de soja par *Monascus purpureus* ou *Aspergillus oryzae* sur la production de composés bioactifs et l'activité antioxydante. *Chimie alimentaire*. 2019, 271, 274-283. [\[Référence croisée\]](#) [\[Pub Med\]](#)
20. Buenrostro-Figueroa, J. ; Ascacio-Valdés, A. ; Sepúlveda, L. ; De la Cruz, R. ; Prado-Barragán, A. ; Aguilar-González, MA; Rodríguez, R. ; Aguilar, CN Utilisation potentielle de différents sous-produits agro-industriels comme supports pour la production fongique d'ellagitannase sous fermentation à l'état solide. *Bioprod. alimentaire. Processus*. 2014, 92, 376-382. [\[Référence croisée\]](#)
21. Polania-Rivera, AM; Toro, CR ; Londono, L. ; Bolivar, G. ; Ascacio, JA; Aguilar, CN Biotraitement de la biomasse des déchets d'ananas pour la production durable de composés bioactifs à haute activité antioxydante. *J. Mesures alimentaires. Caractère*. 2023, 17, 586-606. [\[Référence croisée\]](#)

22. Selvanathan, Y. ; Masngut, N. Optimisation du facteur de processus et caractérisation de la production de boissons de type vinaigre via fermentation spontanée à partir de déchets de pelure d'ananas. *LWT* 2023, 182, 114818. [\[CrossRef\]](#)
23. Redmile-Gordon, M. ; Armenise, E. ; Blanc, R. ; Hirsch, P. ; Goulding, K. Une comparaison de deux tests colorimétriques, basés sur les techniques de Lowry et Bradford, pour estimer les protéines totales dans les extraits de sol. *Biol du sol. Biochimie*. 2013, 67, 166-173. [\[Référence croisée\]](#) [\[Pub Med\]](#)
24. Pua, AL ; Barreto, GE ; Zuleta, JL; Herrera, OD Analyse des nutriments de la forêt de Malanga (*Colocasia esculenta* Schott) et le Tropicque Seco de Colombie. *Inf. Technologie*. 2019, 30, 69-76. [\[Référence croisée\]](#)
25. Andrade-Damián, MF; Muñiz-Márquez, DB; Wong-Paz, JE; Veana-Hernández, F. ; Reyes-Luna, C. ; Aguilar-Zárate, P. Étude exploratoire de l'extraction de pigments de *Curcuma longa* L. par fermentation à l'état glissant en utilisant cinq souches fongiques. *Mexique. J. Biotechnologie*. 2019, 4, 1-11. [\[Référence croisée\]](#)
26. Zaki, NAM ; Alwi, H. ; Hashib, SA ; Ibrahim, Royaume-Uni ; Jai, J. Caractéristiques de séchage au micro-ondes et qualité de la peau, du noyau et de la pulpe d'*Ananas comosus*. *Maître. Aujourd'hui Proc.* 2023, 87, 8-12. [\[Référence croisée\]](#)
27. Palacios, CE; Nagai, A. ; Torres, P. ; Rodrigues, JA; Salatino, A. Contenu des tanins des cultivars de sorgho cultivés au Brésil, tel que déterminé par quatre méthodes de quantification. *Chimie alimentaire*. 2020, 337, 127970. [\[Réf. croisée\]](#) [\[Pub Med\]](#)
28. Diaz-Herrera, R. ; Alvarez-Pérez, OB; Ventura-Sobrevilla, J. ; Ascacio-Valdés, A. ; Aguilar-Gonzalez, MA; Buenrostro-Figueroa, J. ; Aguilar, CN Polyphénols d'écorce de grenade comme additif antioxydant pour le développement et la caractérisation d'un nouveau film comestible de pectine active. *eFood* 2023, 4, e115. [\[Référence croisée\]](#)
29. Mala, T. ; Piayura, S. ; Itthivadhanapong, P. Caractérisation de la poudre de peau d'ananas séchée (*Ananas comosus* L.) et son application comme nouvel ingrédient alimentaire fonctionnel dans les produits de craquelins. *Aliments du futur* 2024, 9, 100322. [\[CrossRef\]](#)
30. Buenrostro-Figueroa, J. ; Velázquez, M. ; Flores-Ortega, O. ; Ascacio-Valdés, J. ; Huerta-Ochoa, S. ; Aguilar, C. ; Prado-Barragán, L. Fermentation à l'état solide de sous-produits de figue (*Ficus carica* L.) à l'aide de champignons pour obtenir des composés phénoliques ayant une activité antioxydante et évaluation qualitative des composés phénoliques obtenus. *Processus. Biochimie*. 2017, 62, 16-23. [\[Référence croisée\]](#)
31. Torres-León, C. ; Ramírez-Guzmán, N. ; Ascacio-Valdés, J. ; Serna-Cock, L. ; dos Santos Correia, MT; Contreras-Esquivel, JC; Aguilar, CN Fermentation à l'état solide avec *Aspergillus niger* pour améliorer le contenu phénolique et l'activité antioxydante des graines de mangue mexicaine : une source prometteuse d'antioxydants naturels. *LWT* 2019, 112, 108236. [\[CrossRef\]](#)
32. Selani, MM; Brazaca, SGC; dos Santos Dias, CT; Ratnayake, WS; Florés, RA ; Bianchini, A. Caractérisation et application potentielle du marc d'ananas dans un produit extrudé pour l'amélioration des fibres. *Chimie alimentaire*. 2014, 163, 23-30. [\[Référence croisée\]](#)
33. Morais, DR; Rotta, EM; Sargi, Caroline du Sud ; Bonafé, EG; Suzuki, RM; Souza, NE; Matsushita, M. ; Visentainer, JV Composition immédiate, teneur en minéraux et composition en acides gras des différentes parties et écorces séchées de fruits tropicaux cultivés au Brésil. *J. Braz. Chimique. Soc.* 2016, 28, 308-318. [\[Référence croisée\]](#)
34. Huang, CW; Lin, IJ ; Liu, Y. ; Mau, JL Composition, activités enzymatiques et antioxydantes de l'ananas. *Int. J. Food Prop.* 2021, 24, 1244-1251. [\[Référence croisée\]](#)
35. Sánchez Pardo, MES ; Cassellis, MER; Escobedo, RM; García, EJ Caractérisation chimique des résidus industriels du Ananas (*Ananas comosus*). *J. Agric. Chimique. Environ.* 2014, 3, 53-56. [\[Référence croisée\]](#)
36. Aparecida Damasceno, K. ; Alvarenga Gonçalves, Californie ; Dos Santos Pereira, G. ; Lacerda Costa, L. ; Bastianello Campagnol, PC; Leal De Almeida, P. ; Arantes-Pereira, L. Développement de barres de céréales contenant de la farine d'écorce d'ananas (*Ananas comosus* L. Merrill). *J. Qualité alimentaire*. 2016, 39, 417-424. [\[Référence croisée\]](#)
37. Hassan, A. ; Othman, Z. ; Siriphanich, J. Ananas (*Ananas comosus* L. Merr.). En biologie et technologie post-récolte des fruits tropicaux et subtropicaux ; Yahia, EM, éd.; Elsevier : Amsterdam, Pays-Bas, 2011.
38. Zakaria, NA; Rahman, RA ; Zaidel, ADN ; Dailin, DJ ; Jusoh, M. Extraction assistée par micro-ondes de la pectine de la peau d'ananas. *Malais. J. Fundam. Appl. Sci.* 2021, 17, 33-38. [\[Référence croisée\]](#)
39. Diaz-Vela, J. ; Totosa, A. ; Cruz-Guerrero, AE ; de Lourdes Pérez-Chabela, M. Évaluation in vitro de la fermentation de sous-produits agro-industriels à valeur ajoutée : écorces de figue de Barbarie (*Opuntia ficus-indica* L.) et écorces d'ananas (*Ananas comosus*) comme ingrédients fonctionnels. *Int. J. Food Sci. Technologie*. 2013, 48, 1460-1467. [\[Référence croisée\]](#)
40. Paz-Arteaga, SL; Ascacio-Valdés, JA; Aguilar, CN ; Cadena-Chamorro, E. ; Serna-Cock, L. ; Aguilar-Gonzalez, MA; Ramirez- Guzman, N. ; Torres-Leon, C. Biotraitement des déchets d'ananas pour la production durable de composés bioactifs par fermentation à l'état solide. *Innov. Science alimentaire. Émerger. Technologie*. 2023, 85, 103313. [\[Réf. croisée\]](#)
41. Correia, RT ; McCue, P. ; Magalhães, MM; Macêdo, GR; Shetty, K. Production d'antioxydants phénoliques par bioconversion à l'état solide de déchets d'ananas mélangés à de la farine de soja à l'aide de *Rhizopus oligosporus*. *Processus. Biochimie*. 2004, 39, 2167-2172. [\[Référence croisée\]](#)
42. Rajan, M. ; Santana Andrade, JK ; Chagas Barros, RG; Farias Lima Guedes, TJ ; Narain, N. Amélioration des activités polyphénoliques et antioxydantes de la pulpe de fruit du jambolan (*Syzygium cumini*) par fermentation à l'état solide par *Aspergillus niger* et *A. flavus*. *Biocatal. Agricole. Biotechnologie*. 2023, 47, 102589. [\[Réf. croisée\]](#)
43. Polania, AM; Londono, L. ; Ramirez, C. ; Bolívar, G. Influence de l'application d'ultrasons dans la peau d'ananas fermentée sur la teneur phénolique totale et l'activité antioxydante. *Fermentation* 2022, 8, 314. [\[CrossRef\]](#)
44. Chiet, CH; Zulkifli, RM; Hidayat, T. ; Yaakob, H. Analyse des composés bioactifs et de l'activité antioxydante des cultivars d'ananas malaisiens. *AIP Conf. Proc.* 2014, 1589, 398-399. [\[Référence croisée\]](#)

-
45. Brito, TBN ; Lima, LRS ; Santos, MCB; Moreira, RFA; Cameron, LC; Fai, AEC; Ferreira, MSL Profils antimicrobiens, antioxydants, volatils et phénoliques de la farine de tige de chou et de couronne d'ananas révélés par GC-MS et UPLC-MSE. *Chimie alimentaire*. 2021, 339, 127882. [\[CrossRef\]](#) [\[Pub Med\]](#)
46. Larios-Cruz, R. ; Buenrostro-Figueroa, J. ; Prado-Barragán, A. ; Rodríguez-Jasso, RM ; Rodríguez-Herrera, R. ; Montañez, JC; Aguilar, CN Valorisation des sous-produits de pamplemousse comme support solide pour la fermentation à l'état solide afin de produire des extraits bioactifs antioxydants. *Valorisation de la biomasse des déchets* 2019, 10, 763-769. [\[Référence croisée\]](#)
47. Erskine, E. ; Özkan, G. ; Lu, B. ; Capanoglu, E. Effets du processus de fermentation sur la capacité antioxydante des sous-produits de fruits. *ACS Omega* 2023, 8, 4543-4553. [\[Référence croisée\]](#)
48. Banerjee, S. ; Ranganathan, V. ; Patti, A. ; Arora, A. Valorisation des déchets d'ananas pour des applications alimentaires et thérapeutiques. *Les tendances Science alimentaire. Technologie*. 2018, 82, 60-70. [\[Référence croisée\]](#)

Avis de non-responsabilité/Note de l'éditeur : Les déclarations, opinions et données contenues dans toutes les publications sont uniquement celles du ou des auteurs et contributeurs individuels et non de MDPI et/ou du ou des éditeurs. MDPI et/ou le(s) éditeur(s) déclinent toute responsabilité pour tout préjudice corporel ou matériel résultant des idées, méthodes, instructions ou produits mentionnés dans le contenu.