



Artikel

Bewertung der Feststofffermentationsbedingungen aus Ananasschalenabfällen zur Freisetzung bioaktiver Verbindungen durch *Aspergillus niger* spp.

A. Danitza Casas-Rodríguez¹ , Juan A. Ascacio-Valdés¹ , Miriam Desirée Dávila-Medina¹ , Miguel A. Medina-Morales² , Liliana Londoño-Hernández³ und Leonardo Sepúlveda^{1,*}

¹ Abteilung für Lebensmittelforschung, Fakultät für Chemie, Autonome Universität Coahuila, Saltillo 25280, Mexiko; danitza.casas@uadec.edu.mx (ADC-R.); alberto_ascaciovaldes@uadec.edu.mx (JAA-V.); desiredavila@uadec.edu.mx (MDD-M.)

² Labor für Umweltbiotechnologie, Abteilung für Biotechnologie, Fakultät für Chemie, Autonome Universität Coahuila, Saltillo 25280, Mexiko; miguel.medina@uadec.edu.mx

³ Grundlagenwissenschaften, Technologie und Ingenieurwissenschaften, Universidad Nacional Abierta ya Distancia, Palmira 763531, Kolumbien; liliana.londono@unad.edu.co

* Korrespondenz: leonardo_sepulveda@uadec.edu.mx

Zusammenfassung: Derzeit können agroindustrielle Abfälle zur Gewinnung bioaktiver Verbindungen genutzt werden. Die Feststofffermentation ist eine Alternative zur Aufwertung dieser Abfälle und zur Freisetzung

bioaktive Verbindungen, die für verschiedene Industriezweige von Interesse sein könnten. Ziel dieser Studie war es, die Bedingungen der Feststofffermentation unter Verwendung von Ananasschalenabfällen als Substrat mit *Aspergillus niger* spp. zu bewerten, um mithilfe eines Plackett-Burman-Explorationsdesigns bioaktive Verbindungen freizusetzen. Die Bedingungen für Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Inokulum, NaNO₃, MgSO₄, KCl und KH₂PO₄ im Fermentationsprozess wurden bewertet. Die antioxidative Kapazität wurde bestimmt und die Hauptverbindungen der Fermentationsextrakte wurden identifiziert. Die Ergebnisse zeigten, dass der Stamm *Aspergillus niger* HT3 eine Freisetzung von hydrolysierbarem Tannin von 10,00 mg/g erreichte, während *Aspergillus niger* Aa20 eine Freisetzung von kondensiertem Tannin von 82,59 mg/g erreichte. KH₂PO₄ beeinflusst die Freisetzung von kondensierten Tanninen bei *A. niger* Aa20, und MgSO₄ beeinflusst die Freisetzung von hydrolysierbaren Tanninen bei *A. niger* HT3. Darüber hinaus wurde für die DPPH-, ABTS- und FRAP-Technik eine positive antioxidative Aktivität nachgewiesen. Die Hauptverbindungen in der fermentierten Ananasschale waren unter anderem 3-Feruloylchinasäure, Kaffeesäure, Lariciresinol und 3-Hydroxyphloretin - 2'-O-Xylosyl-Glucosid. Der Feststofffermentationsprozess ist eine biotechnologische Alternative zur Freisetzung bioaktiver Verbindungen.

Schlüsselwörter: kondensierte Tannine; hydrolysierbare Tannine; Antioxidans; Plackett-Burman; DPPH; FRAP



Zitat: Casas-Rodríguez, AD; Ascacio-Valdés, JA; Dávila-Medina, Medina-Morales, MA; Londoño-Hernández, L.; Sepúlveda, L. Bewertung von Festkörper Fermentationsbedingungen von Ananasschalenabfälle zur Freisetzung bioaktiver Verbindungen durch *Aspergillus niger* spp. *Appl. Microbiol.* **2024**, *4*, 934–947. <https://doi.org/10.3390/applmicrobiol4020063>

Wissenschaftlicher Redakteur: Nikolaos

Kopsahelis

Erhalten: 15. März 2024

Überarbeitet: 4. Juni 2024

Akzeptiert: 5. Juni 2024

Veröffentlicht: 8. Juni 2024



Copyright: © 2024 bei den Autoren.

Lizenznehmer MDPI, Basel, Schweiz.

Dieser Artikel ist ein Open Access-Artikel vertrieben unter den Bedingungen und

Bedingungen der Creative Commons

Namensnennungslizenz (CC BY)

(<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

1. Einleitung

Derzeit stoßen bioaktive Verbindungen aufgrund ihres großen Nutzens für die menschliche Gesundheit und ihrer Anwendung in der Lebensmittel-, Pharma- und Kosmetikindustrie, um nur einige zu nennen, auf großes Interesse. Diese Verbindungen werden Tannine genannt; sie sind sekundäre Metaboliten, die in Pflanzen und Früchten vorkommen [1]. Tannine wurden in mehrere Gruppen eingeteilt; darunter gibt es kondensierte Tannine, die Oligomere oder Polymere von Flavan-3-olen und Flavan-3,4-dien sind [2]. Innerhalb dieser Gruppen gibt es auch Proanthocyanidine, und zu den häufigsten gehören Epicatechin, Galocatechin, Catechin und Epigallocatechin.

Darüber hinaus werden hydrolysierbare Tannine in zwei große Gruppen unterteilt: Gallotannine, die Ester der Gallussäure sind, und Ellagitannine, die Ester der Ellagsäure sind [3,4].

Tannine sind aufgrund ihrer biologischen Aktivitäten wie ihrer antioxidativen, antimikrobiellen, entzündungshemmenden, chemotherapeutischen, antitumoralen und anderen Aktivitäten von großem Interesse. Sie können auch in Medikamenten, Lebensmitteln, Nahrungsergänzungsmitteln, dermatologischen Produkten und Kosmetika eingesetzt werden [3,5]. Bioaktive Verbindungen wurden in Abfallschalenfrüchten gefunden

wie Traube, Orange, Granatapfel und Rambutan. Laut der Ernährungs- und Landwirtschaftsorganisation (FAO) betrug die weltweite Ananasproduktion im Jahr 2022 29.361.138 Tonnen [6]. Zu den Produktionsländern zählen Costa Rica, die Philippinen, Brasilien, Thailand und Indien. Ananasabfälle können je nach Sorte zwischen 60 und 80 % variieren und bestehen aus Krone, Schale, Blättern, Kerngehäuse und Stielen [7]. Aus diesem Grund werden Alternativen für die Verwendung dieser Abfallart gesucht. Zu den möglichen Verwendungen zählen unter anderem die Herstellung von Textilien, Papier und Tierfutter [8], die Produktion von Bioethanol [9], die Herstellung von Recyclingverpackungen [10] und die Herstellung natürlicher Pigmente [11].

Es hat sich jedoch gezeigt, dass Ananasschalenabfälle auch eine potenzielle Quelle für die Gewinnung von Tanninen sind [12]. Diese Abfälle sind reich an Mineralien (unter anderem Magnesium, Kalium, Zink und Natrium), verschiedenen Vitaminen wie A, C, K und E [13] und aromatischen Verbindungen wie Limonen, Ethylhexanoat, Butylacetat, 1-Butanol und Furfural [14]. Zur Gewinnung dieser Art von Verbindungen wurden verschiedene konventionelle und neue Technologien eingesetzt, darunter Soxhlet-unterstützte Extraktion, Flüssig-Flüssig-Extraktion, Dampfextraktion, Infusion, Ultraschallextraktion [15], Autohydrolyse [16], Mikrowellen und überkritische Fluidextraktion [17].

Derzeit wird nach neuen umweltfreundlichen Alternativen zur Gewinnung von Tanninen gesucht. Die Feststofffermentation ist ein Bioprozess, der bei niedrigem Wasserstand stattfindet. Dabei wurde hauptsächlich über die Verwendung von Hefen und filamentösen Pilzen berichtet [18]. Es ist sehr wichtig, die Faktoren zu untersuchen, die den Feststofffermentationsprozess beeinflussen, wie unter anderem Temperatur, Feuchtigkeit und pH-Wert [19].

Das Ziel dieser Arbeit bestand darin, die Bedingungen des Feststofffermentationsprozesses unter Verwendung von *Aspergillus niger* spp. zur Freisetzung von Polyphenolverbindungen aus Ananasschalenabfällen zu bewerten und die wichtigsten Verbindungen mit antioxidativer Aktivität zu identifizieren.

2. Materialien und Methoden

2.1. Beschaffung von Ananasschalenabfällen und

Reagenzien Ananasschalenabfälle wurden auf einem lokalen Markt im Zentrum der Stadt Saltillo, Coahuila, gesammelt. Die Abfälle wurden in kleine Stücke geschnitten, gewaschen, in Behälter gefüllt und 72 Stunden lang bei 60 °C in einem Ofen (Luzeren®, Modell WGL-65B, Shanghai, China) getrocknet. Nach dem Trocknen wurden sie in einem Mixer gemahlen, wodurch schließlich ein Pulver entstand.

Gallussäure (CAS 149-91-7), Catechin (CAS 18829-70-4), Trolox (CAS 53188-07-1), DPPH (CAS 1898-66-4), ABTS (CAS 30931-67-0) und TPTZ (CAS 3682-36-7) stammten von Sigma-Aldrich® (St. Louis, MI, USA). Phenol (CAS 108-95-2), Natriumnitrat (CAS 7631-99-4), Kaliumchlorid (CAS 7447-40-7), Magnesiumsulfat (CAS 10034-99-8), Natriumacetat (CAS 127-09-3), Kaliumpersulfat (7727-21-1) und Eisensulfat (CAS 7782-63-7) stammten von FAGA®Lab. Schwefelsäure (CAS 7664-93-9), Salzsäure (CAS 7647-01-0), Monokaliumphosphat (CAS 7778-77-0) von Analytyka®. Ethanol (CAS 64-17-5), Natriumcarbonat (CAS 497-19-8), Isobutanol (CAS 78-83-1), Methanol (CAS 67-56-1) und Dextrose (50-99-7) stammten von Jalmek® (Nuevo Leon, Mexiko). Essigsäure (CAS 64-19-7) stammte von Macron Fine Chemicals™. Kartoffel-Dextrose-Agar stammte von BD Bioxon™ (Kowale, Polen). Folin-Reagenz stammte von Godel BellMR Reagents. Destilliertes Wasser wurde von der Fakultät für Chemiewissenschaften der Autonomen Universität Coahuila bereitgestellt.

2.2. Physikalisch-chemische Eigenschaften von

Ananasschalenabfällen Zur Charakterisierung des Substratträgers wurden die Ananasschalenabfälle zwei Analysen unterzogen, nämlich dem Wasserabsorptionsindex (WAI) und dem kritischen Feuchtigkeitspunkt (CM). Diese Analysen wurden nach der Methodologie von Buenrostro-Figueroa et al. [20] durchgeführt. Für WAI wurden 1,5 g Trockenmasse in ein 50-ml-Zentrifugenröhrchen mit 15 ml destilliertem Wasser gegeben, 1 min bei Raumtemperatur manuell geschüttelt und dann 10 min bei 3000× g zentrifugiert (Premiere®, Modell XC-2450, Muskogee, OK, USA). Der Überstand wurde verworfen und der WAI aus dem verbleibenden Gewicht des Gels berechnet, ausgedrückt in g Gel/g Trockengewicht. Der CMP wurde durch Zugabe von 1 g Probe auf einer Thermowaage (OHAUS, Modell MB23, Greifensee, Schweiz) geschätzt.

Dabei wurde der Gewichtsverlust durch Dehydration überwacht, bis der Wendepunkt zur Parameterbestimmung erreicht war.

2.3. Nähere Analyse von Ananasschalenabfällen

Die proximate Analyse umfasste die Bestimmung des Feuchtigkeits-, Asche- und Fettgehalts entsprechend der AOAC-Methode nach Polonia-Rivera et al. [20]. Der Gesamtkohlenhydratgehalt wurde mit der Phenol-Schwefel-Methode nach Polonia-Rivera et al. [21] mit einigen Modifikationen bestimmt, wobei eine Standardkurve mit Dextrose mit einer Konzentration von 0-140 ppm durchgeführt wurde. Reduzierende Zucker wurden nach Selvanathan und Masngut [22] bestimmt. Der Proteingehalt wurde mit der spektrophotometrischen Lowry-Methode gemäß der von Redmile-Gordon et al. [23] beschriebenen Methode ermittelt. Die Ballaststoffbestimmung erfolgte gemäß der von Púa et al. [24] beschriebenen Methode.

2.4. Bewertung von Pilzstämmen mit invasiver Kapazität auf Ananasschalenabfällen

Fünf Pilzstämmen der Abteilung für Lebensmittelforschung der Autonomen Universität Coahuila, die zuvor identifiziert und charakterisiert wurden (*Aspergillus* HT3, *Aspergillus niger* GH1 [MUM 23.16], *Aspergillus niger* Aa20, *Aspergillus* Aa120 und *Aspergillus oryzae*), wurden bewertet. Die Stämme wurden 5 Tage lang bei 30 °C auf Kartoffel-Dextrose-Agar (PDA) reaktiviert. Die invasive Wachstumskapazität des Mikroorganismus wurde mit gemahlenen Ananasschalenabfällen als Substrat bewertet. Die Wachstumskinetik wurde durchgeführt, indem 5 Tage lang alle 24 Stunden Messungen durchgeführt und die Wachstumsrate bestimmt wurde [25]. Anschließend wurden Extraktionen durch Rückgewinnung mit 15 ml Ethanol (50 %) zur anschließenden Analyse durchgeführt.

2.5. Quantifizierung von Polyphenolverbindungen

Hydrolysierbare Tannine (HTs) wurden unter Verwendung der von Zaki et al. [26] beschriebenen Folin-Ciocalteu-Methode, mit einigen Modifikationen, bestimmt. Ein Aliquot von 20 µl Fermentationsextrakt (die Proben wurden 1:100 verdünnt) wurde in eine Mikrotiterplatte gegeben, dann wurden 20 µl Folin-Ciocalteu-Reagenz hinzugefügt und 5 min stehengelassen, dann wurden 20 µl Natriumcarbonat (0,01 M) hinzugefügt und 5 min stehengelassen und schließlich in 125 µl destilliertem Wasser verdünnt und bei 750 nm in einem Mikroplattenlesegerät (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA) abgelesen. Die Werte wurden unter Verwendung einer Gallussäure-Kalibrierungskurve (0–200 ppm) berechnet. Der Gehalt an hydrolysierbarem Tannin wurde in mg/g Ananasschalengewicht angegeben. Kondensierte Tannine (CTs) wurden entsprechend der von Palacios et al. [27] beschriebenen Methode, mit einigen Modifikationen, bestimmt. Das HCl-Isobutanol wurde durch Auflösen von 70 mg FeSO₄·7H₂O in 10 ml 36%iger HCl hergestellt und die Lösung mit Isobutanol auf 200 ml aufgefüllt. Aliquots von 333 µl des Extrakts wurden zu 2 ml HCl-Isobutanol-Reagenz in einem Glasröhrchen mit Schraubverschluss bei 100 °C 1 h lang gegeben. Nach dem Abkühlen auf Raumtemperatur wurden 180 µl in Mikroplattenvertiefungen pipettiert und bei 460 nm in einem Mikroplattenlesegerät (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA) abgelesen. Die Werte wurden anhand einer Catechin-Kalibrierungskurve (0 – 1500 ppm) berechnet. Der CT-Gehalt wurde in mg/g Ananasschalengewicht ausgedrückt.

2.6. Bewertung der Bedingungen für die Feststofffermentation (SSF) unter Verwendung von Ananasschalenabfällen zur Freisetzung bioaktiver Verbindungen

Zur Bewertung der SSF-Bedingungen wurde ein exploratives Plackett-Burman-Design für die Freisetzung von Polyphenolen verwendet. Das Design verwendete zwei Ebenen (+1, -1): 7 Faktoren, nämlich Temperatur, Feuchtigkeit, Inokulum, NaNO₃, MgSO₄, KCl und KH₂PO₄, und 8 Behandlungen, die dreifach durchgeführt wurden; die Faktoren und Behandlungen sind in Tabelle 1 aufgeführt. Die Antwortvariable war die Menge an HT und CT; ihre Quantifizierung erfolgte gemäß den Methoden in Abschnitt 2.5. Die Extrakte wurden durch Zugabe von 15 ml einer Ethanol-Wasser-Mischung (50 % v/v) wiederhergestellt und dann gefiltert und für weitere Analysen aufbewahrt.

Tabelle 1. Kondensierte Matrix der Plackett-Burman-Designbehandlungen und Faktorniveaus für Polyphenol freigegeben.

Behandlungen	Temperatur (°C)	Feuchtigkeit (%)	Inokulum (Sporen/g)	NaNO3	MgSO4	KCl	KH2PO4
1	ȳ1	ȳ1	ȳ1	1	1	1	ȳ1
2	1	ȳ1	ȳ1	ȳ1	ȳ1	1	1
3	ȳ1	1	ȳ1	ȳ1	1	ȳ1	1
4	1	1	ȳ1	1	ȳ1	ȳ1	ȳ1
5	ȳ1	ȳ1	1	1	ȳ1	ȳ1	1
6	1	ȳ1	1	ȳ1	1	ȳ1	ȳ1
7	ȳ1	1	1	ȳ1	ȳ1	1	ȳ1
8	1	1	1	1	1	1	1

Faktoren		Ebenen	
		+1	ȳ1
Temperatur (ȳC)		30	25
Feuchtigkeit (%)		80	70
Inokulum (Sporen/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 des Polyphenolgehalts der Fermentationsextrakte mittels RP-HPLC-ESI-MS

Zur Ermittlung des Polyphenolgehalts der Fermentationsextrakte wurden mit einer 0,45 µm Nylonmembran gefiltert ; dann wurden 1,5 mL entnommen und in ein Fläschchen gegeben für Chromatographie. Die Identifizierung erfolgte nach der Methode, die in von Diaz-Herrera et al. [28]. Die Analysen mittels Reverse Phase–High Performance Liquid Die Chromatographie wurde auf einem Varian HPLC-System mit Autosampler durchgeführt. (Varian ProStar 410, Palo Alto, CA, USA), eine ternäre Pumpe (Varian ProStar 230I, USA), und einem PDA-Detektor (Varian ProStar 330, USA). Ein Flüssigchromatograph mit Ionenfalle Spektrometer (Varian 500-MS IT Mass Spectrometer, USA) ausgestattet mit einem Elektrospray Es wurde auch eine Ionenquelle verwendet.

2.8. Bestimmung der antioxidativen Kapazität

Der DPPH-Test wurde nach der von Sepúlveda beschriebenen Methode durchgeführt. et al. [16], mit einigen Modifikationen. Das DPPH-Radikal wurde bei einer Konzentration hergestellt von 60 µM in methanolischer Lösung. Dann wurden 193 µL DPPH-Methanol-Lösung und 7 µL Fermentationsextrakte wurden gemischt und in eine Mikrotiterplatte gegeben. Methanol wurde als Blindprobe verwendet. und DPPH-Methanol-Lösung wurde als Kontrollabsorption verwendet. Eine Standardlösung von Trolox wurde von 0 bis 200 ppm hergestellt. Die Proben wurden bei 540 nm in einem Mikroplattenlesegerät abgelesen (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). Die Radikalfängeraktivität wurde berechnet gemäß Gleichung (1):

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

(1)

wobei Ac die Kontrollabsorption und Am die Absorption der Probe ist.

Die ABTS-Untersuchung wurde nach der Methode von Sepulveda et al. [15] durchgeführt, wobei einige Modifikationen. Eine ABTS-Lösung (7 mM) wurde hergestellt und mit einer Lösung gemischt von K2S2O8 (2,45 mM). Es wurde 12 h bei Raumtemperatur im Dunkeln stengelassen. Ein Aliquot von 193 µL ABTS-Lösung und 7 µL Fermentationsextrakt wurden gemischt und in einer Mikroplatte. Ethanol wurde als Leerwert und ABTS-Ethanol als Kontrollwert verwendet. Absorption. Eine Trolox-Standardlösung wurde in einem Bereich von 0 bis 200 ppm hergestellt. Die Proben wurden bei 750 nm in einem Mikroplattenlesegerät (Thermo Scientific, Waltham, MA, Die Ergebnisse wurden gemäß Gleichung (1) ausgedrückt.

Der FRAP-Test wurde gemäß Mala et al. [29] mit einigen Modifikationen durchgeführt. Das FRAP-Reagenz wurde täglich durch Mischen von Acetatpuffer hergestellt und bei 37 °C gehalten. Der FRAP-Test wurde gemäß Mala et al. [29] mit einigen Modifikationen durchgeführt.

(0,3 M, pH 3,6) mit einer 10 mM-Lösung von TPTZ in 40 mM HCl und einer 20 mM-Lösung von FRAP-Reagenz wurde täglich hergestellt und bei 37 °C gehalten, durch Mischen von Acetatpuffer (0,3 M, pH 3,6) mit einer 10 mM-Lösung von TPTZ in 40 mM HCl und einer 20 mM-Lösung von FRAP-Reagenz in einem Verhältnis von 1:1:1. Ein Aliquot von 24 µL der Probe wurde mit 180 µL einer 10 mM TPTZ-Lösung (pH 3,6) in 40 mM HCl und einer 20 mM FeCl₃·6H₂O-Lösung gemischt.

Verhältnis 10:1:1. Ein aliquot von 24 μ L der Probe wurde mit 180 μ L FRAP-Reagenz gemischt, im Dunkeln bei Raumtemperatur inkubiert. Ein Ersatz im Verhältnis 10:1:1 wurde ebenfalls hergestellt. Eine Standardlösung von Trolox wurde in einem Bereich von 0 bis 500 μ M hergestellt. Die Proben wurden abgelesen und 30 Minuten lang bei Raumtemperatur im Dunkeln inkubiert. Eine Standardlösung

bei 595 nm in einem Mikroplattenlesegerät (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). Die Polyphe- von Trolox wurde bei 595 nm abgelesen. Der Polypheolgehalt wurde gemäß der Methodik in Abschnitt 2.7 der Behandlungen in einem Mikroplattenlesegerät

Aktivität bester antioxidativer Methodik von Abschnitt 2.7 analysiert, von den Behandlungen mit der besten antioxidative Aktivität.

3. Ergebnisse

3. Ergebnisse

3.1. Physikalisch-chemische Charakterisierung von Ananasschalen

3.1. Physikalisch-chemische Charakterisierung von Ananasschalen

Um den SSF-Prozess durchführen zu können, ist es notwendig, bestimmte Parameter zu kennen, wie z. B. Um den SSF-Prozess durchführen zu können, ist es notwendig, bestimmte Parameter zu kennen, wie z. B. Um den SSF-Prozess durchführen zu können, ist es notwendig, bestimmte Parameter zu kennen, wie z. B. Um den SSF-Prozess durchführen zu können, ist es notwendig, bestimmte Parameter zu kennen, wie z. B.

wie der Wasserabsorptionsindex (WAI), also die Wassermenge, die von der Unterlage aufgenommen wird, wie der Wasserabsorptionsindex (WAI), also die Wassermenge, die von der Unterlage aufgenommen wird, port 130, und der kritische Feuchtigkeitspunkt (CWP), d.h. das an den Träger gebundene Wasser, der

Träger [30], und der kritische Feuchtigkeitspunkt (CMP), d.h. das an den Träger gebundene Wasser, [31]. In der vorliegenden Studie wurden für Ananasschalen Werte von $5,42 \pm 0,47$ g Gel/g Trockenschale ermittelt [31]. In der vorliegenden Studie wurden für Ananasschalen Werte von $5,42 \pm 0,47$ g Gel/g Trockenschale ermittelt.

31) In der vorliegenden Studie wurden die Analyseschichtenwerte von 5,42 $\pm$ 0,47 g/Gelb-Trockenschale ermittelt und 4,60 $\pm$ 1,03 % von WAI und CMP. Die Ergebnisse der proximalen Analyse von Peeling und 4,60 $\pm$ 1,03 % von WAI und CMP. Die Ergebnisse der proximalen Analyse

Ananasschale hat eine Feuchtigkeitsgehalt von $8,90 \pm 0,86$, Asche von $1,62 \pm 0,99$, Fett von $3,78 \pm 0,46$.
 Ananasschale hat eine Feuchtigkeitsgehalt von $8,90 \pm 0,86$, Asche von $1,62 \pm 0,99$, Fett von $3,78 \pm 0,46$ %,
 Es wurden ein Proteingehalt von $6,63 \pm 0,45$ und ein Fasergehalt von $20,90 \pm 1,53$ erhalten. Es

wurden ein Gesamtzuckerproteingehalt von $6,63 \pm 0,45$ % und ein Fasergehalt von $20,90 \pm 1,53$ % erhalten. Die reduzierende Zucker erreichte einen Wert von $39,63 \pm 6,04$ % und reduzierende Zucker erreichte Werte von $34,88 \pm 1,26$ %.

3.2. Bewertung von Pilzstämmen mit invasivem Wachstumspotenzial 3.2.

Für die radiale Wachstumsbewertung wurden sechs Aspergillus-Stämme verwendet (A. niger HT3, niger Aa210 und A. niger Aa20, Lat. Niger CH1 und A. oryzae). Laut Abbildung 1 ist es A. niger Aa210, A. niger Aa20, A.

Es wurde festgestellt, dass es keinen signifikanten Unterschied zwischen den *Asparagus*-Stämmen gibt. Es wurde

Bei der Bestimmung der Wachstumsgeschwindigkeit eines Kriechrisses a_{cr} (mm/a) und $a_{cr,1973-77}$ (mm/a) anastehen bei Berechnung von Q_{1978} und Q_{1979} die Werte $Q_{1978} = 0,039$ mm/a und $Q_{1979} = 0,038$ mm/a, die nicht verdient werden, da keine Selbstheilung ein

Wachstumsrate erzielt, was ein Ergebnis von 0,036 ergab. Im Vergleich zu den anderen wurde eine geringere

monit. 0,033 mm/h und 0,033 mm/h, bei den Stämmen von A. niger Aa210, A. niger GH1 und 0,036 mm/h, 0,033 mm/h

~~Genus~~ *Oryza*: *Oryza*.

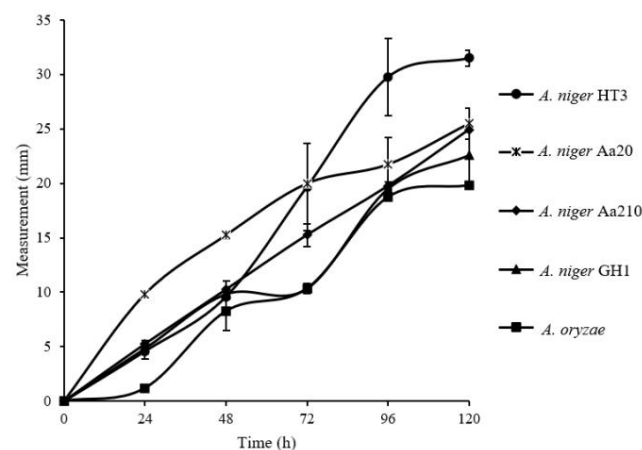


Abbildung 1. Radiales Wachstum zur Bewertung von Pilzstämmen mit invasiver Kapazität auf Ananas Schalenabfälle.

3.3. Quantifizierung von Tanninen anhand der Fermentationskinetik

Die Stämme *A. niger* Aa20 und *A. niger* HT3 wurden zur Quantifizierung von HT verwendet.

und CT. Abbildung 2A zeigt die Quantifizierung von HT mit *A. niger* Aa20 und *A. niger* HT3.

Der Stamm von *A. niger* Aa20 setzte nach 48 Stunden 6,02 mg/g HT frei. *A. niger* HT3 hingegen,

gaben nach 72 Stunden 10,00 mg/g HT frei. Nach diesen Ergebnissen war *A. niger* HT3 der

Stamm, der die Freisetzung von HT begünstigte. Abbildung 2B zeigt die Quantifizierung von CT mit *A. niger*

Aa20 und A. niger HT3. Der Stamm von A. niger Aa20 setzte nach 48 Stunden 82.59 mg/g CT frei.

A. niger Aa20 und *A. niger* HT3. Die CT-Abbildung 2A zeigt die Quantifizierung von HT mit *A. niger* Aa20 und *A. niger* HT3. Der Stamm von *A. niger* Aa20 setzte nach 48 Stunden 6,02 mg/g HT frei, *A. niger* HT3, der Stamm von *A. niger* Aa20, setzte nach 48 Stunden jedoch 6,02 mg/g HT frei. *A. niger* HT3 setzte nach 72 Stunden 10,00 mg/g HT frei. Diesen Ergebnissen zufolge war *A. niger* HT3 der Stamm, der nach 72 Stunden 10,00 mg/g HT freisetzt. Diesen Ergebnissen zufolge war *A. niger* HT3 der Stamm, der die Freisetzung von HT begünstigte. Abbildung 2B zeigt die Quantifizierung von CT mit *A. niger* Aa20, der die Freisetzung von HT begünstigte. Abbildung 2B zeigt die Quantifizierung von CT mit *A. niger* Aa20 und *A. niger* HT3. Der Stamm von *A. niger* Aa20 setzte nach 48 Stunden 82,59 mg/g CT frei. Auf der anderen Seite setzte *A. niger* HT3 nach 72 Stunden 78,71 mg/g CT frei. Beide Stämme begünstigten die Freisetzung von CT; jedoch war der Stamm von *A. niger* Aa20 derjenige mit der höchsten Freisetzung von CT. Andererseits setzte *A. niger* HT3 nach 72 Stunden 78,71 mg/g CT frei. Beide Stämme begünstigten die Freisetzung von CT; jedoch war der Stamm von *A. niger* Aa20 derjenige mit der höchsten Freisetzung von CT. Andererseits setzte *A. niger* HT3 nach 72 Stunden 78,71 mg/g CT frei. Beide Stämme begünstigten die Freisetzung von CT.

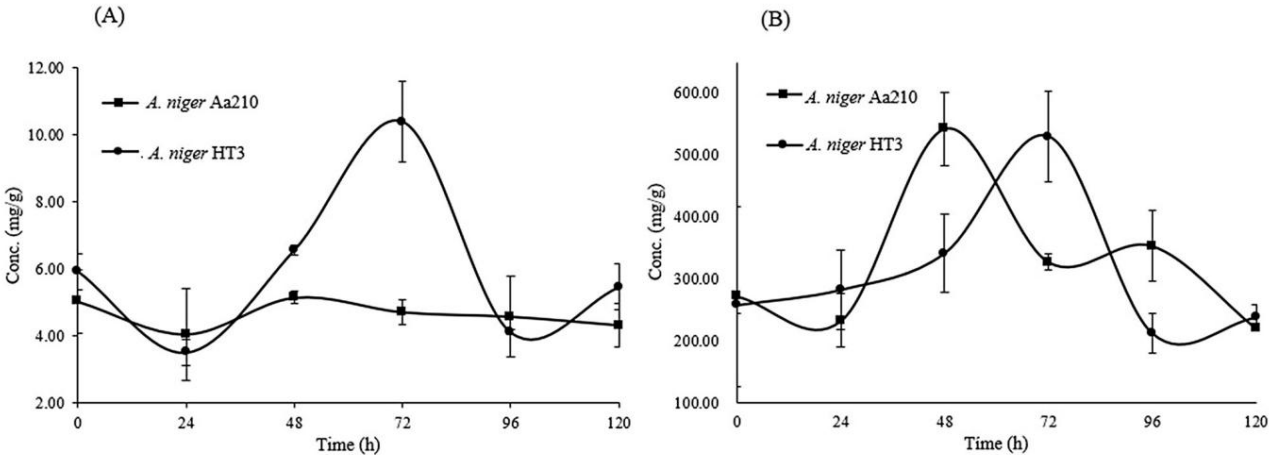


Abbildung 2. Kinetik der Quantifizierung von (A) HT und (B) CT von *A. niger* Aa20 und *A. niger* HT3.

3.4. Bewertung der SSF-Bedingungen für die Freigabe von HT und CT

Abbildung 3A zeigt die Behandlungen, die für die Freisetzung von HT verwendet wurden; für *A. niger* HT3 wurde eine Fermentationszeit von 72 Stunden verwendet. Die Bedingungen der Behandlung 6 waren eine Fermentationszeit von 72 Stunden. Behandlung 6 hatte die höchste Freisetzung von HT mit einer Konzentration von $17,46 \pm 2,35$ mg/g der trockenen Probe der Ananasschale. Die Bedingungen der Behandlung 6 waren eine Temperatur von 30°C , 70 % Luftfeuchtigkeit, ein Inokulum von 1×10^7 und eine Konzentration von Salzen von NaNO_3 (7,63 g/L), MgSO_4 (3,04 g/L), KCl (1,52 g/L) und KH_2PO_4 (3,04 g/L). Im Vergleich zur nicht fermentierten Probe (SWF) begünstigt die Fermentation die Freisetzung von Polyphenolverbindungen um das bis zu 2,1-fache. Abbildung 3B zeigt die Behandlungen, die für die Freisetzung von CT verwendet wurden; für *A. niger* Aa20 wurde eine Fermentationszeit von 48 Stunden verwendet. Die Bedingungen der Behandlung 4 waren eine Temperatur von 30°C , 80 % Luftfeuchtigkeit, ein Inokulum von 1×10^6 und eine Konzentration der Salze NaNO_3 (15,6 g/L), MgSO_4 (1,52 g/L), KCl (1,52 g/L) und KH_2PO_4 (3,04 g/L). Im Vergleich zur nicht fermentierten Probe (SWF) begünstigt die Fermentation die Freisetzung von Polyphenolverbindungen um das bis zu 2,1-fache.

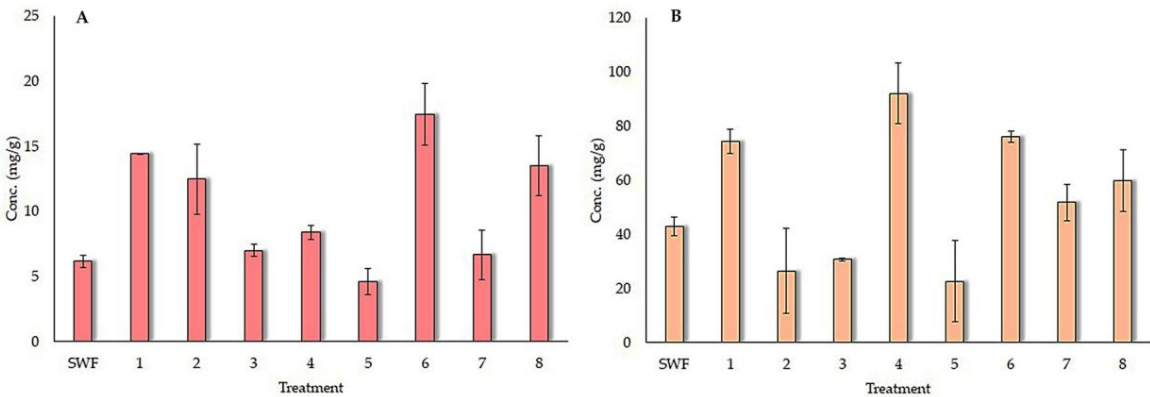


Abbildung 3. Konzentration der im Fermentationsprozess gefundenen Polyphenole: (A) HT-Konzentrationen von *A. niger* HT3-Behandlungen; und (B) CT-Konzentrationen von *A. niger* Aa20-Behandlungen.

Abbildung 4A zeigt die standardisierte Wirkung von Faktoren, die die HT-Freisetzung bei *A. niger* beeinflussen. HT3-Belastung. MgSO_4 beeinflusst direkt die Freisetzung von HT. Der Rest der Faktoren, die nicht über der gepunkteten Linie haben keinen Einfluss auf die Freisetzung von HT. Abbildung 4B zeigt die standardisierte Einfluss von Faktoren, die die CT-Freisetzung beim *A. niger* Aa20-Stamm beeinflussen. KH_2PO_4 beeinflusst direkt

die Freigabe von CT. Die übrigen Faktoren, die die gepunktete Linie nicht überschreiten, haben keinen Einfluss auf die Veröffentlichung von CT.

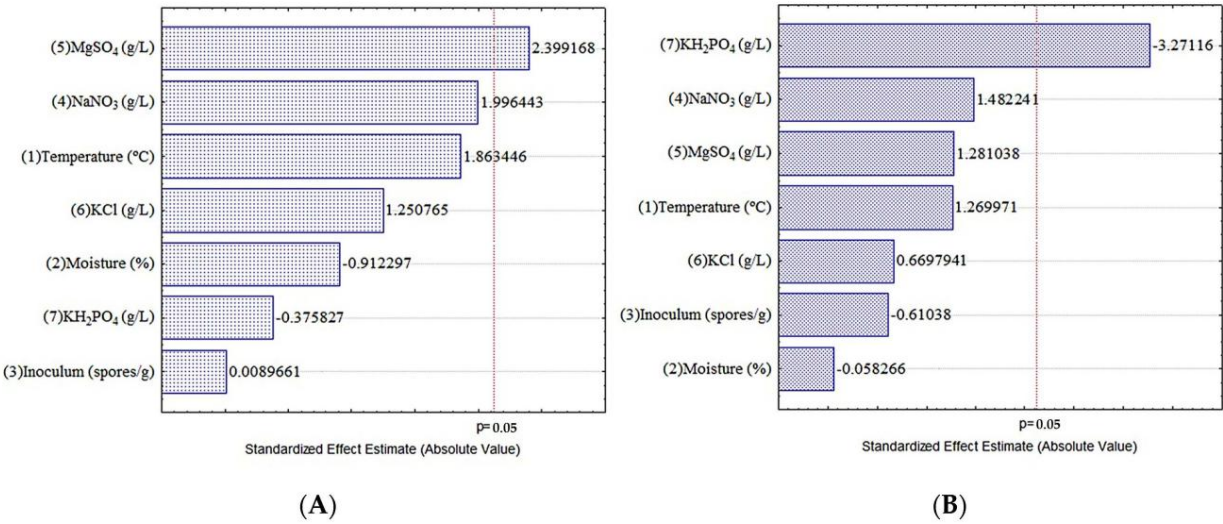


Abbildung 4. Pareto-Diagramm der Variablen, die den Fermentationsprozess beeinflussen: **(A)** HT für A. niger HT3; und **(B)** CT für A. niger Aa20.

3.5. Identifizierung von HT und CT durch HPLC-MS

Der Polyphenolgehalt (Tabelle 2) der unfermentierten Probe und der SSF-Extrakte von Ananasschalen mit A. niger Aa20 (Behandlung 4) und A. niger HT3 (Behandlung 6) wurden mittels HPLC-MS bestimmt. In der unfermentierten Probe wurden 10 Verbindungen aus den Familien Hydroxyzimtsäuren, Methoxyflavonole, Stilbene, Hydroxybenzoesäuren, Flavone und Isoflavone wurden identifiziert. In Behandlung 4 mit A. niger Aa20 wurden fünf Verbindungen aus zu den Familien der Curcuminoiden, Hydroxyzimtsäuren, Lignane, Methoxyzimtsäuren, und Flavonole wurden identifiziert. In Behandlung 6 mit A. niger HT3 wurden 10 Verbindungen aus zu den Familien der Lignane, Hydroxyzimtsäuren, Methoxyflavonole, Catechine, Flavanone, Es wurden Methoxyzimtsäuren, Hydroxybenzoesäuren und Anthocyane identifiziert.

Tabelle 2. Polyphenole, die in Behandlung 6 mit A. niger HT3 und Behandlung 4 mit A. niger Aa20.

Unfermentierte Probe				
NEIN.	Molekulargewicht	Chemische Formel	Molekül	Familie
1	341,0	C15H18O9	Kaffeesäure-4-O-Glucosid	Hydroxyzimtsäuren
2	314,9	C16H12O7	Rhamnetin	Methoxyflavonole
3	389,0	C20H22O8	Resveratrol-3-O-Glucosid	Stilbene
4	322,9		Gallussäure-3-O-Gallat	Hydroxybenzoesäuren
5	252,9	C15H10O4	7,4'-Dihydroxyflavon	Flavone
6	352,8	C16H18O9	1-Caffeoylchinasäure	Hydroxyzimtsäuren
7	370,8	C20H20O7	Sinensetin	Methoxyflavone
8	336,8	C16H18O8	3-p-Cumaroylchinasäure	Hydroxyzimtsäuren
9	622,8	C28H32O16	Isorhamnetin-3-O-Glucosid	Methoxyflavonole
10	414,9	C21H20O9	Daidzin	Isoflavone

Behandlung 4 des A. niger Aa20-Stamms					
NEIN.	Chemische Formel		Molekül		Familie
1	Molekulargewicht 368,8	C21H20O6	Behandlung 4 des A. niger Aa20-Stamms		Curcuminoid
NEIN.	352,9	C16H18O9	Chemische Formel	1-Caffeoylchinasäure-Lariciresinol	Hydroxyzimtsäuren
2	368,8	C20H24O6		Curcumin	Curcumin
3	352,9	C17H20O9	2-O-Caffeoylchinasäure-1-Caffeoylchinasäure-C16H18O9		Methoxyzimsäuren
4	380,5	C17H20O6	Quercetin-Nr. Molekulargewicht		Flavonole
5	300,8	C15H10O7	Behandlung 6 des A. niger HT3		Methoxyzimsäuren
5	380,5		Chemische Formel		Flavonole
5	300,8		Behandlung 6 des A. niger HT3-Stamms		Flavonole
Familie					
1	358,6	C20H24O6	Lariciresinol-Chemische Formel	Molekül C16H18O9	Lignane
2	352,9		1-Caffeoylchinasäure C20H24O6 C16H12O5 C16H18O9		Familie
3	283,9	C15H14O7	C16H12O5 C15H12O4 C15H14O7		Hydroxyzimtsäuren
4	283,9		Lariciresinol		Lignane
5	306,8		Methylgalangin		Methoxyflavonole
6	256,7		1-Caffeoylchinasäure		Hydroxyzimtsäuren
7	311,9		(+)-Gallocatechin		Catechine
8	311,9		Methylgalangin		Methoxyflavonole
9	256,7		Pinocembrin		Flavanone
10	311,9		(+)-Gallocatechin		Catechine
11	256,7	C13H12O9	Caffeoylweinsäure		Hydroxyzimtsäuren
12	311,9	C39H58O13	Schottenolferulat		Hydroxyzimtsäuren
13	588,9	C39H58O4	Schottenolferulat		Methoxyzimsäuren
14	600,9	C7H6O5	Gallensäure		Hydroxybenzoesäuren
15	289,0	C15H14O6	(+)-Catechin		Catechine
16	289,0	C15H11O6	Cyanidin		Anthocyane

3.6. Antioxidative Aktivität der Fermentationsextrakte 3.6. Antioxidative Aktivität der Fermentationsextrakte

Abbildung 5 zeigt die Behandlungen der einzelnen Stämme im Vergleich mit der unfermentierten Probe für DPPH-Aktivität. Behandlung 6, die A. niger HT3 entspricht, unfermentierte Probe für DPPH-Aktivität. Behandlung 6, die A. niger HT3 entspricht, wurde ein höherer Prozentsatz an Hemmung erzielt, der bis zu 60,28 % ± 1,74 erreichte. Dieses Ergebnis im Vergleich zur unfermentierten Probe stellt eine bis zu 1,5-fache Verbesserung des DPPH dar.

Aktivität, Behandlung 6, die A. niger Aa20 entspricht, erhielt einen höheren Prozentsatz an Aktivität. Behandlung 6, die A. niger Aa20 entspricht, erhielt einen höheren Prozentsatz an Hemmung, die bis zu 57,87 ± 0,46 % erreichte. Dieses Ergebnis im Vergleich zur unfermentierten Probe stellt eine bis zu 1,5-fache Verbesserung der DPPH-Aktivität dar. stellt

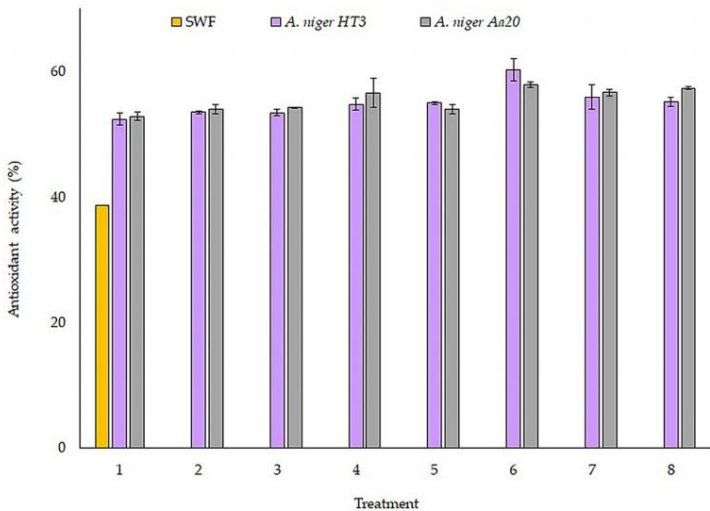


Abbildung 5. Antioxidative Aktivität von A. niger HT3 und A. niger Aa20 im Vergleich zur unfermentierten Probe für DPPH.

Abbildung 6 zeigt die Behandlungen der einzelnen Stämme im Vergleich zu den unfermentierten Probe für ABTS-Aktivität. Behandlung 7, die A. niger HT3 entspricht, erreichte einen höheren Prozentsatz an Hemmung und erreichte bis zu 77,38 ± 6,64 %. Dieses Ergebnis im Vergleich zur unfermentierten Probe stellt eine bis zu 2,6-fache Verbesserung der ABTS dar Aktivität. Behandlung 6, die A. niger Aa20 entspricht, erzielte einen höheren Prozentsatz an

stellt eine bis zu 2,8-fache Verbesserung der ABTS-Aktivität dar. stellt eine bis zu 2,8-fache Verbesserung der ABTS-Aktivität dar.

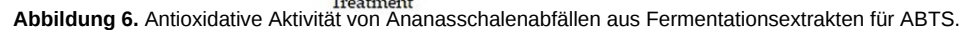
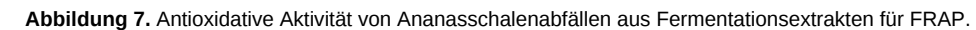


Abbildung 6. Antioxidative Aktivität von Ananassschalenabfällen aus Fermentationsextrakten für ABTS.

Die unfermentierte Probe stellt eine bis zu 1,8-fache Verbesserung der FRAP-Aktivität dar.



4. Diskussion

4. DISKUSSION

Der Feuchtigkeitsgehalt war höher als der von Selani et al. [32] berichtete (3,77%) in

Analysestreiter. Die von Morais et al. [33] berichteten Werte (0,6 %) in oiengetrockneten Schalen

waren ähnlich. Die von Huang et al. [34] (10,47–16,1 %) in Ananasschalen verschiedener Sorten berichteten Werte waren jedoch höher. Der Aschegehalt war ähnlich dem von Sánchez-Prado et al. [35] berichteten Wert von 1,5 % für Ananasschalenabfälle. Selani et al. [32] berichteten jedoch von einem höheren Aschegehalt von 2,24 % in gefriergetrocknetem Ananastrester. Die von Aparecida-Damasceno et al. [36] berichteten Werte von 4,57 % in Ananasschalenmehl waren höher. Andererseits erwähnen einige Autoren, dass diese Ergebnisse darauf zurückzuführen sind, dass es sich um unterschiedliche Ananassorten handelt und diese in unterschiedlichen Regionen der Welt angebaut werden; außerdem können sie von der Bodenart und dem Reifegrad der Frucht abhängen [37]. Der in dieser Arbeit berichtete Fettgehalt liegt innerhalb der von anderen Autoren berichteten Werte; so berichteten beispielsweise Huang et al. [34] von 2,8 % Fett in Ananasschalen – der Sorte „Cayennepfeffer“, während Zakaria et al. [38] von 1,8 % Fett in Ananasschalen berichteten.

Der Gesamtzuckergehalt liegt innerhalb des in verschiedenen Studien berichteten Bereichs. Díaz-Vela et al. [39] berichteten von Werten von 22,59 % in Ananasschalenmehl. Andererseits berichteten Huang et al. [34] von Werten von 69,5 % in Ananasschalen – der glatten Cayenne-Sorte. Die für reduzierende Zucker erzielten Ergebnisse waren niedriger als die von Huang et al. [34] berichteten 38 % in Ananasschalen – der glatten Cayenne-Sorte. In agroindustriellen Rückständen von Ananas wurden mehrere Zuckerarten gefunden. Berichten von Sepulveda et al. [16] und Polania-Rivera et al. [21] zufolge handelt es sich bei den gefundenen Zuckern hauptsächlich um Glucose, Fructose und Saccharose.

Der Proteingehalt liegt innerhalb der von verschiedenen Autoren berichteten Bereiche. Díaz-Vela et al. [39] berichteten beispielsweise von Werten von 0,32 % in Ananasschalenmehl. Selani et al. [32] berichteten von Werten von 4,71 % in Ananastrester. Der Ballaststoffgehalt liegt innerhalb der zuvor von verschiedenen Autoren berichteten Bereiche. Huang et al. [34] berichteten von Werten zwischen 7 und 8 % in Ananasschalen – der Sorte Tainung. Morais et al. [33] berichteten von Werten zwischen 14 und 16 % in Ananasschalen mit unterschiedlichen Behandlungen, während Aparecida-Damasceno [36] Werte von 4,92 % in Ananasschalenmehl berichtete.

4.2. Anpassung von *Aspergillus*-Stämmen an die Fermentationskinetik

Andrade-Damián et al. [25] erwähnten, dass sich *Aspergillus*-Stämme an komplexe Substrate wie *Curcuma longa* L. anpassen können. Buenrostro-Figueroa et al. [30] erwähnten hingegen, dass filamentöse Pilze am häufigsten in der SSF verwendet werden, da sie sich an Substrate anpassen können, die Ähnlichkeiten mit dem Medium aufweisen, in dem sie wachsen, und außerdem ein großes Potenzial für die Freisetzung bioaktiver Verbindungen haben. Eine andere Studie zeigte die Fähigkeit des Pilzes *A. niger*, Verbindungen zu entwickeln und abzubauen, die in agroindustriellen Rückständen von Ananas vorhanden sind [40].

4.3 Freisetzung von Tanninen durch Feststofffermentation

Polania-Rivera et al. [21] erwähnten, dass sie einen SSF-Prozess mit *Rhizopus oryzae* auf Ananasschale als Substrat durchführten; die erhaltenen Ergebnisse waren 83,77 mg GAE/g HT und 66,5 mg QE/g CT. Einige Autoren erwähnten, dass der niedrige Polyphenolgehalt während der Fermentation von Ananasrückständen in Kombination mit Sojabohnenmehl und *Rhizopus oligosporus* damit zusammenhängen könnte, dass die meisten Verbindungen an die innere Membran gebunden sind [41]. Eine andere Studie erwähnte, dass *Aspergillus*-Stämme unter Verwendung von SSF dabei helfen, Polyphenole freizusetzen und auf natürliche Weise Enzyme produzieren, die die Zellwand abbauen. Torres-León et al. [31] verwendeten SSF-Mangosamen mit *A. niger* GH1, wobei der Gesamtphenolgehalt um das 3,3-fache anstieg. Buenrostro-Figueroa et al. [30] hingegen verwendeten Feigenrückstände in SSF mit *A. niger* HT4 und die Ergebnisse zeigten einen Anstieg des Gesamtpolyphenolgehalts von $10,19 \pm 0,04$ mg GAE/g. In einer anderen Forschungsarbeit wurden die Gesamtphenole und Flavonoide im Fruchtfleisch von Jambolan nach SSF-Behandlung zu verschiedenen Zeitpunkten mit *Aspergillus niger* und *Aspergillus flavus* untersucht. Die Ergebnisse zeigen, dass das fermentierte Fruchtfleisch von *A. flavus* erhöhte Gesamtphenole (685,88 mg GAE/100 g) und Flavonoide (388 mg QE/100 g) aufwies [42]. Die Ergebnisse dieser Studie weisen darauf hin, dass SSF ein vielversprechender biotechnologischer Prozess zur Gewinnung bioaktiver Verbindungen ist. Ananasschalen waren ein geeignetes Substrat, um als Kohlenstoff- und Energiequelle für den filamentösen Pilz verwendet zu werden.

4.4. Bewertung der antioxidativen Aktivität in Fermentationsextrakten

Durch Autohydrolyse können Extrakte aus Ananasabfällen bei einem DPPH- und ABTS-Antioxidantientest bis zu 80 % bzw. 94 % aufweisen [16]. Polania et al. [43] verwendeten SSF von *Rhizopus oryzae* auf Ananasabfällen, und als Ergebnis wiesen die erhaltenen fermentierten Extrakte bei den DPPH- und ABTS-Antioxidantientests 61,46 bzw. 77,39 % auf. Darüber hinaus wurde Pfirsichtrester aus SSF unter Verwendung von *A. niger* und *R. oligosporus* untersucht, und die Extrakte zeigten, dass das durch den DPPH-Radikalfängertest ermittelte antioxidative Potenzial während des Pilzwachstums signifikant zunahm (>18 %). Darüber hinaus zeigten Torres-Leon et al. [31] haben eine Korrelation zwischen den durch *A. niger* GH1 aus Mangosamen aus SSF gewonnenen Polyphenolen und ihrer antioxidativen Aktivität festgestellt, die auf den Fermentationsprozess zurückgeführt wurde, der anscheinend die antioxidative Aktivität durch Verbesserung der Bioverfügbarkeit der bioaktiven Moleküle erhöht. Paz-Artega et al. [40] haben einen festen Bioprozess durch *A. niger* GH1 an Ananaskernen und -schalen ausgewertet und die Ergebnisse deuten auf eine positive Korrelation mit der Freisetzung von Polyphenolen und der antioxidativen Aktivität durch DPPH hin, indem eine Steigerung von 25 % beobachtet wurde.

Andererseits untersuchten Chiet et al. [44] den Gehalt an bioaktiven Verbindungen und die antioxidative Kapazität von Josapine-, Morris- und Sarawak-Ananas (*Ananas comosus*). Die Ergebnisse zeigten, dass die FRAP-Fängeraktivität in Josapine-Proben die höchste antioxidative Kapazität aufwies, gefolgt von Morris und Sarawak mit dem niedrigsten Wert. Brito et al. [45] gewannen Methanol- und Ethanolextrakte durch Mazeration aus Ananaskronen, wobei die Extrakte unter Verwendung der FRAP-Methode eine positive antioxidative Wirkung zeigten. Larios-Cruz et al. [46] erwähnten, dass die Aufwertung der Nebenprodukte der Grapefruit aufgrund der Freisetzung von antioxidativen Verbindungen durch den Fermentationsprozess erfolgen kann. Die Autoren stellten fest, dass der Wassergehalt einen wichtigen Einfluss auf SSF hatte; eine Erhöhung dieses Parameters förderte die Freisetzung bioaktiver Moleküle. Daher ist SSF nützlich, um eine große Anzahl bioaktiver Verbindungen freizusetzen und die antioxidative Aktivität zu verbessern; dies wurde der mikrobiellen enzymatischen Hydrolyse zugeschrieben [47].

4.5. Identifizierung von Polyphenolverbindungen mittels HPLC-MS

Laut Banerjee et al. [48] wurden in Ananasabfällen verschiedene bioaktive Verbindungen wie Phenolsäuren, Flavonoide, Catechin, Gallussäure und Ferulasäure gefunden. Andere Autoren erwähnten, dass durch die Verwendung von SSF mit *Rhizopus oryzae* auf Ananasabfällen einige Verbindungen wie Gallussäure, Chlorogensäure, Catechin, Kaffeesäure, Epicatechin, Epicatechin, Cumarsäure, Scopoletin und Quercetin identifiziert wurden [21]. Andererseits haben Paz-Artega et al. [40] identifizierte mittels SSF mit *A. niger* GH1 15 Verbindungen, z. B. Caffeoylhexosid, 5-Caffeoylchinasäure, Spinacetin-3-O-Glucosyl-(1->6)-[Apiosyl(1->2)]-Glucosid, p-Cumarsäureethylester, Banzoessäure, p-Cumaroyltyrosin, p-Cumarylalkoholhexosid, 4-Vinylphenol, p-Cumaroylglykolsäure, Feruloylaldarat, Psoralen, Kaffeesäure-4-O-Glucosid, p-Cumaroylhexosid, (+)-Gallocatechin und Gallagylhexosid.

5. Schlussfolgerungen

Die in der vorliegenden Studie erzielten Ergebnisse zeigen, dass Feststofffermentation unter Verwendung von *Aspergillus niger* spp.-Stämmen und Ananasschalen als Substrat eine stärkere Freisetzung bioaktiver Verbindungen und damit eine günstige antioxidative Aktivität ermöglicht. Der *A. niger* HT3-Stamm unterstützte die Freisetzung hydrolysierbarer Tannine, während der *A. niger* Aa20-Stamm die Freisetzung kondensierter Tannine unterstützte. In einer HPLC-Analyse wurden bis zu 33 Verbindungen identifiziert, von denen drei die wichtigsten waren: 3-Feruloylchinasäure, Kaffeesäure, Lariciresinol und 3-Hydroxyphloretin-2'-O-xylosyl-glucosid. Das SSF-Verfahren mit Ananasschalen als Substrat ist eine Alternative zur Freisetzung von Molekülen mit potenzieller Anwendung in der Pharma- und Lebensmittelindustrie.

Beiträge der Autoren: Konzeptualisierung, ADC-R. und LS; Methodik, ADC-R.; Software, LS; Validierung, ADC-R. und LS; formale Analyse, ADC-R. und LS; Untersuchung, ADC-R.; Ressourcen, JAA-V. und LS; Datenkuratierung, ADC-R.; Schreiben – Vorbereitung des Originalentwurfs, ADC-R.; Schreiben – Überprüfung und Bearbeitung, ADC-R., JAA-V., MDD-M., LL-H., MAM-M. und LS; visuelle

isierung, ADC-R.; Aufsicht, LS. Alle Autoren haben die veröffentlichte Version des Manuskripts gelesen und stimmen ihr zu.

Finanzierung: AD Casas Rodríguez dankt dem CONAHCYT für sein Postgraduertenstipendium (Nr. 1150329).

Erklärung zur Datenverfügbarkeit: Die Daten, die die Ergebnisse dieser Studie stützen, sind auf Anfrage erhältlich.

Danksagungen: AD Casas Rodríguez dankt dem CONAHCYT für sein Postgraduertenstipendium (Nr. 1150329). Alle Autoren danken der Autonomen Universität Coahuila für die bereitgestellten Einrichtungen.

Interessenkonflikte: Die Autoren erklären, dass keine Interessenkonflikte bestehen.

Verweise

1. Teshome, E.; Teka, TA; Nandasiri, R.; Rout, JR; Harouna, DV; Astatkie, T.; Urugo, MM Fruchtnebenprodukte und ihre industriellen Anwendungen für ernährungsphysiologische Vorteile und Gesundheitsförderung: Eine umfassende Übersicht. *Sustainability* **2023**, *15*, 7840. [\[CrossRef\]](#)
2. Tu, Q.; Liu, S.; Li, Y.; Zhang, L.; Wang, Z.; Yuan, C. Die Auswirkungen von Regionen und Weinreifezeiten auf die kondensierten Tanninprofile und die Adstringenzwahrnehmung von Cabernet Sauvignon-Weinen. *Food Chem. X* **2022**, *15*, 100409. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
3. Das, AK; Islam, N.; Faruk, O.; Ashaduzzaman; Dungani, R. Übersicht über Tannine: Extraktionsverfahren, Anwendungen und Möglichkeiten. *S. Afr. J. Bot.* **2020**, *135*, 58–70. [\[CrossRef\]](#)
4. Sharma, KP Tanninabbau durch phytopathogene Tannase: Eine pflanzliche Abwehrperspektive. *Biocatal. Agric. Biotechnol.* **2019**, *21*, 101342. [\[CrossRef\]](#)
5. Muanda, FN; Dicko, A.; Soulimani, R. Bewertung von Polyphenolverbindungen, in vitro antioxidativen und entzündungshemmenden Eigenschaften von Securidaca longepedunculata-Wurzelrinden. *Comptes Rendus Biol.* **2010**, *333*, 663–669. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
6. FAO. FAOSTAT-Datenbank. Online verfügbar: <http://www.fao.org/faostat> (abgerufen am 3. Juni 2024).
7. Hamzah, AFA; Hamzah, MH; Man, HC; Jamali, NS; Siajam, SI; Ismail, MH Aktuelle Updates zur Umwandlung von Ananasabfällen (Ananas comosus) in Mehrwertprodukte, Zukunftsperspektiven und Herausforderungen. *Agronomy* **2021**, *11*, 2221. [\[CrossRef\]](#)
8. Prado, KS; Spinacé, MA Isolierung und Charakterisierung von Cellulose-Nanokristallen aus Ananaskronenabfällen und ihre potenziellen Verwendungen. *Int. J. Biol. Macromol.* **2019**, *122*, 410–416. [\[CrossRef\]](#)
9. Casabar, JT; Ramaraj, R.; Tipnee, S.; Unpaprom, Y. Verbesserung der Hydrolyse mit Trichoderma harzianum für Bioethanol Herstellung von beschalteter Ananasfruchtschale. *Fuel* **2020**, *279*, 118437. [\[CrossRef\]](#)
10. Mamani, DC; Nole, KSO; Montoya, EEC; Huiza, DAM; Alta, RYP; Vitorino, HA Minimierung des organischen Abfalls durch Ananaskronen: Ein einfaches Verfahren zur Gewinnung von Zellulose für die Herstellung wiederverwertbarer Behälter. *Recycling* **2020**, *5*, 24. [\[Querverweis\]](#)
11. Hamidin, NAS; Abdullah, S.; Nor, FHM; Hadibarata, T. Isolierung und Identifizierung natürlicher grüner und gelber Pigmente aus Ananasmark und -schale. *Mater. Today Proc.* **2022**, *63*, S406–S410. [\[CrossRef\]](#)
12. Li, T.; Shen, P.; Liu, W.; Liu, C.; Liang, R.; Yan, N.; Chen, J. Wichtige Polyphenole in Ananasschalen und ihre antioxidativen Wechselwirkungen. *Int. J. Food Prop.* **2014**, *17*, 1805–1817. [\[CrossRef\]](#)
13. Sun, G.-M.; Zhang, X.-M.; Soler, A.; Marie-Alphonsine, P. Nährstoffzusammensetzung von Ananas (Ananas comosus (L.) Merr.). In Nährstoffzusammensetzung von Obstsorten; Simmonds, MSJ, Preedy, VR, Hrsg.; Elsevier: New York, NY, USA, 2016; S. 609–637.
14. Elss, S.; Preston, C.; Hertzog, C.; Heckel, F.; Richling, E.; Schreier, P. Aromaprofile von Ananasfrüchten (Ananas comosus [L.] Merr.) und Ananasprodukte. *LWT-Food Sci. Technol.* **2005**, *38*, 263–274. [\[CrossRef\]](#)
15. Zampar, GG; Zampar, IC; Beserra da Silva de Souza, S.; da Silva, C.; Barros, BCB Wirkung von Lösungsmittelgemischen auf die Ultraschall-unterstützte Extraktion von Verbindungen aus Ananas-Nebenprodukten. *Food Biosci.* **2022**, *50*, 102098. [\[CrossRef\]](#)
16. Sepúlveda, L.; Romani, A.; Aguilar, CN; Teixeira, J. Aufwertung von Ananasabfällen zur Extraktion bioaktiver Verbindungen und Glykoside mittels Autohydrolyse. *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.* **2018**, *47*, 38–45. [\[CrossRef\]](#)
17. Wong-Paz, JE; Aguilar-Zárate, P.; Veana, F.; Muñoz-Márquez, DB Auswirkungen grüner Extraktionstechnologien zur Gewinnung bioaktiver Verbindungen aus Zitrusfruchtrückständen. *TIP Rev. Espec. Cienc. Quím.-Biol.* **2020**, *23*, 1–11. [\[CrossRef\]](#)
18. Šelo, G.; Planinić, M.; Tišma, M.; Martinović, J.; Perković, G.; Bucić-Kojić, A. Biokonversion von Traubentrester mit Rhizopus oryzae unter Festkörperbedingungen: Änderungen in der chemischen Zusammensetzung und im Profil von Phenolverbindungen. *Microorganisms* **2023**, *11*, 956. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
19. Handa, CL; de Lima, FS; Guelfi, MFG; da Silva Fernandes, M.; Georgetti, SR; Ida, EI Parameter der Fermentation von Sojamehl durch Monascus purpureus oder Aspergillus oryzae auf die Produktion bioaktiver Verbindungen und antioxidative Aktivität. *Food Chem.* **2019**, *271*, 274–283. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
20. Buenrostro-Figueroa, J.; Ascacio-Valdés, A.; Sepúlveda, L.; De la Cruz, R.; Prado-Barragán, A.; Aguilar-González, MA; Rodríguez, R.; Aguilar, CN Mögliche Verwendung verschiedener agroindustrieller Nebenprodukte als Unterstützung für die Produktion von Pilz-Ellagitannase im Rahmen der Festphasenfermentation. *Lebensmittel-Bioproduct. Verfahren.* **2014**, *92*, 376–382. [\[CrossRef\]](#)
21. Polania-Rivera, AM; Toro, CR; Londoño, L.; Bolívar, G.; Ascacio, JA; Aguilar, CN Bioverarbeitung von Ananasabfallbiomasse zur nachhaltigen Produktion bioaktiver Verbindungen mit hoher antioxidativer Aktivität. *J. Food Meas. Charact.* **2023**, *17*, 586–606. [\[Querverweis\]](#)

22. Selvanathan, Y.; Masngut, N. Optimierung von Prozessfaktoren und Charakterisierung der Herstellung essigartiger Getränke mittels Spontanfermentation aus Ananasschalenabfällen. *LWT* **2023**, *182*, 114818. [\[CrossRef\]](#)
23. Redmile-Gordon, M.; Armenise, E.; White, R.; Hirsch, P.; Goulding, K. Ein Vergleich zweier kolorimetrischer Tests, basierend auf Lowry- und Bradford-Techniken, zur Schätzung des Gesamtproteingehalts in Bodenextrakten. *Soil Biol. Biochem.* **2013**, *67*, 166–173. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
24. Púa, AL; Barreto, GE; Zuleta, JL; Herrera, OD Análisis de Nutrientes de la Raíz de la Malanga (*Colocasia esculenta* Schott) en El Trópico Seco de Colombia. *Inf. Tecnol.* **2019**, *30*, 69–76. [\[CrossRef\]](#)
25. Andrade-Damián, MF; Muñoz-Márquez, DB; Wong-Paz, JE; Veana-Hernández, F.; Reyes-Luna, C.; Aguilar-Zárate, P. Explorative Studie zur Pigmentextraktion aus *Curcuma longa* L. durch Fermentation im Gleitzustand unter Verwendung von fünf Pilzstämmen. *Mex. J. Biotechnol.* **2019**, *4*, 1–11 .
26. Zaki, NAM; Alwi, H.; Hashib, SA; Ibrahim, UK; Jai, J. Mikrowellentrocknungseigenschaften und Qualität von Schale, Kern und Fruchtfleisch der Ananas *comosus*. *Mater. Today Proc.* **2023**, *87*, 8–12. [\[CrossRef\]](#)
27. Palacios, CE; Nagai, A.; Torres, P.; Rodrigues, JA; Salatino, A. Tanningehalt von Sorghum-Sorten aus Brasilien, bestimmt durch vier Quantifizierungsmethoden. *Food Chem.* **2020**, *337*, 127970. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
28. Diaz-Herrera, R.; Alvarez-Pérez, OB; Ventura-Sobrevilla, J.; Ascacio-Valdés, A.; Aguilar-Gonzalez, MA; Buenrostro-Figueroa, J.; Aguilar, CN Granatapfelschalenpolyphenole als antioxidativer Zusatzstoff für die Entwicklung und Charakterisierung eines neuen essbaren aktiven Pektinfilms. *eFood* **2023**, *4*, e115. [\[CrossRef\]](#)
29. Mala, T.; Piayura, S.; Itthivadhanapong, P. Charakterisierung von getrocknetem Ananasschalenpulver (*Ananas comosus* L.) und seine Anwendung als neuartige funktionelle Lebensmittelzutat in Crackerprodukten. *Future Foods* **2024**, *9*, 100322. [\[CrossRef\]](#)
30. Buenrostro-Figueroa, J.; Velázquez, M.; Flores-Ortega, O.; Ascacio-Valdés, J.; Huerta-Ochoa, S.; Aguilar, C.; Prado-Barragán, L. Feststofffermentation von Nebenprodukten der Feige (*Ficus carica* L.) unter Verwendung von Pilzen zur Gewinnung von phenolischen Verbindungen mit antioxidativer Wirkung und qualitative Bewertung der gewonnenen Phenole. *Prozess. Biochem.* **2017**, *62*, 16–23. [\[CrossRef\]](#)
31. Torres-León, C.; Ramírez-Guzmán, N.; Ascacio-Valdés, J.; Serna-Cock, L.; dos Santos Correia, MT; Contreras-Esquivel, JC; Aguilar, CN Feststofffermentation mit *Aspergillus niger* zur Verbesserung des Phenolgehalts und der antioxidativen Aktivität mexikanischer Mangosamen: Eine vielversprechende Quelle natürlicher Antioxidantien. *LWT* **2019**, *112*, 108236. [\[CrossRef\]](#)
32. Selani, MM; Brazaca, SGC; dos Santos Dias, CT; Ratnayake, WS; Flores, RA; Bianchini, A. Charakterisierung und mögliche Anwendung von Ananastrester in einem extrudierten Produkt zur Faseranreicherung. *Food Chem.* **2014**, *163*, 23–30. [\[CrossRef\]](#)
33. Morais, DR; Rotta, EM; Sargi, SC; Bonafe, EG; Suzuki, RM; Souza, NE; Matsushita, M.; Visentainer, JV Ungefähre Zusammensetzung, Mineralgehalt und Fettsäurezusammensetzung der verschiedenen Teile und getrockneten Schalen von in Brasilien angebauten tropischen Früchten. *J. Braz. Chem. Soc.* **2016**, *28*, 308–318. [\[CrossRef\]](#)
34. Huang, CW; Lin, IJ; Liu, Y.; Mau, JL Zusammensetzung, Enzym- und Antioxidantienaktivitäten von Ananas. *Int. J. Food Prop.* **2021**, *24*, 1244–1251. [\[CrossRef\]](#)
35. Sanchez Pardo, MES; Cassellis, MER; Escobedo, RM; García, EJ Chemische Charakterisierung der industriellen Rückstände der Ananas (*Ananas comosus*). *J. Agric. Chem. Environ.* **2014**, *3*, 53–56. [\[CrossRef\]](#)
36. Aparecida Damasceno, K.; Alvarenga Gonçalves, CA; Dos Santos Pereira, G.; Lacerda Costa, L.; Bastianello Cam-pagnol, PC; Leal De Almeida, P.; Arantes-Pereira, L. Entwicklung von Müsliriegeln mit Ananasschalenmehl (*Ananas comosus* L. Merrill). *J. Food Qual.* **2016**, *39*, 417–424. [\[CrossRef\]](#)
37. Hassan, A.; Othman, Z.; Siriphanich, J. Ananas (*Ananas comosus* L. Merr.). In *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits*; Yahia, EM, Hrsg.; Elsevier: Amsterdam, Niederlande, 2011.
38. Zakaria, NA; Rahman, RA; Zaidel, DNA; Dailin, DJ; Jusoh, M. Mikrowellenunterstützte Extraktion von Pektin aus Ananasschalen. *Malaian. J. Fundam. Appl. Sci.* **2021**, *17*, 33–38. [\[CrossRef\]](#)
39. Diaz-Vela, J.; Totosaus, A.; Cruz-Guerrero, AE; de Lourdes Pérez-Chabela, M. In -vitro-Bewertung der Fermentation von Nebenprodukten der Agrarindustrie mit Mehrwert: Kaktusfeigenschale (*Opuntia ficus-indica* L.) und Ananasschale (*Ananas comosus*) als funktionelle Zutaten . *Int. J. Food Sci. Technol.* **2013**, *48*, 1460–1467. [\[CrossRef\]](#)
40. Paz-Arteaga, SL; Ascacio-Valdes, JA; Aguilar, CN; Cadena-Chamorro, E.; Serna-Cock, L.; Aguilar-Gonzalez, MA; Ramirez- Guzman, N.; Torres-Leon, C. Bioverarbeitung von Ananasabfällen zur nachhaltigen Produktion bioaktiver Verbindungen mittels Feststofffermentation. *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.* **2023**, *85*, 103313. [\[CrossRef\]](#)
41. Correia, RT; McCue, P.; Magalhães, MM; Macêdo, GR; Shetty, K. Produktion von phenolischen Antioxidantien durch die Feststoffbiokonversion von Ananasabfällen gemischt mit Sojamehl unter Verwendung von *Rhizopus oligosporus*. *Prozess. Biochem.* **2004**, *39*, 216 [\[Querverweis\]](#)
42. Rajan, M.; Santana Andrade, JK; Chagas Barros, RG; Farias Lima Guedes, TJ; Narain, N. Verbesserung der Polyphenole und antioxidativen Aktivitäten des Fruchtmarks von Jambolan (*Syzygium cumini*) durch Feststofffermentation durch *Aspergillus niger* und *A. flavus*. *Biocatal. Agric. Biotechnol.* **2023**, *47*, 102589. [\[CrossRef\]](#)
43. Polania, AM; Londoño, L.; Ramírez, C.; Bolívar, G. Einfluss der Ultraschallanwendung in fermentierter Ananasschale auf den Gesamtphenolgehalt und die antioxidative Aktivität. *Fermentation* **2022**, *8*, 314. [\[CrossRef\]](#)
44. Chiet, CH; Zulkifli, RM; Hidayat, T.; Yaakob, H. Bioaktive Verbindungen und Analyse der antioxidativen Aktivität malaysischer Ananasarten . *AIP Conf. Proc.* **2014**, *1589*, 398–399. [\[CrossRef\]](#)

-
45. Brito, TBN; Lima, LRS; Santos, MCB; Moreira, RFA; Cameron, LC; Fai, AEC; Ferreira, MSL Antimikrobielle, antioxidative, flüchtige und phenolische Profile von Kohlstängel- und Ananaskronenmehl, ermittelt durch GC-MS und UPLC-MSE. *Food Chem.* **2021**, *339*, 127882. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
46. Larios-Cruz, R.; Buenrostro-Figueroa, J.; Prado-Barragán, A.; Rodríguez-Jasso, RM; Rodríguez-Herrera, R.; Montañez, JC; Aguilar, CN Valorization von Grapefruit-Nebenprodukten als fester Träger für die Feststofffermentation zur Herstellung antioxidativer bioaktiver Extrakte. *Waste Biomass-Valorization* **2019**, *10*, 763–769. [[CrossRef](#)]
47. Erskine, E.; Ozkan, G.; Lu, B.; Capanoglu, E. Auswirkungen des Fermentationsprozesses auf die antioxidative Kapazität von Fruchtnebenprodukten. *ACS Omega* **2023**, *8*, 4543–4553. [[CrossRef](#)]
48. Banerjee, S.; Ranganathan, V.; Patti, A.; Arora, A. Valorisierung von Ananasabfällen für Lebensmittel und therapeutische Anwendungen. *Trends Lebensmittelwissenschaften. Technol.* **2018**, *82*, 60–70. [[CrossRef](#)]

Haftungsausschluss/Anmerkung des Herausgebers: Die in allen Veröffentlichungen enthaltenen Aussagen, Meinungen und Daten sind ausschließlich die der einzelnen Autoren und Mitwirkenden und nicht die von MDPI und/oder den Herausgebern. MDPI und/oder die Herausgeber lehnen jegliche Verantwortung für Personen- oder Sachschäden ab, die aus den im Inhalt erwähnten Ideen, Methoden, Anweisungen oder Produkten resultieren.