

DEPÓSITO LEGAL ZU2020000153

ISSN 0041-8811

E-ISSN 2665-0428

Revista de la Universidad del Zulia

Fundada en 1947
por el Dr. Jesús Enrique Lossada



Ciencias

Exactas,

Naturales

y de la Salud

78
ANIVERSARIO

Año 16 N° 46
Mayo - Agosto 2025
Tercera Época
Maracaibo-Venezuela

Estudios químicos de subproductos de *Musa paradisiaca* L. (Plantain, Dominico)

María Carolina Tapia Romero*
Mirian Alexandra Tituana Mendoza **
Ingrid Márquez Hernández***
Mercedes Campo Fernández ****
Osmany Cuesta Rubio *****
Nubia Lisbeth Matute Castro*****

RESUMEN

Solo entre el 20 % y 30 % de la biomasa del banano es utilizada; el resto, incluyendo las cáscaras, se desechan, provocando contaminación. Sin embargo, las cáscaras, contienen compuestos bioactivos valiosos. El objetivo fue determinar la composición química y la actividad antioxidante de las cáscaras de *Musa paradisiaca* L. aplicando métodos fisicoquímicos y químicos, para el aprovechamiento de estos residuos. Para el grado de maduración 1 de la especie, se cuantificó el contenido de humedad residual, cenizas, fibra cruda, grasas y proteínas. Se identificó al potasio como el mineral presente en mayor proporción en las cáscaras analizadas. El elevado contenido de potasio, con los valores de 6,130 % y 6,735 % para proteínas y fibras respectivamente y el bajo contenido en grasas (0,109 g), lo colocan como una materia prima promisoría para la elaboración de alimentos funcionales y/o suplementos nutricionales. Se identificaron glicósidos de kaemferol, quercetina e isorhamnetina por CLAE/EM/UV. Se cuantificaron 4,0 mg EAG de fenoles y 2,48 mg EAG de taninos por 1 g de droga. La actividad antioxidante, por DPPH y FRAP, mostraron 2,045 y 1,98 mg ET en 1 g de droga, respectivamente. Los resultados obtenidos demuestran el gran potencial que poseen estas cáscaras.

PALABRAS CLAVE: *Musa paradisiaca*, Antioxidante, Fenoles, Taninos.

* Universidad Técnica de Machala, Ecuador. ORCID: <https://orcid.org/0009-0008-3135-5783>

** Universidad Técnica de Machala, Ecuador. ORCID: <https://orcid.org/0009-0003-2849-0558>
Correspondencia: alexandratituana05@gmail.com

***Universidad Técnica de Machala, Ecuador. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-1629-6657>

****Universidad Técnica de Machala, Ecuador. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-9835-6886>

*****Universidad Técnica de Machala, Ecuador. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-9490-8735>

***** Universidad Técnica de Machala, Ecuador. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6707-4341>

Recibido: 04/02/2025

Aceptado: 02/04/2025

Chemical Studies on By-Products of *Musa paradisiaca* L. (Plantain, Dominico)

ABSTRACT

Only 20-30% of the banana biomass is utilised; the rest, including the peels, is discarded, causing pollution. The peels, however, contain valuable bioactive compounds. The objective was to determine the chemical composition and antioxidant activity of *Musa paradisiaca* L. peels by applying physicochemical and chemical methods for the utilisation of these residues. For maturity grade 1 of the species, residual moisture, ash, crude fibre, fat and protein content were quantified. Potassium was identified as the mineral present in the highest proportion in the analysed shells. The high potassium content, with values of 6.130 % and 6.735 % for protein and fibre respectively, and the low fat content (0.109 g), make it a promising raw material for the production of functional foods and/or nutritional supplements. Kaemferol glycosides, quercetin and isorhamnetin were identified by LACA/MS/UV. 4.0 mg AGE of phenols and 2.48 mg AGE of tannins per 1 g of drug were quantified. Antioxidant activity, by DPPH and FRAP, showed 2.045 and 1.98 mg ET in 1 g of drug, respectively. The results obtained demonstrate the great potential of these peels.

KEYWORDS: *Musa paradisiaca*, Antioxidant, Phenols, Tannins.

Introducción

Actualmente, la gestión inadecuada de los residuos por parte de las empresas agroalimentarias impacta negativamente en el equilibrio ambiental. Cuando estos desechos son quemados o arrojados en vertederos al aire libre o terrenos desocupados, generan una grave contaminación del suelo, el agua y otros entornos naturales. Esto perjudica principalmente a la flora y fauna de dichos lugares, lo que también repercute en la salud y la economía social. Es importante destacar que, debido a sus propiedades físicas, químicas y biológicas, los residuos agroindustriales tienen un gran potencial para ser aprovechados en diversas aplicaciones (Aguilar et al., 2022).

La exportación de banano es el segundo sector no petrolero más importante en la oferta exportable de Ecuador, involucrando a miles de productores de las provincias de Guayas, Manabí, El Oro, Esmeraldas, Los Ríos y parte de Santo Domingo de los Tsáchilas. Se destaca que El Oro posee el mayor número de haciendas a nivel nacional, con 2.375 de las 5.737

registradas por la Subsecretaría de Comercialización del Ministerio de Agricultura, lo que representa un 41,39 %. Para los agricultores de esta provincia, el cultivo del banano ha sido impulsado por las favorables condiciones climáticas y ecológicas de la llanura occidental de la provincia, con las principales zonas de producción ubicadas en los cantones de Machala, Pasaje, Santa Rosa, Arenillas y El Guabo, según la Asociación de Exportadores de Banano del Ecuador (AEBE) (Poveda et al., 2021).

Las cáscaras de plátano contienen una variedad de compuestos bioactivos como fibras, carbohidratos, lignina, lípidos, minerales, proteínas, fenoles, flavonoides, antocianinas, catecolaminas, xantofilas, esteroides y triterpenos, los cuales les confieren propiedades biológicas muy diversas. Esto permitiría desarrollar productos con potencial terapéutico y nutricional, constituyendo una alternativa para aprovechar estas propiedades y contribuir así a la reducción de residuos (Benítez et al., 2020).

Sin embargo, en la actualidad solo entre el 20 % y 30 % de la biomasa del banano es aprovechada, mientras que el 70 % a 80 % restante, que incluye el tronco, hojas, brote floral, raquis y cáscara, no se utiliza. La cáscara por sí sola representa entre el 35 % y 40 % del peso del fruto. En Ecuador, los desechos de cáscara de banano son liberados en el ambiente, lo que genera contaminación y la proliferación de plagas (Aguinda et al., 2024).

En consecuencia, el objetivo general del trabajo fue determinar la composición química y la actividad antioxidante de las cáscaras de *Musa paradisiaca* L. (Plantain, Dominico) que se obtienen como desechos en la Universidad Técnica de Machala, aplicando métodos fisicoquímicos y químicos, para el aprovechamiento de estos residuos.

De este modo, no solo se disminuiría la cantidad de desechos orgánicos contaminantes, sino que también se obtendría un producto alternativo. Esto transformaría la percepción de la cáscara de banano, que dejaría de ser vista como un simple residuo, dado que posee propiedades antioxidantes, antibacterianas, antiinflamatorias, cicatrizantes, digestivas, cardiovasculares, hipotensoras y rejuvenecedoras, lo que le otorga un amplio potencial de uso en la agroindustria.

1. Antecedentes

El plátano es uno de los cultivos más importantes a nivel mundial, con una producción global de 117 millones de toneladas en 5.5 millones de hectáreas, distribuidas en más de 130 países (Díaz y Ortega, 2023). En Ecuador, la comercialización del banano comenzó en la

década de 1950, aunque existen registros de producción en la provincia de El Oro desde 1925, cuando se exportaba a mercados como los de Perú y Chile (Poveda et al., 2021).

Las bananas comestibles pertenecen a la familia *Musaceae*, dentro del género *Musa*, y se clasifican en la serie *Eumusa*. Los plátanos comestibles son híbridos de *M. acuminata* y *M. balbisiana*, identificados por los genomas A y B respectivamente, lo que influye en la taxonomía y nomenclatura de las especies (Fernández et al., 2021).

Originaria del Sudeste Asiático, la planta de plátano se ha diseminado por diversas regiones tropicales y subtropicales, con áreas de diversidad en África Occidental y Central, así como en las tierras altas de África Oriental. Sus variedades se dividen según su composición genómica en *Musa cavendish* (bananos) y *Musa paradisiaca* (plátanos) (Díaz y Ortega, 2023).

La composición química del plátano cambia según su estado de maduración. Cuando está verde, tiene un elevado contenido de almidón, que disminuye a medida que madura. El plátano cuenta con 16 aminoácidos, de los cuales 9 son esenciales, entre ellos la histidina (Montoya, 2024). Así mismo, contiene antocianinas, carotenoides, esteroides y triterpenos, los cuales poseen propiedades antioxidantes y antimicrobianas (Cornejo et al., 2020; Fernández et al., 2021).

La cáscara de plátano ofrece diversas aplicaciones potenciales gracias a su rica composición química, que incluye además fibra dietética, proteínas, ácidos grasos poliinsaturados y potasio. Análisis bromatológicos de la harina de cáscara de plátano verde (*Musa paradisiaca*), confirman que presenta altos valores nutricionales, destacándose su contenido en vitamina C (51.37 mg/100 g), calcio (62.33 mg/100 g) y fósforo (68.18 mg/100 g). Además, aporta fibra y proteínas, lo que la convierte en una opción atractiva para el desarrollo de productos alimentarios (Aguinda et al., 2024).

Estudios indican que la cáscara de banana posee propiedades funcionales, ya que el almidón de plátano es resistente a la digestión y tiene efectos fisiológicos positivos, actuando como fibra soluble. Esto contribuye a mejores respuestas glucémicas e insulínicas, reduce el riesgo de cáncer de colon y favorece la pérdida de peso al formar un gel en el estómago que aumenta la sensación de saciedad. Además, dado su alto contenido de fibra y potasio, la cáscara de banana podría suplir estas necesidades nutricionales al convertirse en un producto innovador que mejore la alimentación de la población (Aguinda et al., 2024).

2. Materiales y métodos

2.1. Colecta y tratamiento de la materia prima

La recolección de racimos de plátano se realizó en el bar Miller de la Universidad Técnica de Machala. El Ingeniero Agrónomo Alexander Moreno, PhD, estuvo a cargo de la identificación genética de la especie. Las cáscaras se removieron manualmente, se pesaron en una balanza analítica PRETUL, y luego fueron lavadas y desinfectadas con una disolución Star-Bac. Después, se sumergieron durante 10 minutos en una mezcla de ácido cítrico (1,5 %), ácido ascórbico (1 %) y ácido tartárico (0,5 %).

Tras el lavado, las cáscaras se trocearon y secaron en una estufa MAGRICO a 40 °C durante 24 horas. Finalmente, se trituraron en un procesador Hamilton Beach hasta obtener un polvo que se tamizó con un tamiz de 850 micras. El polvo fue envasado en bolsas plásticas herméticas y almacenado en un desecador a temperatura ambiente.

2.2. Determinación del grado de maduración

Se determinó el grado de madurez del plátano mediante la medición de los niveles de grados Brix y pH, correlacionados con la escala de Von Loesecke (Arrieta et al., 2006). Para medir los grados Brix, se tomaron 50 gramos de pulpa de plátano, se mezclaron con 150 mL de agua destilada, y tras filtrar la mezcla se utilizó un refractómetro (modelo HI 96801 de HANNA). El valor obtenido se multiplicó por un factor de dilución de 4. El pH se midió con un pHmetro Fisher Scientific AE150 utilizando el mismo filtrado.

2.3. Análisis proximal

Humedad. La determinación del porcentaje de humedad se realizó utilizando una balanza con fuente de calor halógena (OHAUS modelo MB90), siguiendo el método de Rojas Y Yanez (2018) con modificaciones. Se pesó aproximadamente 1 gramo de muestras previamente secadas, molidas y tamizadas, y el análisis se realizó automáticamente a 105 °C, hasta que el peso se estabilizó. El proceso se replicó tres veces.

Grasas. El análisis de grasas, basado en Pilco et al. (2018) y el estándar AOAC 991.36, se realizó extrayendo grasas de 2 gramos de muestra con hexano, grado HPLC, en un equipo Soxhlet durante 4 horas. La grasa se cuantificó gravimétricamente por diferencia de peso tras evaporar el disolvente con un rotavaporizador (Heidolph - Laborata 2001). Se hicieron tres repeticiones por muestra.

Proteínas. Las proteínas se estimaron a partir del contenido de nitrógeno total utilizando el método micro Kjeldahl (Bustamante y Rendón, 2022).

Fibras. La determinación de fibra se llevó a cabo mediante un método gravimétrico, siguiendo la norma PEEL/LA/16 INEN 522 (INEN, 1981). Se utilizó 1 gramo de muestra desengrasada en acetona dentro de una bolsa de Weender, que luego fue procesada según el procedimiento normado. La determinación se realizó gravimétricamente.

Cenizas totales. Se realizó mediante un método gravimétrico, siguiendo el procedimiento de Enríquez y Ojeda (2020), con ajustes basados en la norma AOAC 942.05. El cálculo del porcentaje de cenizas totales realizó mediante las siguientes fórmulas:

$$CT1 = \frac{\text{Peso del crisol con cenizas} - \text{peso del crisol vacío}}{\text{Peso del crisol con la muestra} - \text{peso del crisol vacío}} \times 100 \quad (1)$$

$$CT = \frac{CT1 \times 100}{100 - \text{promedio del porcentaje de humedad}} \quad (2)$$

Minerales. La determinación de minerales se realizó según el protocolo del laboratorio NemaLab S.A., siguiendo las directrices de la AOAC 985.35. Se utilizó digestión húmeda con ácido nítrico y perclórico para eliminar la materia orgánica, y luego se cuantificaron los minerales (Zn, Cu, Fe, K, Ca, Mg, Mn y Na) mediante espectrofotometría de absorción atómica. Además, se midió la concentración de fósforo usando espectroscopía UV.

2.4. Estudio de metabolitos especializados

Preparación de extracto. Los extractos se prepararon con una disolución de acetona y agua destilada en proporción 8:2, con una concentración del 5 % en masa.

Estudios por CLAE-ESI-masas. Se concentraron a sequedad los extractos acetónicos concentrados en el rotoevaporador mencionado con anterioridad. El residuo obtenido se re disolvió con metanol:agua; 80:20 y se introdujo en una columna con fase reversa C18 y como fase móvil la misma mezcla metanol: agua. La disolución obtenida se concentró a sequedad en el rotoevaporador, a 40 °C. Se tomaron 10 mg del residuo y se disolvieron en 1 mL de metanol (grado HPLC). Posteriormente, se filtró a través de filtro Titan 3,0.20 µL PVDF y se aplicó directamente al cromatógrafo de alta resolución para el respectivo análisis. El sistema cromatográfico (marca Thermo Scientific, modelo UltiMate 3000), equipado con una bomba cuaternaria (marca Dionex, modelo UltiMate 300 RS), un compartimiento de columna y un

automuestreador. Se utilizaron detectores de arreglo de diodos (DAD) y un espectrómetro de masas (marca Thermo Scientific, modelo LTQ XL). El software computarizado que se empleó para la elaboración del método y observación de los cromatogramas fue el Thermo Xcalibur. Se utilizó una columna de fase reversa C18 (Accucore RP-MS, de dimensiones: 100 mm de longitud x 2,1 mm diámetro interno y tamaño de partícula de 2,6 μ), la temperatura de trabajo fue de 35 °C y el flujo utilizado de 0,400 mL/min. Para la inyección de la muestra se utilizó 2 μ L y la fase móvil estuvo constituida por un gradiente conformado por acetonitrilo: ácido fórmico al 0,1 %. Durante los primeros 3 min de corrida cromatográfica se utilizó la proporción 3:97; posteriormente y hasta los 10 min se cambió a 60:40, luego desde el min 11 hasta el min 14 se modificó a 95:5 y a los 15 varió a razón de 3:97. El DAD fue sistematizado a diferentes longitudes de onda, comenzado por 214 nm, 250 nm 280 nm y 330 nm. El espectrómetro de masas operó bajo las siguientes condiciones: voltaje de Spray de 5,00 KV, voltaje de capilar de -50,00 V y temperatura del capilar a 225 °C. En la atomización se usó nitrógeno, como gas de barrido y auxiliar. Las muestras se analizaron en modo ion negativo, mediante el modo Full Scan con rangos de 100 – 1000 Da y en modo Scan dependiente para MS/MS (Zevallos, 2018).

2.5. Determinaciones cuantitativas de metabolitos especializados

Fenoles Totales. Se calcularon empleando el método de Folin-Ciocalteu, siguiendo el proceso detallado por Singleton et al, (1999). Se emplearon tres réplicas utilizando el extracto acetónico obtenido de la muestra tratada. Se tomaron 50 μ L del extracto, diluidos con un factor de dilución de 20. Para la muestra control, se siguió el mismo procedimiento utilizando 50 μ L de la mezcla acetona:agua (8:2) en lugar de los 50 μ L del extracto. Finalmente, se utilizó un espectrofotómetro UV (modelo Evolution 201 de Thermo Scientific), equipado con microceldas de 2 mL, para medir las absorbancias a 765 nm. La cuantificación se realizó utilizando una curva patrón con ácido gálico en concentraciones de 0,1; 0,3; 0,5; y 0,9 mg/mL. Los resultados se registraron como equivalentes de ácido gálico (EAG) totales por gramo de muestra.

Taninos totales. La determinación se realizó por triplicado. Se desarrolló siguiendo el método detallado por Mex et al. (2022). Se llevó a cabo la preparación de las siguientes disoluciones:

- Disolución de HCl (marca Gerhada) al 1 % en agua destilada
- Disolución de NaCl al 10 % en HCl al 1 %
- Disolución de Gelatina (marca Fisher chemical) al 10 % en agua destilada.

El reactivo de gelatina se preparó combinando 5 ml de la disolución de gelatina con 10 ml de la disolución de NaCl. La mezcla se homogeneizó con el vórtice mencionado y luego se transfirió a un matraz volumétrico de 50 ml. Posteriormente se añadió agua destilada para alcanzar el volumen total, y se reposó durante 30 minutos para sedimentar los sólidos insolubles. Luego, se llevó a cabo la filtración de la disolución.

En un tubo de ensayo, se combinaron 500 μ L del extracto con 500 μ L del reactivo de gelatina. La mezcla reactiva se mantuvo en un baño maría a una temperatura de 37 °C durante 30 minutos, seguido de un proceso de centrifugación a 10,000 rpm durante 10 minutos. Después de este paso, se tomaron 50 μ L del sobrenadante obtenido para la aplicación del método de Folin Ciocalteu, como se ha descrito previamente. La cuantificación del Equivalentes de Ácido Gálico (EAG) en los sobrenadantes se llevó a cabo utilizando la curva estándar previamente establecida para la medición de fenoles totales. A partir de estos resultados, se aplicó la fórmula siguiente para determinar la cantidad de taninos:

$$\text{EAG taninos en l g} = \text{EAG totales en l g} - \text{EAG sobrenadante en l g}$$

2.6. Determinación de la capacidad antioxidante

Método de DPPH. Se realizó según el procedimiento establecido por Brand et al., (1995). Se utilizó el extracto acetónico de la muestra, diluido con un factor de dilución de 17. El procedimiento se realizó por triplicado en tubos de ensayo. Se empleó el espectrofotómetro UV, que se detalló previamente, para medir las absorbancias a 517 nm. La evaluación de la capacidad antioxidante se llevó a cabo utilizando la curva de calibración obtenida con concentraciones de trolox en etanol de 0,027; 0,077; 0,127; 0,177; 0,227 mg/mL. Los resultados se expresaron en términos de equivalentes a trolox (TEAC).

Método FRAP. Se realizó de acuerdo con la metodología detallada por (Enzie y Strain (1996). Para la elaboración del reactivo FRAP, se mezclaron 25 mL de la disolución de buffer acetato (pH=3,6), 2,5 mL de la disolución 10 mM de TPTZ (2,4,6-tripiridyl-striazina) y 2,5 mL de la disolución de FeCl₃ 20 mM. La mezcla se agitó y posteriormente se incubó en la estufa ya mencionada a una temperatura de 37 °C durante un periodo de 30 minutos. Se utilizó el extracto acetónico de la muestra, previamente diluido con un factor de dilución de 17. Este

proceso se llevó cabo en tres repeticiones en tubos de ensayo. Para la reacción, se añadieron 50 µL del extracto a 1,5 mL del reactivo FRAP. En el caso del control, únicamente se empleó la disolución de FRAP. A continuación, los tubos de ensayo se mezclaron de manera homogénea utilizando el vortex y se dejaron en reposo durante 5 minutos. Se empleó el espectrofotómetro UV descrito previamente para medir las absorbancias a 593 nm. La determinación de la capacidad antioxidante mediante el método FRAP se calculó extrapolando los resultados de la curva de calibración con Trolox a concentraciones de 0,027; 0,077; 0,127; 0,177; 0,227 mg/mL.

3. Resultados y discusión

3.1. Determinación del grado de maduración

La madurez de la muestra analizada se determinó mediante la medición de los grados Brix y el pH de la pulpa del fruto. Los resultados obtenidos (valor/desviación estándar) fueron 3,2/0 y 6,10/0,96 para cada uno de los parámetros, respectivamente. A partir de los valores obtenidos de pH y grados Brix se estableció el grado de maduración 1. Este grado de maduración se caracteriza por presentar un nivel bajo de grados Brix y valores ácidos de pH (entre 5 y 6) (Abelardo et al., 2006; Enriquez et al., 2023).

3.2. Análisis proximal

Los resultados de este estudio se detallan en la tabla 1.

Tabla 1. Análisis proximal del contenido de las cáscaras de *Musa paradisiaca* (Dominico)

Parámetros	Media / desviación estándar
Humedad (%)	7,440 / 0,049
Grasas (g)	0,109 / 0,029
Proteínas (%)	6,130
Fibra cruda (%)	6,735 / 0,325
Cenizas (%)	7,552 / 0,136

La determinación de la humedad en la cáscara de plátano es crucial para optimizar su almacenamiento, procesamiento y calidad, así como para mejorar la producción de bioproductos y la gestión sostenible de residuos agrícolas. Los resultados del estudio

mostraron niveles de humedad dentro de los límites normativos, indicando que las muestras son aptas para almacenamiento y uso. Al comparar los valores de humedad de las cáscaras de plátano con estudios previos, se observaron diferencias significativas. Gómez et al., (2019) reportaron 87,579 % de humedad en la especie *Dominico* tras el uso de ácidos orgánicos. Toyo et al., (2021) y Taco et al., (2023) también hallaron niveles altos de humedad (89,8 % y 86,50 %, respectivamente). En contraste, Mondragón et al., (2018) y Syukriani et al., (2021) encontraron valores menores, con 8,3 % y 9,33 % respectivamente, mientras que Torres et al., (2018) reportaron un nivel aún más bajo, 6,5 %.

Las cáscaras de plátano, aunque no es considerada una fuente principal de grasas, su perfil lipídico incluye ácidos grasos esenciales y otros compuestos lipídicos. Los ácidos grasos poliinsaturados presentes en las cáscaras de plátano representan entre el 2.2 % y el 10.9 % del total de lípidos, incluyendo ácidos grasos esenciales como el ácido linoleico y el ácido alfa-linoleico. El valor obtenido de 0,109 se clasifica como bajo contenido en grasa, ya que, de acuerdo con la FDA (2021), para que un alimento de origen vegetal sea clasificado como alto en grasa debe superar el 20 %. Aguinda et al., (2024) reportaron un 2.2 % de grasas, mientras que Pilco et al., (2018) obtuvieron un 0,47 %, valores que difieren a los obtenidos en este estudio.

El análisis de proteínas en la muestra de cáscara de plátano indicó un 6,13%, estos resultados son inferiores a los obtenidos en otros trabajos previos, tal es el caso de Gómez et al., (2019) los cuales revelaron un valor de 7,1% de proteínas. Por otro lado, Cañas et al., (2018) reportaron valores de 5,19%, siendo este un valor inferior al obtenido en el presente estudio. Así mismo Montoya et al., (2022) refiere un valor de 3,52% mostrando una diferencia significativa con este trabajo.

Según Jurado y Nazar (2022), un alimento solo puede ser etiquetado como alto en fibra, o cualquier otra declaración equivalente en términos de significado para el consumidor, si contiene al menos 6 g de fibra por cada 100 g o 3 g de fibra por cada 100 kcal. Los resultados obtenidos en el trabajo permiten esta consideración para la muestra que se estudia. En su estudio, Pilco et al., (2018) emplearon cáscaras de banano Cavendish (*Musa paradisiaca*) de origen ecuatoriano, en su estado de maduración más avanzado, encontrando un contenido de fibra de 0,87 %. De igual manera Sani (2023) en su investigación utilizó cáscaras de banano *Musa paradisiaca* de la variedad Cavendish-musaceae de dos grados de maduración. Los

resultados mostraron que las cáscaras de plátano verde contenían un 10,10 % de fibra, mientras que las cáscaras de plátano amarillo registraron un 7,78 %.

Las cenizas son un indicador de la calidad del material utilizado, ya que proporcionan información sobre una posible adulteración con materiales inorgánicos o cuerpos extraños, por lo que este parámetro permite evaluar su pureza e identidad. Las cenizas totales revelan la presencia de minerales que la planta ha absorbido del suelo (Soledispa et al., 2022). En el procesamiento inicial desarrollado, se eliminó toda materia extraña, por lo tanto, se consideró que el valor obtenido correspondía a las cenizas fisiológicas de la propia especie. Cabe indicar que, la literatura recomienda que los valores de cenizas totales no superen el 5 % (Cuéllar y Miranda, 2001). Sin embargo, en contraste con la especificación mencionada anteriormente, la Farmacopea Española (2002) establece que el contenido de cenizas en drogas vegetales no debe superar el 12 % (Linares et al., 2016). Debido a las discrepancias de valores establecidos en cuanto a cenizas, se recomienda analizar el contenido de metales pesados y minerales presentes en la muestra a analizar. En un estudio similar llevado a cabo por Pindo y Tandazo (2023), sobre las cáscaras de *Musa acuminata* AAB (Plantain, Blue Java), reportaron valores de 6,5 %.

3.3. Estudio de minerales

Las plantas absorben minerales del suelo a través de sus raíces mediante transporte activo. La cantidad de minerales en las plantas depende de la presencia de elementos como Na, K, P, Mg, Zn, Cu, Fe, Mn en el suelo y de las dosis de fertilizantes aplicadas (Oseghale y Godwin, 2022).

Los resultados obtenidos para este estudio se muestran en la siguiente tabla:

Tabla 2. Metales cuantificados en la muestra de cáscaras de *Musa paradisiaca* (Dominico).

Minerales (mg/g)	P	K	Ca	Mg	Zn	Cu	Fe	Mn	Na
	1,8000	36,100	2,0000	1,0000	0,0241	0,0027	0,0507	0,0125	0,0904

Estos resultados se alinean a los obtenidos por otros autores, en cuanto al contenido y diversidad de los minerales presentes en el género *Musa*. La tabla 5, demuestra lo planteado.

Tabla 3. Metales cuantificados (mg/g) en la muestra de cáscaras de diferentes especies *Musa paradisiaca* (Dominico).

Minerales	P	K	Ca	Mg	Zn	Cu	Fe	Mn	Na
Fuente: (Muhammad y Muhammad, 2021)		7.87	1.76	0.81	0.02	0.01	0.40		0.47
Fuente: (Oluwatomide y Jide, 2019)	0.13	7.29	0.45	0.17	0.004	0.001		0.002	0.12

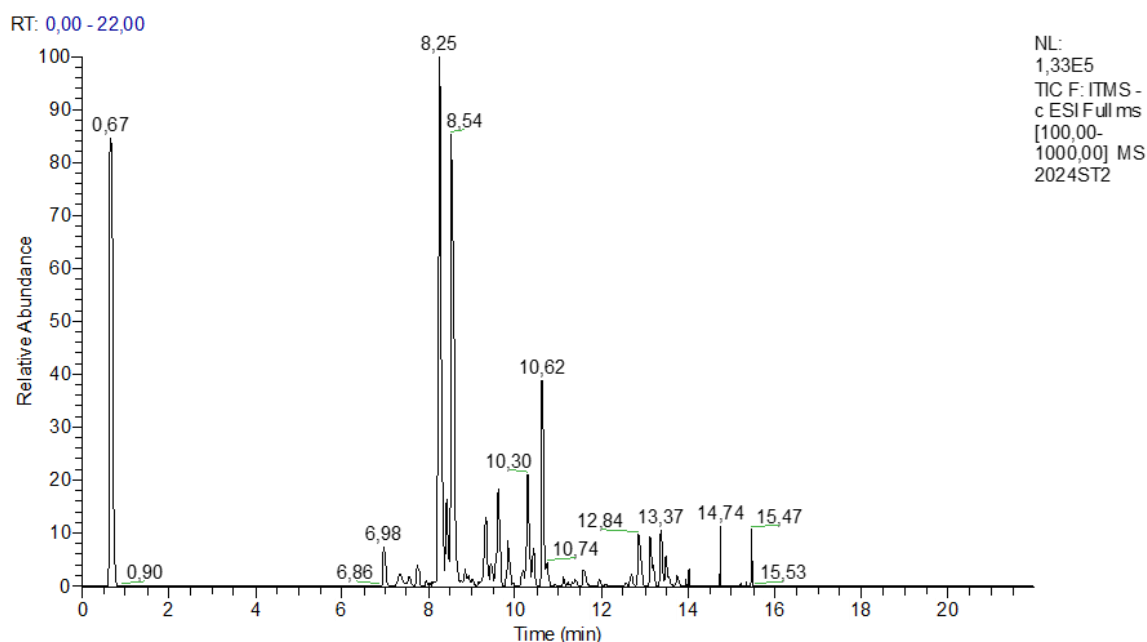
El K y Ca representan el mayor contenido de cáscaras de plátano verde, en menor concentración, se determinaron el sodio, el hierro, el zinc, el manganeso y el cobre como lo demuestran otros estudios.

3.4. Estudio cualitativo de metabolitos especializados

La CLAE constituye un método analítico que se ha utilizado en numerosas publicaciones referentes al género que se estudia. En muchas de ellas se destaca la existencia de compuestos de naturaleza fenólica, asociado a las especies investigadas.

A partir de estos precedentes, se decide desarrollar este tipo de estudio para el extracto de la especie estudiada, usando condiciones de ionización que favorecen la detección de estas moléculas. El cromatograma obtenido a partir del detector MS utilizando ionización en modo negativo se muestra en la Figura 03.

Como constata la figura, hay una elevada complejidad en cuanto a número de señales obtenidas y como consecuencia la abundancia y diversidad de compuestos fenólicos (basado en las condiciones de ionización y detección utilizadas) en las muestras. Esto coincide con lo que se reporta para el género y la especie que se estudia (Ávalos y Pérez, 2009) . La identificación de los compuestos se desarrolló a partir de la detección de los iones (M-H)⁻, iones fragmentos y bandas de absorción máximas en UV y por comparación de tiempos de retención con trabajos que utilizaron las mismas condiciones cromatográficas. Los resultados se muestran en la Tabla 4.

Figura 3. Cromatograma CLAE-EM, obtenidos para los extractos acetona: agua de cáscaras tratadas con antioxidantes de *Musa paradisiaca* L. (Dominico).Tabla 4. Compuestos identificados a partir del análisis de los espectros de masas y UV Visible en la muestra de cáscara de *Musa paradisiaca* L.

No.	TR (min)	Nombre	(M-H) ⁻ m/z	MS ² m/z	UV (λ_{\max} /nm)	Fuente
1	0,65	Derivado del ácido cafeico	377	341, 179	274	(Silva et al., 2020)
2	8,17	Kaemferol-3/7-rutinósido-3/7-ramnósido	739	593, 285	255, 355	(Silva et al., 2020)
3	8,21	Rutina (quercetina 3-O-rutinosido)	609	301, 300	205, 256, 355	(Silva et al., 2020)
4	8,47	Kaemferol-3-O-rutinósido	593	285, 255	266, 349	(Silva et al., 2020)
5	8,61	Isorhamnetina-3-O-rutinósido	623	315	278, 320	(Silva et al., 2020)
6	12.65	4-Hidroxibenzoato de 7-fenilheptilo	311			(González et al., 2015)

El compuesto 1, se sugiere sea un derivado del ácido cafeico, el cual se identificó por el valor de su masa molecular y de los fragmentos fundamentales en su espectro de masas.

Alrededor de los 8 minutos se detectaron glicósidos de flavonoides, particularmente de quercetina, kaemferol e isorhamnetina, los cuales han sido reportados ampliamente para el género (Silva et al., 2020). Los compuestos 2 y 4 correspondieron a glicósidos de kaemferol, el 2, al 3/7 rutinosilrhamnosil y el 4 al rutinosil. En el compuesto 2 esto se comprueba a partir del (M-H)⁻ de los fragmentos 593 (M-H)⁻ -146, que corresponde a la masa de la rhamnosa) y 285 que corresponde a la masa del kaemferol y a su vez producto de la pérdida de 308 (masa de la rutinosa, C₁₂H₂₀O₉), a partir del fragmento 593. En el caso del compuesto 4 se evidenció la pérdida de la rutinosa (593-308=285) a partir del (M-H)⁻ (593). La pérdida de rutinosa (-308) a partir de los (M-H)⁻ se observó también en los espectros de masas de los compuestos 3 y 5 por lo que también resultaron O-rutinosil derivados. Los fragmentos 301 y 315 permitieron sugerir que los aglicones eran quercetina e isorhamnetina respectivamente. El compuesto 3 se sugiere sea rutina y el 5 isorhamnetina -3-O-rutinósido (Silva et al., 2020).

Los espectros UV de flavonoides presentan dos bandas: la banda II, que se localiza usualmente entre 240 y 280 nm para flavonas y flavonoles y la banda I, que muestra características adicionales como sustituciones dentro de los núcleos. En el caso de flavonoles 3-O-glicosilados suele presentarse entre 328 y 357 nm (Cuesta et al., 2015). Los espectros UV que se observaron para los compuestos 2-5 resultan consistentes con lo explicado con anterioridad.

El compuesto 6, con tiempo de retención de alrededor de 12 minutos, se sugiere que sea el 4-Hidroxibenzoato de 7-fenilheptilo. Esta sugerencia se hizo considerando su presencia en otros trabajos sobre cáscaras de plátano, pero su asignación se basa solo en el valor del (M-H)⁻. Por tal motivo esto constituye solo una propuesta muy preliminar.

La composición química de los compuestos fenólicos en las cáscaras de plátano varía en calidad y cantidad según el grado de madurez de la fruta, la variedad, el método de extracción y el tipo de disolvente utilizado. Más de cuarenta compuestos fenólicos se han encontrado en las cáscaras de plátano de diferentes especies. Estos compuestos se han dividido en cuatro categorías: catecolaminas, ácidos hidroxicinámicos, flavonoles y flavan-3-oles. Los glicósidos de tipo 3-O-rutinósidos son los flavonoles más comunes, siendo la rutina el más detectado. Los resultados de este estudio concuerdan con lo reportado por la mayoría de los autores en lo que respecta a los flavonoles. (Vu et al., 2018).

3.5. Determinaciones cuantitativas de metabolitos especializados

Los valores de fenoles y taninos totales se determinaron extrapolando las absorbancias obtenidas de la curva de calibración equivalente a ácido gálico.

Tabla 5. Cuantificación de metabolitos especializados de las cáscaras de *Musa paradisiaca* (Dominico).

Parámetros mg EAG en 1 g	Muestras con tratamiento
	Media / desviación estándar
Fenoles totales	4,00 / 0,01
Taninos totales	2,48 / 0,21

Las cáscaras de plátano contienen compuestos antioxidantes como fenoles y flavonoides, que ayudan a combatir enfermedades cardíacas, cáncer, arteriosclerosis, artritis, Parkinson y Alzheimer. Diversos estudios han evaluado el contenido de fenoles en diferentes variedades de Musa, mostrando una amplia variabilidad en los resultados según el tratamiento aplicado, la etapa de maduración y el método de extracción utilizado.

En cuanto a estudios sobre compuestos fenólicos Rojas et al. (2019) reportaron 15.4 mg EAG/1 g de fenoles en cáscaras de plátano Hartón (maduración 2), tratadas con eritorbato sódico y ácido cítrico. Cardona et al. (2018) hallaron que los fenoles en cáscaras de *Musa paradisiaca* disminuyen con la maduración, alcanzando valores máximos de 1,4033 mg EAG/1 g. Mohammad (2023) reportó valores de 18,21 a 35,06 mg de ácido gálico/g de extracto utilizando técnicas de ultrasonido. Fajardo y Ríos (2023) cuantificaron 5,21 mg EAG/g en cáscaras de *Musa acuminata* tratadas con antioxidantes.

Por otro lado, en la cuantificación de taninos, Sánchez et al. (2020) cuantificaron 1,1767 mg EAG/g de taninos en harina de plátano. Noles (2018) encontró 1,60 - 1,62 mg EAG/g de taninos en extractos etanólicos de cáscaras de banano verde, así mismo, Fajardo y Ríos (2023) reportaron 1,89 mg EAG/g en muestras tratadas con antioxidantes.

Aunque los estudios muestran una variabilidad en los valores de estos compuestos, las cáscaras de plátano tienen un gran potencial para ser utilizadas en alimentos y nutracéuticos debido a la presencia de este tipo de metabolitos y como consecuencia por su capacidad antioxidante.

3.6. Determinación de la capacidad antioxidante

Se determinó la capacidad antioxidante mediante los métodos de DPPH y FRAP, utilizando un análisis de regresión lineal, basado en una curva de calibración generada previamente con Trolox,. Los resultados obtenidos para ambos ensayos se resumen en la siguiente tabla:

Tabla 6. Cuantificación de metabolitos especializados de las cáscaras de *Musa paradisiaca* (Dominico).

Parámetros mg ET en 1 g	Muestra con tratamiento
	Media / desviación estándar
DPPH	2,045 / 0,02
FRAP	1,98 / 0,04

Los resultados obtenidos en este estudio son inferiores a los reportados por Veliz (2017), quien observó mayores concentraciones de compuestos fenólicos en las cáscaras de plátano procesadas con etanol absoluto, reportando valores de 49,13 mg ET/g en el ensayo de DPPH y para FRAP 97,98 mg ET/g. Por otro lado, Pham et al. (2022) documentaron cómo la capacidad antioxidante varía según el estado de maduración de las cáscaras de *Musa paradisiaca* L., mediante el método de DPPH con los valores más altos en el estado verde amarillento, este registró un valor de 1,691 mg ET/g.

De la misma manera Fajardo y Ríos (2023) reportan valores de 19,22 mg ET/g y 7,99 mg ET/g para DPPH y FRAP respectivamente, en este trabajo se analizó las cáscaras verdes de plátano variedad (Ducasse AAB) utilizando tratamientos a los utilizados en este trabajo, sin embargo, los resultados reflejaron diferencias estadísticamente significativas.

La variabilidad de los resultados está dada por diversos factores (el origen geográfico, la variedad y grado de maduración) ya que estos mismos influyen de manera significativa en la composición química de las cáscaras de plátano.

Conclusiones

El análisis proximal realizado permitió determinar los porcentajes de humedad, grasas, proteínas, fibra cruda y cenizas en las cáscaras de *Musa paradisiaca* estudiadas, previa

clasificación del grado de maduración de estas. Se determinaron los minerales y se propuso la existencia de glicósidos de flavonoides dentro de la composición química de la muestra estudiada. Se estableció el contenido de fenoles totales y taninos presentes en las cáscaras de la especie investigada y finalmente se demostró la capacidad antioxidante a partir del método DPPH y FRAP de los extractos acetónicos de las cáscaras de la especie *Musa paradisiaca*. Los resultados obtenidos demuestran el gran potencial que poseen estas cáscaras para ser aprovechados en la creación de nuevos productos, agregar valor a los existentes y como consecuencia restaurar el ambiente.

Referencias

Aguilar, S., Enríquez, M., & Uvidía, H. (2022). Residuos agroindustriales: su impacto, manejo y aprovechamiento. *Axioma*. doi:<https://doi.org/10.26621/ra.vli27.803>

Aguinda, J. B., Ricaurte, P. S., Mejía, A. B., Moposita, D. D., & Izurieta, C. W. (2024). Elaboración de galletas a partir de la cáscara de banano (*Musa paradisiaca*), y análisis de costo-beneficio. *Ciencias Técnicas y Aplicadas*, 10(1), 033-1050. doi:<https://doi.org/10.37135/unach.ns.001.04.07>

Arrieta, A. J., Baquero, U. M., & Barrera, J. L. (2006). Caracterización fisicoquímica del proceso de maduración del plátano "Papocho" (*Musa ABB Simmonds*). *Agronomía Colombiana*, 24(1), 48-53. Obtenido de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=180316238006>

Ávalos, E., & Pérez, A. (2009). Metabolismo secundario de plantas. Reduca (Biología). *Fisiología Vegetal*, 2(3), 119-145.

Ayala, C., Rivas, G., & Zambrana, C. (2003). Estudio proximal comparativo de la cáscara y pulpa del plátano (*Musa Paradisiaca*) para su aprovechamiento completo en la alimentación. Obtenido de <https://www.semanticscholar.org/paper/Estudio-proximal-comparativo-de-la-c%C3%A1scara-y-pulpa-Torres-Cortez/a0d78334105328ca86fe9dd78335c63cb58fa537#related-papers>

Benítez, J., Borrayo, J., Hernández, J., & De la Cruz, C. (2020). Evaluación nutricional de la cáscara de plátano Tabasco y su efecto productivo en la alimentación de conejos Nueva Zelanda. *Educateconciencia*, 27(28). doi:<https://doi.org/10.58299/edu.v27i28.256>

Cañas Reyes, J. A., Gómez Lozano, O. A., & Hernández Nieto, A. I. (2018). Pruebas de producción de ácido láctico a nivel de laboratorio a partir de la cáscara del plátano (*Musa paradisiaca*) por fermentación utilizando el microorganismo *Lactobacillus delbrueckii*. *Tesis Doctoral, Universidad de El Salvador*.

Cardona, D., Isaza, J., & Colmenares, A. (2018). Actividad antioxidante y cuantificación de catecolaminas precursores de neurotransmisores en cascara de *Musa Paradisiaca*. *Universidad del Valle*. Obtenido de <https://hdl.handle.net/10893/15471>

Cuéllar, A., & Miranda, M. (2001). *Farmacognosia y productos naturales*. Editorial Félix Varela, La Habana.

Cuesta, O., Márquez, I., & Campo, M. (2015). *Introducción a la caracterización estructural de flavonoides*. (U. T. Machala, Ed.) *K. Lozano, Ed, 1*.

Díaz, S. E., & Ortega, Z. C. (2023). Los subproductos del cultivo de la platanera en un contexto de biorrefinerías. (F. d. Rurales, Ed.) *Agricultura y ganadería familiar en España Anuario*. Obtenido de <http://hdl.handle.net/10553/124452>

Enriquez, A. L., Lucas, J. C., Caicedo, Á., Rodríguez, E., Aguilera, G., Cañar, D., & Ocampo, J. A. (2023). Evaluación Fisicoquímica Y Funcional De Harinas Y Almidones del Germoplasma De *Musa* Spp. En Colombia. *Chilean journal of agricultural & animal sciences*, 39(1), 107-120. doi:<http://dx.doi.org/10.29393/chjaa39-9efaj70009>

Española, F. (2002). *Real Farmacopea Española* (por mandato de la L. del M. 25/1990 *Ministerio de Sanidad y Consumo*, Ed.2).

Fajardo, A., & Ríos, L. (2023). Estudios químicos y capacidad antioxidante de subproductos de *Musa acuminata* subgrupo plantain (Ducasse, AAB). *Universidad Técnica de Machala*. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/22331>

FDA. (2021). *Etiqueta de información nutricional interactiva - Grasa total*. Obtenido de www.fda.gov/nutritioneducation

Fernández, E., López, B., Santurino, C., & Gómez, C. (2021). Composición nutricional y declaraciones nutricionales del plátano de Canarias. *Nutrición Hospitalaria*, 38(6), 1248-1256. doi:<https://dx.doi.org/10.20960/nh.03614>

Gómez, F. J., Bolado, V. E., & López, G. B. (2019). Análisis bromatológico de cáscaras de diferentes variedades de plátano (*Musa* spp.) para su posterior utilización en la formulación de harinas enriquecidas. *Acta Universitaria* 29, 1-14. doi:<http://doi.org/10.15174.au.2019.2260>

González, M., Gómez, M., Perea, M., Arrieta, D., Ruiz, L., & Martínez, B. (2015). An integrated analysis of the *Musa paradisiaca* peel, using UHPLC-ESI, FT-IR and confocal microscopy techniques. *Annals of Chromatography and Separation Techniques*, 1. doi:10.36876/acst.1005

Jurado, A., & Nazar, C. (2022). Desarrollo, caracterización físico-química y evaluación sensorial de láminas de banano (*Musa paradisiaca*) mejoradas nutricionalmente con lactosuero y cáscara de banano. *Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano*. Obtenido de <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/777cfla0-7e7f-4461-a495-85209a868dd3/content>

Linares, Y. M., González, D., Valido, A., Pizarro, A., Castillo, O., & Escobar, R. (2016). Estudio fitoquímico de extractos de hojas de *Cnidioscolus chayamansa* Mc Vaugh (Chaya). *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 21(4). Obtenido de <https://revplantasmedicinales.sld.cu/index.php/pla/rt/prinFRIENDLY/390/198>

Mohammad, A.-J. (2023). Evaluation Of The Antimicrobial Potential Of Phenolic Compounds Extracted From Banana Peels (*Musa paradisiaca* L.) Against *S. aureus* and *S. typhimurium* In

Meat and Fish. *Journal of Survey in Fisheries Sciences*, 10(3S), 2048-2054. Obtenido de <https://sifisherliessciences.com/journal/index.php/journal/article/view/781/762>

Mondragón, J. M., Serna, J. A., García, L. S., & Jaramillo, L. M. (2018). Caracterización fisicoquímica de los subproductos cáscara y vástago del plátano Dominicano harton. *ION*, 31(1), 21-24. doi:10.18273/revion.v31n1-2018003

Montoya, C. (2024). Evaluación de la actividad antioxidante de polifenoles microencapsulados obtenidos a partir de la cáscara de plátano (*Musa paradisiaca*). Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/40820/1/CBT%20124.pdf>

Montoya, M., Espinal, F., Bello, I., López, C., Mendoza, E., Bravo, C., & López, P. (2022). Elaboración de bioplásticos a base de cáscara de plátano (*musa paradisiaca*) y almidón de maíz (*zea mays*). *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 2385-2401. doi:https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v6i4.2763

Noles, T. (2018). Evaluación de la capacidad antibacteriana de los taninos extraídos del banano verde (*Musa sp.*), rechazo de las bananeras, frente a la bacteria *Staphylococcus aureus* ATCC: 12600. *Universidad Politécnica Salesiana*. Obtenido de <https://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/16597>

Ortiz, M. F. (2020). Evaluación de la cáscara de plátano (AAB SIMMONDS) como coagulante natural para la clarificación de aguas. *Escuela Colombiana de Ingeniería Julio Garavito*. Obtenido de <https://repositorio.escuelaing.edu.co/handle/001/1276>

Oseghale, I., & Godwin, I. (2022). Comparative study of the elemental compositions of banana (*Musa paradisiaca* linn) and plantain (*Musa × paradisiaca*) stalks cultivated in Ekpoma, Esan west local government area of Edo state. *J Pharmacogn Phytochem*, 11(2), 302-304. doi:10.22271/phyto.2022.v11.i2d.14397

Pham, T., Nguyen, V., Pham, N., Tran, T., & Pham, T. (2022). Effects of ripeness and extraction conditions on the content of phenolic compounds in banana peels (*Musa paradisiaca* L.). *Food Research*, 6(1), 154 - 163. doi:[https://doi.org/10.26656/fr.2017.6\(1\).152](https://doi.org/10.26656/fr.2017.6(1).152)

Pilco, G., Borja, D., Goetschel, L., Andrade, P., Irazabal, J., Vargas-Jentzsch, P., . . . Ramos, L. A. (2018). Bromatological characterization and evaluation of the antimicrobial activity of Ecuadorian banana peel (*Musa paradisiaca*). *Enfoque UTE*, 9(2), 48-58. doi:<https://doi.org/https://doi.org/10.29019/enfoqueute.v9n2.297>

Pindo, J., & Tandazo, K. (2023). Estudios químicos y capacidad antioxidante de las cáscaras de *Musa acuminata* AAB (Plantain, Blue Java). *Universidad Técnica de Machala*. Obtenido de https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/22781/1/Trabajo_Titulacio

Ponce, F. C. (2018). Características fisicoquímicas, sensoriales y bioactivas del pan de trigo sustituido parcialmente con harina de cáscara de plátano (*Musa paradisiaca* L.). *Universidad Nacional Federico Villareal*.

Poveda, G., Cabrera, C., Carrera, J., & Sambonino, B. (2021). Afectación a las exportaciones de banano ecuatoriano a causa de la pandemia por el covid 19. *South Florida Journal of Development*, 2(2). doi:10.46932/sfjdv2n2-158

Rojas, A., Barona, S., & Montoya, J. (2019). Evaluación de Alternativas de Aprovechamiento Energético y Bioactivo de la Cáscara de Plátano. *Información Tecnológica*, 30(5), 11-24. doi:<http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642019000500011>

Rojas, R., & Yanez, F. (2018). Investigación fitoquímica comparativa de hojas de coriandrum savitum L. Cosechados en diferentes orígenes geográficos. *Universidad Técnica de Machala*, 3-78. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/13299>

Sánchez, M., Bello, L., & Patiño, O. (2020). Capacidad antioxidante de harina de fruto completo de plátano con potencial para elaborar productos nutraceuticos. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 5, 414-419. Obtenido de <http://www.fcb.uanl.mx/IDCyTA/files/volume5/5/8/82.pdf#page=1.21>

Sani, O. (2023). Caracterización físico-química de la biomasa de cáscara de plátano de la variedad musa paradisiaca cavendish-musaceae como alternativa alimenticia en piensos para alimentación animal. *Universidad Técnica del Norte*. Obtenido de <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/14097>

Silva, V., Arquelau, P., Silva, M., Augusti, R., & Fante, C. (2020). Use of paper spray-mass spectrometry to determine the chemical profile of ripe banana peel flour and evaluation of its physicochemical and antioxidant properties. *Quimica Nova*, 43(5), 579-585. doi:<http://dx.doi.org/10.21577/0100-4042.20170521>

Soledispa, P., Mangas, R., García, V., Miranda, M., Matute, C., & Tello, A. (2022). Estudio farmacognóstico y capacidad antioxidante de la especie Smilax purhampuy Ruiz que crece en Ecuador. *Journal of Pharmacy & Pharmacognosy Research*, 10(3), 387-396. doi:https://doi.org/10.56499/jppres21.1303_10.3.387

Syukriani, L., Febjislami, S., S, L. D., Hidayati, R., Asben, A., Suliansyah, I., & Jamsari, J. (2021). Physicochemical characterization of peel, flesh and banana fruit cv. raja (*Musa paradisiaca*). *IOP Conf. Series: Earth and Environmental Science*, 741(1), 012006. doi:10.1088/1755-1315/741/1/012006

Taco, J. C., Quiñonez, M. d., Chicaiza, W. V., Aguirre, G. E., & Arellano, J. A. (2023). Aprovechamiento del Endocarpio del Plátano Verde (*Musa Paradisiaca*) para la Obtención de papel Ecológico. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 7(22), 9980- 9994. doi:https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v7i2.6092

Torres, K., Sancho, A. M., & Gozzi, M. S. (2018). Caracterización físico-química de harina obtenida a partir de cáscaras de banana (*Musa paradisiaca*) y su aceptabilidad en budines sin gluten. *Ciencia y Tecnología de Alimentos ecnología de Alimentos*, 28(2), 22-29. Obtenido de <https://revcitecal.iiiia.edu.cu/revista/index.php/RCTA/article/view/59>

Toyo, J., Toyo, M., & Morero, E. (2021). Extracción de pectina mediante hidrólisis ácida de la cáscara de cambur (*Musa paradisiaca*). *Revista Electrónica de Ciencias del Agro y Mar*, 3(5). doi:<https://doi.org/10.35381/a.g.v3i5.1658>

Veliz, C. (2017). Contenido de compuestos fenólicos totales, potencial antioxidante, factor de protección solar y capacidad regeneradora de cáscara de *Musa* spp. "plátano". *Universidad Nacional de Trujillo*. Obtenido de <https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/1429036>

Vu, H. T., Scarlett, C. J., & Vuong, Q. V. (2018). Phenolic compounds within banana peel and their potential uses: A review. *Journal of Functional Foods*, 40, 238-248. doi:<https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.11.006>

Conflicto de interés

Los autores de este manuscrito declaran no tener ningún conflicto de interés.

Declaración ética

Los autores declaran que el proceso de investigación que dio lugar al presente manuscrito se desarrolló siguiendo criterios éticos, por lo que fueron empleadas en forma racional y profesional las herramientas tecnológicas asociadas a la generación del conocimiento.

Copyright

La *Revista de la Universidad del Zulia* declara que reconoce los derechos de los autores de los trabajos originales que en ella se publican; dichos trabajos son propiedad intelectual de sus autores. Los autores preservan sus derechos de autoría y comparten sin propósitos comerciales, según la licencia adoptada por la revista

Licencia Creative Commons

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-Compartir Igual 4.0 Internacional



REVISTA DE LA UNIVERSIDAD DEL ZULIA, Fundada el 31 de mayo de 1947

UNIVERSIDAD DEL ZULIA, Fundada el 11 de septiembre de 1891