UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIA E INGENIERÍA

EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

Tema: Evaluación de la capacidad antioxidante y estabilidad de un extracto obtenido a partir de residuos de hojas de la cosecha del maíz (*Zea mays*).

Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo la obtención del Título de Ingeniero Biotecnólogo, otorgado por la Universidad Técnica de Ambato, a través de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Autor: Angel Santiago Puruncajas Paucar

Tutor: Mg. Danae Fernández Rivero

Ambato – Ecuador

Febrero - 2025

APROBACIÓN DEL TUTOR

Mg. Danae Fernández Rivero.

CERTIFICA:

Que el presente Informe Final del Trabajo de Titulación ha sido prolijamente revisado. Por lo tanto, autorizo la presentación de este Informe Final del Trabajo de Titulación, opción Proyecto de Investigación, el mismo que responde a las normas establecidas en el Reglamento de Títulos y Grados de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Ambato, 17 de Enero de 2025.



Mg. Danae Fernández Rivero

1757181209

TUTOR

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Angel Santiago Puruncajas Paucar completos del autor, manifiesto que los resultados obtenidos en el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Ingeniero Biotecnólogo son absolutamente originales, auténticos y personales; a excepción de las citas bibliográficas.



Angel Santiago Puruncajas Paucar

1805028576

AUTOR

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que haga uso de este Informe Final del Trabajo de Titulación o parte de él, un documento disponible para su lectura consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los Derechos en línea patrimoniales de mi Informe Final del Trabajo de Titulación, con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica y se realice respetando mis derechos de autor.



Angel Santiago Puruncajas Paucar

1805028576

AUTOR

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Los suscritos Profesores Calificadores, aprueban el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, el mismo que ha sido elaborado de conformidad con las disposiciones emitidas por la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato.

Para constancia firman:

Firmado electrónicamente por:
LORENA DE LOS ANGELES NUNEZ VILLACIS

Presidente del Tribunal

Firmado electrónicamente por:
SANTIAGO CASADO ROJO

Dr. Santiago Casado Rojo

1759126954

Firmado electrónicamente por:
MARIA DANIELA GARCES MONCAYO

Mg. María Daniela Garcés Moncayo

1803571585

Ambato, 30 de Enero de 2025

DEDICATORIA

*A mis padres, **Hugo Puruncajas** y **Mónica Paucar**, por darme el regalo de la vida, una familia llena de amor, los valores que me guían y su apoyo incondicional. Gracias a ustedes, he podido alcanzar mis metas y aprovechar las oportunidades más valiosas. Todo lo que soy y tengo se los debo a ustedes, con gratitud eterna.*

*A mis hermanos, **Fernanda** y **Henry**, por su cariño, conocimientos y pasiones que han marcado mi vida con una huella que nunca se borrará. Gracias por hacer mi vida más feliz y por ser el ejemplo que siempre trato de seguir.*

*A **Jessica Castro**, mi pilar, mi refugio y mi fuerza. Porque gracias a ti sé lo que es el amor genuino y la verdadera amistad. Eres mi mayor inspiración para mejorar cada día, perseguir mis sueños y ser esa persona que camine a tu lado por el resto de la vida.*

*A mis primos **Adrián**, **Erik**, **Jenny**, **Natty** y **Katty**, mis mejores amigos, con quienes he podido compartir momentos inolvidables mientras crecíamos juntos. Gracias por seguir acompañándome después de tantos años.*

A todos mis amigos, quienes me han acompañado y apoyado de diferentes maneras durante la carrera. Gracias por hacerme parte de sus vidas y por hacer de mi experiencia universitaria un camino lleno de alegría, risas e innumerables recuerdos.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a mis padres y hermanos, por ser mis mentores, mi ejemplo a seguir. Gracias por el apoyo y el cariño que he recibido durante toda la vida.

A Jessica, por el amor incondicional que recibo y el que aprendí a ofrecer. Gracias por acompañarme durante tantos años y espero seguir cumpliendo mis sueños junto a ti.

A mis primos, por ser mis mejores amigos durante toda la vida, con quienes he crecido y sé que estarán ahí cuando los necesite.

A mi tutora, Mg. Danae Fernández, por su apoyo en este proceso y confiar en mí desde el inicio de la carrera. Muchas gracias por su guía y enseñanza.

A todos los docentes que me inspiraron y motivaron a seguir aprendiendo, gracias por su dedicación y por ser una fuente constante de conocimiento y crecimiento.

A Johanna Paredes por formar parte de las amistades más cercanas y por seguirme acompañando desde los primeros semestres a pesar de las circunstancias.

A Jennifer Luzuriaga, por brindarme una amistad tan cercana que la considero mi familia. Gracias por haberme acompañado desde los inicios de la carrera.

A Mario Gusqui, por ser el mejor amigo siempre dispuesto a darme un consejo.

A Joselyne Rodríguez, por los momentos compartidos y por la amistad genuina que tuvimos.

A Pamela Barrera, por enseñarme que la distancia no importa cuando la amistad es verdadera.

A Juli Chicaiza, por el cariño y los momentos que compartimos.

A Paula Cepeda, por el apoyo constante que me has ofrecido desde el primer día.

A Madeline Pérez, Erika Orozco y Ricardo Altamirano, por ser los amigos que toda cualquier persona quisiera tener. Gracias por compartir conmigo varios de los mejores momentos durante la carrera, por las risas, por el apoyo, por siempre impulsar a dar todo lo que tengamos, por enseñarme que los amigos están para las buenas y para las malas. Gracias por acompañarme hasta el final durante tantos trabajos, tareas, proyectos, exámenes, fiestas y sobre todo buenos momentos. Espero que todos sus sueños se cumplan y que sigamos compartiendo nuevas experiencias.

A Dayana Tapia, por enseñarme que se puede formar una amistad estrecha de la noche a la mañana. Gracias por los consejos, el tiempo, el apoyo y, especialmente, por la confianza.

A Made, Mateo, Sebastián, Alejo, David, John, Joss, Andrés, Jenni, Carlos, Zule, Nico, Angie, Fer, Valeria, Jae, Lili, Jony, Joshua y a todas esas personas que sabían que no hay mal momento para reír. Gracias por hacerme parte de sus planes y por enseñarme a disfrutar mucho más de esta etapa.

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

APROBACIÓN DEL TUTOR ii
AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN iii
DERECHOS DE AUTOR iv
APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO v
DEDICATORIA vi
AGRADECIMIENTO vii
ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS viii
ÍNDICE DE TABLAS xi
ÍNDICE DE FIGURAS xii
RESUMEN EJECUTIVO xiii
ABSTRACT xiv
CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO 1
1.1 Antecedentes Investigativos 1
1.1.1 Justificación 1
1.1.2 Producción de desechos agrícolas 2
1.1.3 Aprovechamiento de los residuos agrícolas en la industria. 3
1.1.4 Maíz (*Zea mays*) 3
1.1.4.1 Características y descripción del maíz. 3
1.1.4.2 Producción de residuos de maíz en Ecuador 6
1.1.4.3 Residuos del maíz como fuente de productos y servicios 6
1.1.5 Compuestos bioactivos 7
1.1.5.1 Compuestos bioactivos en la naturaleza 7
1.1.5.2 Obtención de compuestos bioactivos 9
1.1.5.3 Métodos de detección de compuestos bioactivos. 11
1.1.6 Moléculas antioxidantes. 13
1.1.6.1 Proceso oxidativo. 13
1.1.6.2 Especies reactivas de oxígeno 13
1.1.6.3 Actividad antioxidante 14

1.1.6.4 Evaluación de la actividad antioxidante. 14
1.1.7 Estabilidad de compuestos bioactivos. 15
1.2 Objetivos 16
1.2.1 Objetivo general: 16
1.2.2 Objetivos específicos: 16
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA 17
2.1 Materiales 17
2.1.1 Recursos institucionales 17
2.1.2 Material fungible y de laboratorio 17
2.1.3 Equipos 17
2.1.4 Reactivos 18
2.2 Métodos: 18
2.2.1 Obtención de un extracto a partir de hojas residuales de la cosecha del maíz utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol. 18
2.2.1.1 Recolección del material vegetal. 18
2.2.1.2 Obtención del extracto utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol. 19
2.2.1.3 Identificación de grupos funcionales en el extracto mediante espectroscopía FTIR. 19
2.2.2 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos mediante el método de DPPH. 20
2.2.2.1 Construcción de la curva de calibración. 20
2.2.2.2 Análisis de la capacidad antioxidante. 20
2.2.3 Evaluación de la estabilidad de los extractos almacenados a tres diferentes temperaturas mediante FTIR. 21
2.2.3.1 Preparación y almacenamiento de las muestras. 21
2.2.3.2 Estudio de la estabilidad de los extractos mediante FTIR. 22
2.2.3.3 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos. 22
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN 23
3.1 Análisis y discusión de resultados 23

3.1.1 Obtención de un extracto a partir de hojas residuales de la cosecha del maíz utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol. 23
3.1.1.1 Identificación de grupos funcionales en el extracto mediante espectroscopía FTIR. 23
3.2 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos mediante el método de DPPH. 29
3.2.1 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos 29
3.3 Evaluación de la estabilidad de los extractos almacenados a tres diferentes temperaturas mediante espectrofotometría infrarroja por transformada de Fourier (FTIR). 30
3.3.1 Estudio de la estabilidad de grupos funcionales mediante espectroscopía FTIR 30
3.3.2 Estudio de la estabilidad de la actividad antioxidante 34
CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 36
4.1 Conclusiones 36
4.2 Recomendaciones 38
MATERIALES DE REFERENCIA 39
ANEXOS 55

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Principales cultivos y su producción de desechos en Ecuador. 2
Tabla 2 *Clasificación taxonómica del maíz.* 4
Tabla 3 *Variedades de Zea mays cultivadas en Ecuador.* 4
Tabla 4 *Varios usos a distintas partes de los residuos del maíz.* 7
Tabla 5 *Técnicas para la identificación de compuestos bioactivos.* 12
Tabla 6 *Principales ensayos de detección de actividad antioxidante.* 15
Tabla 7 *Material fungible y de laboratorio* 17
Tabla 8 *Equipos de laboratorio.* 18
Tabla 9 *Reactivos de laboratorio.* 18
Tabla 10 *Combinaciones de almacenamiento para el estudio de estabilidad de los extractos.* 22
Tabla 11 *Principales valores pico del espectro de FTIR del extracto Et. de hojas de maíz (Zea mays.)* 24
Tabla 12 *Principales valores pico del espectro de FTIR del extracto Ac. de hojas de maíz (Zea mays.)* 26
Tabla 13 *Porcentaje de inhibición y equivalente de Trolox de las muestras* 29

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 *Distribución geográfica de las variedades del maíz en Ecuador.* 5
Figura 2 *Espectro FTIR del extracto Et. de hojas de maíz (Zea mays)* 24
Figura 3 *Espectro FTIR del extracto Ac. de hojas de maíz (Zea mays)* 25
Figura 4 *Superposición de espectros FTIR de los extractos de hojas de maíz (Zea mays.)* 27
Figura 5 *Espectro FTIR de la primera semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.* 31
Figura 6 *Espectro FTIR de la segunda semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.* 32
Figura 7 *Espectro FTIR de la tercera semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.* 32
Figura 8 *Espectro FTIR de la primera semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.* 33
Figura 9 *Actividad antioxidante de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol almacenados a diferente temperatura* 34

RESUMEN EJECUTIVO

El maíz (*Zea mays*) es un cultivo clave en Ecuador, generando altos volúmenes de residuos agrícolas poco aprovechados que, debido a un mal manejo, podrían contaminar el ambiente o tener bajo valor económico. Las hojas del maíz, ricas en biomoléculas como clorofila y flavonoides, tienen potencial para aplicaciones industriales en alimentos y cosméticos. Esta investigación busca evaluar la capacidad antioxidante y estabilidad de extractos de hojas del maíz para explotar su uso. Se prepararon dos extractos utilizando etanol al 96 por ciento y una mezcla acetona-etanol en proporción 3 a 1, los cuales fueron analizados mediante espectrofotometría FTIR. Se estudió su capacidad antioxidante mediante el ensayo de DPPH. Los extractos fueron almacenados a diferentes temperaturas durante cuatro semanas y se estudiaron sus espectros FTIR y capacidad antioxidante. El estudio de FTIR indica la presencia de compuestos hidroxilados en ambos extractos. El extracto en acetona contiene grupos más diversos. La capacidad antioxidante es de 107.15 y 104.39 micromoles de Trolox por gramo de hojas de maíz para el etanol y acetona-etanol, respectivamente. El estudio de estabilidad reflejó un cambio en los espectros FTIR de ambos extractos aumentando la presencia de nuevos grupos funcionales. El extracto en acetona-etanol mostró una mayor estabilidad de la capacidad antioxidante, mientras que el extracto en etanol presentó una reducción considerable. La refrigeración resultó ser la mejor condición para preservar la actividad antioxidante en ambos extractos.

Palabras clave: Maíz, residuos agroindustriales, capacidad antioxidante, extractos vegetales, espectro FTIR.

ABSTRACT

Maize (*Zea mays*) is a major crop in Ecuador, generating high volumes of underutilized agricultural waste which, if poorly managed, could pollute the environment or have non-economic value. Maize leaves, rich in biomolecules such as chlorophyll and flavonoids, hold potential for industrial applications in food and cosmetics. This research aims to evaluate the antioxidant capacity and stability of maize leaf extracts to promote their utilization. Two extracts were prepared using 96 percent ethanol and an acetone-ethanol mixture in a 3 to 1 ratio, which were analyzed through FTIR spectrophotometry. Their antioxidant capacity was studied using the DPPH assay. The extracts were stored at different temperatures for four weeks, and their FTIR spectra and antioxidant capacity were examined. The FTIR study indicates the presence of hydroxylated compounds in both extracts, acetone extract containing more diverse groups. The antioxidant capacity was 107.15 and 104.39 micromoles of Trolox per gram of maize leaves for ethanol and acetone-ethanol extracts, respectively. The stability study showed changes in the FTIR spectra of both extracts, with an increase in the presence of new functional groups. The acetone-ethanol extract exhibited greater stability in antioxidant capacity, whereas the ethanol extract showed a significant reduction. Refrigeration proved to be the best condition for preserving antioxidant activity in both extracts.

Key words: Maize, agro-industrial waste, antioxidant capacity, plant extracts, FTIR spectra.

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes Investigativos

1.1.1 Justificación

El maíz (*Zea mays*) es uno de los productos más cultivados en Ecuador, principalmente para uso en alimentación humana y ganadera **(Albán y Caviedes, 2019)**. Según las estadísticas del **Instituto Nacional de Estadísticas y Censos (INEC, 2024)**, en Ecuador en el año 2023 la superficie sembrada con maíz fue de 414,966 Ha y se produjeron 1,535,813 toneladas, siendo el quinto producto agrícola más producido y el segundo cultivo transitorio más producido en el año. El cultivo a escalas industriales de productos agrícolas genera una cantidad masiva de desechos. Estos desechos no son correctamente aprovechados. Los desechos de la cosecha del maíz (hojas y tallos) son comúnmente dejados en las zonas de cosecha, quemados o usados para la alimentación de bovinos y ovinos **(Martillo et al., 2020)**. El poco aprovechamiento de los residuos de la cosecha del maíz genera contaminación al medioambiente o baja rentabilidad económica para los productores de este cereal.

El cultivo de maíz posee una relación residuo-producto (RPR por sus siglas en inglés) de 2, lo que significa que por tonelada de producto cosechado se van a generar dos toneladas de residuo (hojas, tallo, tusa, raíces, etc.) **(Carvajal et al., 2017)**. Varios estudios han tratado de encontrar aplicaciones efectivas del residuo de la cosecha del maíz con fines industriales. **Sánchez et al. (2015)**, realizó un estudio acerca de la capacidad nutritiva del residuo de *Zea mays*, concluyendo en la efectividad de su uso al suplementarlo con melaza y urea. Asimismo, **Martillo et al. (2020)** estudia el potencial energético de la tusa del maíz y lo cataloga como un residuo con potencial como combustible energético.

Las hojas de las plantas poseen varios compuestos bioactivos con actividad biológica relevante, como ácidos fenólicos, flavonoides, carotenoides, clorofila, entre otros **(Rodríguez De Luna et al., 2020)**. Las hojas contienen una abundante cantidad de clorofila, esencial para la fotosíntesis, lo que las convierte en una fuente de extractos ricos en este pigmento y en otros compuestos bioactivos. La clorofila es un pigmento de color verdoso con una importancia significativa en plantas y bacterias para la conversión de energía solar en energía química. Debido a la estructura rica en dobles enlaces y grupos hidroxilo de la clorofila, flavonoides y compuestos fenólicos, presentan una considerable actividad antioxidante **(Pareek et al., 2017)**. Gracias a estas propiedades, el extracto puede tener aplicaciones útiles en la industria alimentaria y cosmética. Sin embargo, es conocido que algunos compuestos se degradan en dependencia de la polaridad de solvente y exposición a la luz, por lo que es crucial estudiar su estabilidad en condiciones de almacenamiento con el fin de analizar su perfil de degradación **(Nabi et al., 2023)**.

Dada la importancia de aprovechar los recursos naturales y minimizar los residuos agrícolas, esta investigación se propone utilizar las hojas de maíz, uno de los residuos más abundantes de la cosecha,

como fuente de un extracto con actividad antioxidante. Para determinar la utilidad del extracto en la industria, se analizará su capacidad antioxidante y se evaluará su perfil de degradación.

1.1.2 Producción de desechos agrícolas.

El crecimiento de la población trae consigo la necesidad de producción en masa de productos y servicios de todo tipo, resultando en la generación de una gran cantidad de desechos. La agricultura es una de las industrias que más ha crecido durante los últimos años, dejando detrás millones de toneladas de desechos que no son utilizados en la alimentación humana o animal. Cientos de millones de toneladas de desechos agrícolas son producidos al año resultado de la necesidad de alimentación de una población creciente. Los residuos agrícolas (RAs) son aquellos subproductos orgánicos provenientes de la agricultura que son desechados en el proceso **(Akhayere y Kavaz, 2021)**.

Al inicio del sigo XX, se generaron 4 389 millones de toneladas de RAs a nivel mundial **(Mengqi et al., 2021)**. Muchos de estos residuos no son aprovechados eficientemente pues suelen ser incinerados directamente sobre el suelo o enterrados, lo que genera contaminación en el agua y aire. Cierta parte de los RAs son aprovechados en otras áreas como la producción de energía, alimento animal, construcción, compost, fertilizantes, entre otros **(Koul et al., 2022)**.

El RPR es un indicador de la producción de residuos de un cultivo y se define como el cociente entre masa de desechos no comestibles producidos entre la masa de producto comestible cosechado. Mientras mayor sea el RPR de un producto indica que la cosecha de este genera más cantidad de desechos no aprovechados en la cosecha **(Carvajal et al., 2017)**. En la Tabla 1 se observan los principales cultivos de Ecuador en el año 2023, su valor de RPR y la masa de alimento cosechado y desechos producidos.

Tabla 1

Principales cultivos y su producción de desechos en Ecuador.

Cultivo	RPR	Producción (t)	Residuos (t)
Banano	2.0 **(Castillo et al., 2023)**	7,159,815	14,319,630
Caña de azúcar	0.30 **(Sindhu et al., 2016)**	6,253,732	1,876,119
Palma africana	4.0 **(Sulaiman et al., 2011)**	2,049,699	8,198,796
Arroz	1.4 **(Goswami et al., 2020)**	1,636,349	2,290,889
Maíz	2.0 **(Carvajal et al., 2017)**	1,535,813	3,071,626

Nota. El RPR de cada cultivo se obtuvo de las referencias citadas junto a cada valor. El valor de masa producida se obtuvo de **INEC (2024)**. El valor de los residuos se calculó a partir del RPR y producción.

Es importante impulsar el uso variado de RAs como materia prima en otras industrias para reducir la contaminación generada por el mal manejo de estos residuos. Promover investigaciones cuyo fin sea obtener productos o servicios útiles para la población a partir de residuos agrícolas ayudaría a generar interés en el aprovechamiento sostenible de residuos y generará a su vez un potencial económico listo para explotar **(Cury et al., 2017)**.

1.1.3 Aprovechamiento de los residuos agrícolas en la industria.

Actualmente, los residuos agrícolas son utilizados como fertilizantes, adsorbentes, alimento animal, en la producción de gases, obtención de metabolitos, o combustión directa **(Obi et al., 2016)**. Los RAs son principalmente utilizados en la combustión directa, ya que es un método fácil y rápido para deshacerse de la gran cantidad de biomasa que se queda en las parcelas. La combustión de RAs genera contaminación en el aire, agua y suelo, por lo que se han realizado esfuerzos constantes por cambiar hacia prácticas sostenibles de agricultura **(Duque-Acevedo et al., 2020; Sarkar et al., 2020)**.

Varias alternativas más sostenibles radican en el almacenamiento de residuos en condiciones específicas para obtener biogases mediante procesos fermentativos o para permitir la degradación *in situ* de los RAs para reciclar los nutrientes presentes en la biomasa **(Keerthana Devi et al., 2022)**. Por otra parte, existe la posibilidad de usar los RAs ricos en celulosa en la producción de adsorbentes de bajo costo para remover contaminantes presentes en el agua. Este método es útil para remover colorantes, grasas, metales pesados de aguas corrientes y aguas servidas **(Kumawat et al., 2022; Lade et al., 2023)**. Así mismo, los residuos pueden ser utilizados como materia prima rica en polímeros o en compuestos bioactivos en la producción de una variedad de productos **(Adetunji et al., 2023)**.

Aunque existen numerosas aplicaciones sostenibles para los RAs, los agricultores parecen no recibirlas favorablemente en sus prácticas de agroindustria. Principalmente debido a que eso significa un trabajo adicional por su parte, disminuyendo el rendimiento económico de sus cultivos. Por ello, es fundamental promover legislación que impulse estas prácticas sostenibles en la industria, beneficiando tanto a los agricultores como a las empresas externas que aprovechan los residuos agrícolas (RAs) **(Raza et al., 2019)**.

1.1.4 Maíz (*Zea mays*)

1.1.4.1 Características y descripción del maíz.

El maíz (*Zea mays*) es un cereal completamente domesticado y es una de las especies de plantas con la mayor productividad agrícola. Es una planta C_4 con una abundante actividad fotosintética, lo que la hace una de las plantas con mayor producción de carbohidratos por unidad de área por día **(García-Lara y Serna-Saldivar, 2019)**. En la Tabla 2 se describe la clasificación taxonómica del maíz, en la cual se puede observar que es una planta vascular monocotiledónea perteneciente a las gramíneas del

género *Zea*, por lo que es una planta anual con mazorca y semillas unidas a su cáscara. El maíz tiene un ciclo productivo de 120 a 210 días en donde el grano puede ser cosechado. El principal uso del maíz a nivel mundial es la preparación de balanceado para el alimento animal a partir de maíz duro. Por otra parte, se utiliza el maíz dulce para el alimento humano en forma de granos o de harinas. La parte vegetativa de la planta es usada como alimento animal o materia prima para otros procesos **(Brambilla et al., 2022; Martinez y Fernandez, 2019)**.

Tabla 2

Clasificación taxonómica del maíz.

Taxonomía	Descripción
Reino	Plantae
Subreino	Tracheobionta
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Subclase	Commelinidae
Orden	Cyperales
Familia	Poaceae
Género	*Zea*
Especie	*Zea mays*

Nota. Adaptado de "Understanding tropical maize (*Zea mays L.*): The major monocot in modernization and sustainability of agriculture in sub-Saharan Africa," por Awata et al., 2019, *International Journal of Agricultural Research*, 7(2).

En Ecuador, el cultivo de maíz es uno de los más importantes en el comercio nacional e internacional. Después de la cosecha del grano, la planta de maíz es extraída y desechada, por lo que se considera un cultivo transitorio. En la Tabla 3 se pueden observar las principales variedades de maíz en el ecuador y sus valores de producción, en donde destaca el maíz duro seco como la variedad más producida, seguido del maíz suave choclo.

Tabla 3

Variedades de Zea mays cultivadas en Ecuador.

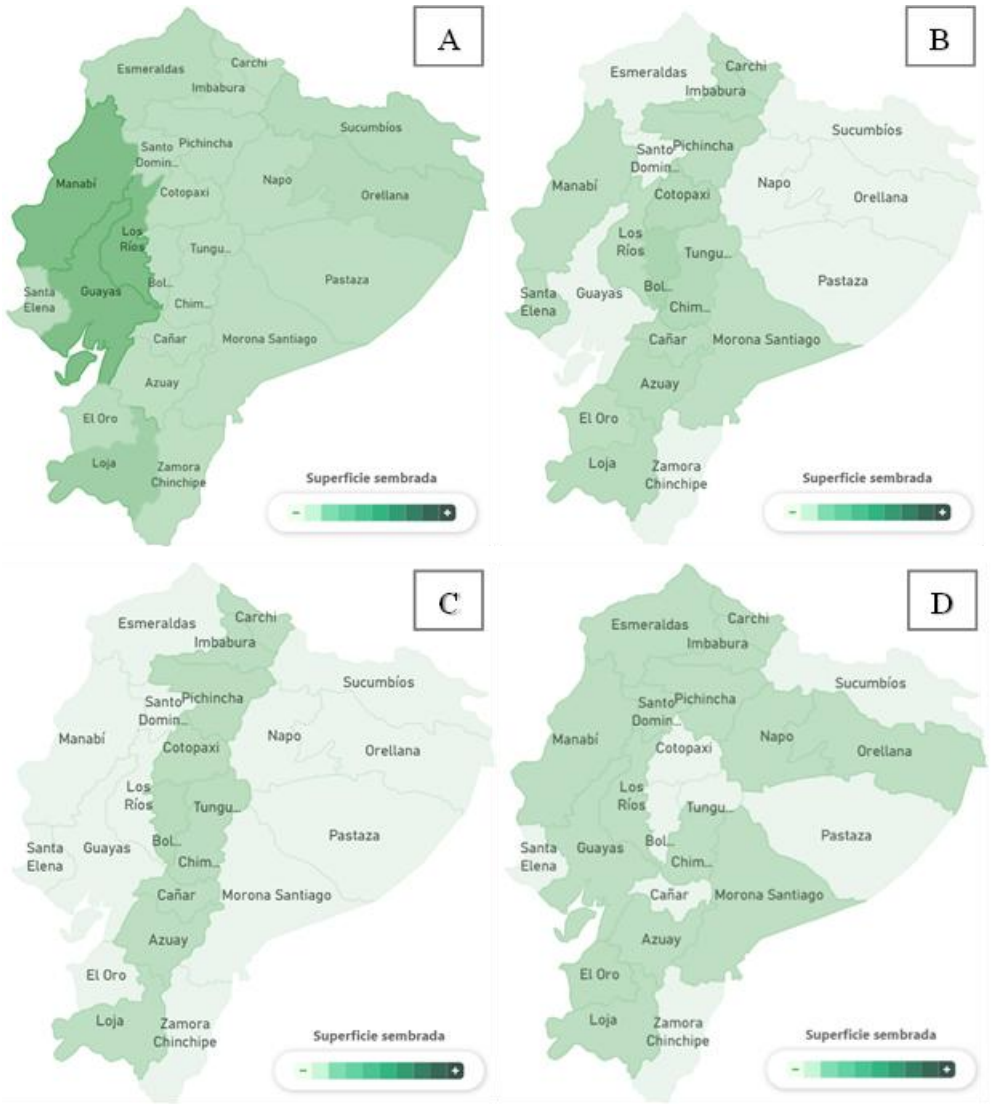
Variedad	Producción (t)	Superficie (Ha)
Maíz duro seco	1,413,382	344,272
Maíz suave seco	49,490	48,022
Maíz suave choclo	54,429	17,176
Maíz duro choclo	18,512	5,496

Nota. Datos obtenidos de **INEC (2024)**.

En la Figura 1 se pueden observar las distintas distribuciones geográficas de siembra de cada variedad del maíz en Ecuador. El maíz duro seco se concentra mayormente en provincias costeras como Guayas, Manabí y Los Ríos y posee una presencia moderada en el resto del país (Figura 1A). El maíz suave seco se siembra en toda la región sierra y en las provincias de Manabí, Santa Elena y Morona Santiago (Figura 1B). El maíz suave choclo se siembra en toda la región sierra. (Figura 1C). El maíz duro está presente en toda la región costera y en ciertas provincias de la sierra y oriente (Figura 1D). Se puede interpretar que los cultivos de maíz duro seco y maíz suave choclo son representativos de la región costa y sierra, respectivamente.

Figura 1

Distribución geográfica de las variedades del maíz en Ecuador.



Nota. A: maíz duro seco; B: maíz suave seco; C: maíz suave choclo, D: maíz duro choclo. Obtenido de **INEC (2024)**.

1.1.4.2 Producción de residuos de maíz en Ecuador

En el año 2022, el país tuvo un incremento de producción de maíz del 10% con respecto al año anterior, a pesar de que la superficie sembrada se redujo en un 7%. Esto resulta en una producción bruta de maíz de 1,641,131 toneladas (Ministerio de Agricultura y Ganadería., 2022; Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura., 2023). La gran cantidad de maíz producido significa a su vez una cantidad aún mayor de residuos generados por la actividad agrícola. El maíz tiene un RPR de 2 **(Carvajal Barriga et al., 2017),** lo que significa que la actividad agrícola de este cereal resultó en la generación de 3,282,262 toneladas de residuos en el 2022 y de 3,071,626 toneladas en 2023.

Aprovechar los residuos de la producción del maíz es una fuente atractiva de materia prima de bajo costo para la generación de productos y servicios que ayuden al país a marcar presencia comercial de manera nacional e internacional a la vez que se generan plazas de empleo para el apoyo de los ciudadanos.

1.1.4.3 Residuos del maíz como fuente de productos y servicios

Una gran proporción de los residuos del maíz es aprovechada para la alimentación ganadera en zonas rurales del país. Para asegurar una alimentación de calidad y alta producción animal se han realizado varios estudios donde se analiza la viabilidad de la alimentación animal basada en residuos de maíz en la maximización de la producción ganadera. **Sánchez et al. (2015)**, establece la necesidad de enriquecer el restrojo de maíz con urea y melaza para promover un incremento en el desarrollo de ovinos con respecto a la alimentación tradicional. Asimismo, **Aguirre et al. (2018)**, propone una fermentación enriquecida a base de los rastrojos del maíz para aumentar la calidad nutritiva del alimento, duplicando el contenido de proteína y fibra cruda. Se concluye que el uso del rastrojo del maíz necesita un enriquecimiento con fuentes de proteína y otros carbohidratos para asegurar la correcta alimentación del ganado.

Los residuos del maíz son de naturaleza orgánica, por lo que es atractivo pensar en generar energía gracias a la combustión u otros procesos. **Martillo et al. (2020)** calcula un potencial energético de 15.72 GJ por hectárea de maíz cosechada y un índice de generación eléctrica de 115.20 kWh por tonelada. Aparte de la generación de energía por combustión directa, **Núñez Camargo (2012)** estudia la posibilidad de generar productos derivados útiles para la producción de energía, como etanol, biogás y biodiesel. A pesar de ser una alternativa prometedora, es importante controlar la emisión de gases de efecto invernadero, por lo que la producción de energía a base de combustión no es una práctica sostenible a largo plazo.

Por otra parte, se han estudiado diversas aplicaciones que aprovechen los residuos del maíz para la obtención de distintos productos: cáscara para la producción de bioplásticos **(Riera et al., 2018)**,

rastrojo para producción de carbón activado **(Tsai et al., 2001)**; calcinación de residuos para el fortalecimiento de hormigón **(Orrala y Fausto, 2015)**, residuo general como fertilizante natural de cultivos **(España et al., 2002; Lechner y Monaldi, 2011)**. Asimismo, a partir de los residuos del maíz se pueden obtener varios productos gracias a métodos de extracción, por ejemplo: hemicelulosas a partir de la tuza del maíz **(da Silva et al., 2013)**, azúcares reductores totales a partir de la caña del maíz **(Chauca et al., 2017)**, flavonoides a partir de tuza y hojas **(Burga, 2022)**, entre otros. En la Tabla 4 se resumen varias de las aplicaciones estudiadas de los residuos del maíz.

Tabla 4

Varios usos a distintas partes de los residuos del maíz.

Producto	Parte de la planta	Tratamiento	Fuente
Energía	Tallos hojas, mazorcas.	Calcinación	**(Liu et al., 2021; Martillo et al., 2020)**
Biogás	Cáscara	Digestión	**(Núñez, 2012; Owamah y Izinyon, 2015)**
Alimento animal	Rastrojo	Enriquecimiento	**(García, 2018; Sánchez et al., 2015; Sánchez et al., 2010)**
Fertilizante	Hojas, tallos, mazorca.	Enriquecimiento	**(España et al., 2002; Lechner y Monaldi, 2011)**
Biomoléculas	Rastrojo	Extracción	**(Burga, 2022; Chauca et al., 2017; da Silva et al., 2013)**
Bioadsorbentes	Mazorca	Procesamiento químico	**(Foo, 2016; Tsai et al., 2001)**

Nota. La calcinación se refiere al proceso de descomposición térmica para generar energía. Los bioadsorbentes son útiles para remediar contaminantes en aguas y suelos.

1.1.5 Compuestos bioactivos

1.1.5.1 Compuestos bioactivos en la naturaleza

Los alimentos de origen vegetal son conocidos por su aporte de macronutrientes y micronutrientes esenciales para una alimentación saludable. Sin embargo, también poseen compuestos que no tienen una clasificación nutricional definida, pero que ofrecen un amplio espectro de funciones biológicas que ayudan a prevenir o combatir enfermedades. Estas moléculas se denominan compuestos bioactivos o fitoquímicos y han sido fuente de estudio en los últimos años por los beneficios que su ingesta produce a la salud humana **(Martínez-Navarrete et al., 2008)**. La industria alimentaria produce una gran

cantidad de residuos vegetales que contienen fitoquímicos, proteínas, biopolímeros, fibras, etc. El aprovechamiento de estos RAs a través de la extracción de fitoquímicos permite generar productos de alto valor agregado, como alimentos o suplementos nutracéuticos y fármacos. Esta estrategia no solo contribuye a la economía circular, sino que también mitiga los problemas asociados con la gestión inadecuada de residuos **(Patra et al., 2022)**. A continuación, se resumen las características de algunos de los compuestos bioactivos más estudiados:

Compuestos fenólicos.

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios de la planta que poseen al menos un radical fenol unido a estructuras variadas **(Lattanzio, 2013)**. Su actividad biológica está relacionada con la regulación del crecimiento y defensa de la planta **(Babenko et al., 2019)**. Los flavonoides son un grupo de compuestos fenólicos presentes en todas las plantas terrestres. Presentan una estructura basada en un anillo benzopirona unido a grupos fenólicos o polifenólicos en diferentes posiciones **(Ullah et al., 2020)**. Estos compuestos son producidos en respuesta a una exposición de la planta a la radiación UV, por lo que se consideran compuestos con un rol importante como antioxidante en las plantas **(Agati et al., 2020)**.

Flavonoides

Los flavonoides son fitoquímicos basados en un esqueleto polifenólico C6-C3-C6. Se subdividen en flavonas, flavonoles, flavanonas e isoflavonas que comparten el esqueleto básico con distintos grupos funcionales que le otorgan características distintas. Los flavonoides otorgan una pigmentación a los tejidos vegetales, ayudan en la protección antioxidante y en mecanismos de interacción en la planta **(Luiza Koop et al., 2022)**. Estos compuestos presentan una marcada actividad antioxidante, acompañada de propiedades antiestrogénica, antimutagénica y antiinflamatoria **(Panche et al., 2016; Patil et al., 2009)**. Las flavononas se encuentran presentes mayormente en hojas de plantas terrestres. La extracción de flavonoides en hojas se favorece al utilizar solventes de baja polaridad y material vegetal seco **(Rodríguez De Luna et al., 2020)**.

Carotenoides

Los carotenoides son un gran grupo de pigmentos de colores anaranjado, amarillo y rojo presentes en todos los organismos fotosintéticos. Su estructura está basada en isoprenoides de 40 carbonos en donde abundan los dobles enlaces. Existen dos tipos: carotenos (hidrocarburos) y xantofilas (carotenos oxigenados). Asimismo, Los carotenoides pueden ser disueltos en disolventes no polares **(Maslova et al., 2021)**. Existe una cantidad baja de carotenoides presentes en las hojas que actúan en conjunto con las clorofilas en la absorción y aprovechamiento de la energía solar. Adicionalmente, los cis-carotenos actúan en la regulación de los cloroplastos. **(Dhami y Cazzonelli, 2020)**. Los carotenoides han sido estudiados por su potencial capacidad antioxidante, antiinflamatoria, antimicrobiana y por sus

efectos beneficiosos en la prevención de cáncer, enfermedades cardíacas y cataratas **(Huang et al., 2022)**.

Clorofila

Las clorofilas son un grupo de pigmentos verdosos altamente útiles para el proceso de fotosíntesis, en el cual se aprovecha la luz solar para convertirla en energía química y cumplir funciones biológicas. Las clorofilas pertenecen a las porfirinas junto con el grupo hemo. Las porfirinas se componen de un esqueleto cíclico de tetrapirrol donde cuatro de sus átomos de nitrógeno se enlazan iónicamente con un ion Mg^{2+} central **(Hiroto et al., 2017)**. Adicionalmente, la clorofila cuenta con un grupo fitol, el cual es de carácter hidrófobo. Su característica conformación hace la hace una molécula con una gran cantidad de dobles enlaces y la capacidad de atrapar metales en el centro de su estructura de tetrapirrol. **(Pareek et al., 2017)**.

Existen cuatro tipos de clorofila, de las cuales solamente la clorofila a y clorofila b se encuentran presentes en las plantas **(Roca et al., 2016)**. La clorofila tiene una valiosa actividad antioxidante, antiinflamatoria y antimutagénica pues puede ser útil en diversas aplicaciones a nivel médico e industrial. Por otro lado, se ha podido demostrar la capacidad antitoxina de la clorofila en el tracto digestivo, protegiendo a los tejidos del daño celular causado por ciertas toxinas y metales pesados **(Zhong et al., 2021)**.

Las clorofilas juegan un papel importante en la industria alimentaria. Son aprovechadas debido a sus propiedades farmacológicas junto con su característica coloración verdosa **(Helena et al., 2023)**. Las clorofilas en la industria alimentaria son mayormente utilizadas como colorantes. Los colorantes naturales son preferidos sobre los colorantes artificiales debido a los efectos dañinos que estos últimos generan en la salud humana. A pesar de su utilidad, las clorofilas pueden degradarse si la matriz en la que se encuentre es muy polar, por lo que las pérdidas en mg de estos colorantes son muy comunes en ciertos alimentos **(Nabi et al., 2023)**.

Los compuestos bioactivos son moléculas importantes para la industria cosmética y alimentaria. La clorofila, en conjunto con otros pigmentos naturales, tienen un potencial valioso como compuestos activos para la industria debido a sus propiedades antioxidante, activador del sistema inmune y antiinflamatoria **(Morocho-Jácome et al., 2020)**. El origen natural de los fitoquímicos respeta la sensibilidad de los tejidos, reduciendo la probabilidad de generar reacciones alérgicas al utilizarla en formulaciones tópicas o en alimentos, aprovechando sus propiedades terapéuticas **(Zocher et al., 2021)**.

1.1.5.2 Obtención de compuestos bioactivos

La amplia diversidad de compuestos bioactivos presentes en los materiales vegetales dificulta su extracción, ya que dificulta la aplicación de un único método capaz de obtenerlos en su totalidad. Por

ello, es necesario combinar métodos de obtención específicos, o emplear técnicas de extracción que permitan obtener múltiples tipos de fitoquímicos de manera sencilla. A continuación, se describen diversas técnicas para la obtención de compuestos bioactivos:

La maceración es un proceso de extracción tradicional simple y de bajo costo. Consiste en sumergir el material vegetal triturado o pulverizado en un solvente adecuado a temperatura ambiente durante un tiempo determinado. Este método suele tomar varios días para obtener la mayor cantidad de compuestos bioactivos a partir del material vegetal **(Tambun et al., 2021)**.

Por otro lado, la percolación es un proceso de extracción más eficiente que la maceración debido a que implica el paso continuo de solvente puro a través de un filtro poroso con material vegetal. Usualmente se aplica temperatura al disolvente según la naturaleza del compuesto a extraer **(Bitwell et al., 2023)**.

La decocción es un proceso de extracción de fitoquímicos estables a temperaturas altas. El material vegetal es calentado durante varias horas en suficiente solvente (generalmente agua) y es filtrado a través de diversos métodos e incluso combinado con centrifugación para eliminar impurezas. Normalmente, la extracción se realiza entre los 60-70°C durante 2 horas. El aumento de la temperatura permite una mayor solubilidad de los compuestos bioactivos resistentes al calor **(Kumar et al., 2023)**.

La extracción Soxhlet es un método continuo que utiliza un sistema de reflujo de disolvente para extraer compuestos bioactivos. El solvente se calienta, evapora, condensa y recircula a través del material vegetal hasta saturarse, lo que garantiza una eficiencia alta. Este tipo de extracción dura varias horas con una cantidad fija de solvente y constante flujo de calor y agua. Este tipo de extracción es útil para compuestos bioactivos con baja volatilidad y tolerancia a las altas temperaturas **(López-Bascón y Luque de Castro, 2020)**.

La extracción asistida por ultrasonido (UAE) utiliza ondas ultrasónicas de frecuencias altas para generar cavitación en el solvente. Esto produce burbujas que se destruyen por la presión, rompiendo las paredes celulares del material vegetal y liberando los compuestos bioactivos. Este método es rápido, eficiente y requiere menos solvente y energía en comparación con técnicas tradicionales. Adicionalmente no es necesario el aumento de temperatura, lo que lo hace un método atractivo para extraer compuestos termosensibles **(Albero et al., 2019)**.

La extracción asistida por microondas (MAE) utiliza radiación electromagnética para inducir la rotación de dipolos y la transferencia iónica, facilitando el movimiento del solvente a través de la matriz vegetal y promoviendo la liberación de compuestos bioactivos. Este método es particularmente efectivo con disolventes polares, ya que la interacción con las microondas genera calor, optimizando el proceso de extracción. Sin embargo, su aplicación es limitada en la extracción de fitoquímicos termolábiles debido al aumento de temperatura del disolvente **(Abubakar y Haque, 2020)**.

La extracción de compuestos bioactivos tiene una potencial aplicación industrial, por lo que es preferible recurrir a procedimientos económicos, que utilicen pocos recursos y se realicen en un corto periodo de tiempo, manteniendo un buen rendimiento extracción **(Cuong, 2020)**.

1.1.5.3 Métodos de detección de compuestos bioactivos.

Los extractos de plantas pueden tener una combinación de muchos tipos de compuestos bioactivos, por lo que no se puede asegurar la composición de estos solamente con el método de extracción utilizado. Es por ello por lo que existen técnicas de análisis que permiten conocer los compuestos presentes en una muestra, ayudando a entender la naturaleza y potencial de los extractos **(Šaponjac et al., 2016)**. A continuación, se resumen los principales métodos de detección:

Cromatografía

La cromatografía es una técnica en donde las moléculas pueden ser separadas debido a diferencias en su tamaño, forma o carga. En este método, los analitos disueltos atraviesan una fase sólida que actúa como un filtro. A medida que los analitos se mueven a través del filtro, se separan en función de sus diferencias fisicoquímicas **(Khelurkar et al., 2017)**. Existen diversos tipos de cromatografía útiles para la separación de compuestos bioactivos en extractos, de los cuales destacan los siguientes:

HPLC (Cromatografía líquida de alta resolución) es una técnica que implica un aumento de presión a la muestra líquida con el fin de que atraviese una columna que contiene a la fase estacionaria. Los compuestos se adhieren en mayor o menor medida a la columna en base a su interacción fisicoquímica lo que permite la separación de diferentes compuestos. **(Oladimeji Mrsc y Valan, 2020)**.

Por otro lado, la cromatografía de gases es otro tipo de cromatografía útil para el análisis y separación de sustancias volátiles y semi volátiles. La muestra es evaporada y arrastrada por un gas inerte a través de la fase estacionaria. Los analitos son separados por sus puntos de ebullición e interacciones fisicoquímicas con la columna **(Fauzi et al., 2017)**.

La cromatografía de afinidad es una técnica que se basa en la interacción específica que existe entre el analito y un ligando inmovilizado en la fase estacionaria. Esto produce que el analito de interés sea atrapado en la fase estacionaria de forma específica mientras que otro tipo de compuestos atraviesan la fase estacionaria sin interaccionar. Luego, el analito atrapado es separado del ligando con un eluyente **(Fu et al., 2019)**.

Después de la separación cromatográfica, estas técnicas deben combinarse con métodos de detección posterior a la para determinar la naturaleza de los compuestos separados. Estos métodos pueden otorgar datos cuantitativos o cualitativos **(Robards y Ryan, 2022)**. Los métodos de detección son variados y dependen del tipo de compuesto separado y la técnica cromatográfica utilizada. Entre ellos destacan

técnicas de espectrofotometría UV-Visible, espectrofotometría de masas, conductividad térmica, captura de electrones, ionización de llama, entre otros. Asimismo, los resultados de la separación cromatográfica se pueden comparar con bases de datos que almacenan patrones de separación con compuestos conocidos **(Houck y Siegel, 2015)**. La cromatografía es una técnica de separación a baja escala muy útil, que, al combinarlo con métodos de detección o cuantificación, permiten obtener un cribado de los extractos y así conocer su composición y potencial uso en diferentes áreas.

Cribado de fitoquímicos

Este método de detección de compuestos se basa en la combinación de diversos métodos para determinar de manera cualitativa la presencia o ausencia de un rango de compuestos bioactivos **(Sasidharan et al., 2010)**. En la Tabla 5 se resumen algunas de las técnicas de detección para un screening de compuestos bioactivos.

Tabla 5

Técnicas para la identificación de compuestos bioactivos.

Compuesto bioactivo	Técnicas
Alcaloides	Test de Dragendorff's, test de Wagner, cromatografía.
Flavonoides	Test de Shinoda, test de NaOH, cromatografía.
Fenol	Test de fenol.
Azúcar reductor	Test de Fehling.
Taninos	Test de Braemer.
Terpenoides	Test de Liebermann-Burchardt, test de Salkowski.

Nota. Adaptado de "Extraction, Isolation and Characterization of Bioactive Compounds from Plants' Extracts," por Sasidharan et al., 2010, *African Journal of Traditional, Complementary, and Alternative Medicines*, 8(1).

Espectrofotometría

Las técnicas de espectrofotometría ayudan a determinar la composición de una muestra utilizando luz y sus interacciones con los analitos. Existen diversas técnicas de detección, entre las cuales destacan la espectrofotometría UV-Vis, infrarroja y fluorescente; resonancia magnética nuclear, espectrometría de masas, entre otros. La técnica más utilizada es la absorción de luz, la cual mide la cantidad de luz a determinada longitud de onda que transmite una muestra y la transforma en absorbancia. Esta técnica requiere de patrones de calibración o ecuaciones derivadas de estudios científicos que sirvan como guía para calcular la concentración de una muestra a partir de la absorbancia medida. Al disparar un haz de

luz a la muestra pueden existir interacciones con otras moléculas que no sean el analito de interés. Esta interferencia se minimiza al utilizar una longitud de onda específica en la que el analito absorbe una gran cantidad de luz. Sin embargo, esta técnica es útil para estimar la cantidad de analito presente en una muestra **(Lozada-Ramírez et al., 2021)**. Adicionalmente, se pueden hacer análisis del espectro de absorción en donde se pueden observar picos característicos de ciertos compuestos.

FTIR

La espectrofotometría infrarroja por transformada de Fourier (FTIR) es una técnica espectrofotométrica que utiliza radiación electromagnética infrarroja para obtener información de los grupos químicos presentes en una muestra. Esta técnica genera un espectro de absorbancia infrarroja en un rango de números de onda que se encuentra comúnmente entre los 400 cm^{-1} a 4000 cm^{-1}. Este espectro genera un patrón característico que, al compararse con bases de datos, facilita la identificación de los compuestos en la muestra **(Caunii et al., 2012)**. Sin embargo, la variedad de compuestos bioactivos presentes en los extractos dificulta la identificación de compuestos exactos, ya que existe una gran cantidad de grupos funcionales diferentes.

1.1.6 Moléculas antioxidantes.

1.1.6.1 Proceso oxidativo.

El proceso oxidativo es un tipo de reacción química en el que ocurre un movimiento de electrones desde un compuesto hacia otro, en donde ocurren cambios en la estructura de todos los reactantes. Este fenómeno es el responsable de muchos procesos naturales, como, por ejemplo, el cambio de color en frutas, oxidación de metales, obtención de energía celular, entre otros. Existen dos tipos de moléculas que forman parte de la reacción: oxidantes y reductores. Un compuesto oxidante es aquel que acepta los electrones que una molécula reductora dona **(Wang et al., 2019)**. En el cuerpo humano estas reacciones no son ajenas, por lo que ocurren en un gran número de rutas metabólicas. Sin embargo, cuando existe un desbalance en la concentración de moléculas oxidantes o reductoras en el organismo se pueden producir daños en ciertas estructuras celulares ya que las moléculas oxidantes y reductoras tienden a reaccionar con facilidad con estructuras o metabolitos **(Margaritelis et al., 2020)**. Asimismo, los alimentos pueden sufrir reacciones REDOX que deterioran las propiedades físicas y nutracéuticas

1.1.6.2 Especies reactivas de oxígeno

Las especies reactivas de oxígeno (ROS) son moléculas que pueden causar daños celulares debido a la acumulación excesiva en el organismo. Estas moléculas poseen uno o más electrones no apareados o tienen una deficiencia en electrones, lo que los hace propensos a reaccionar con cualquier estructura celular **(Carvajal, 2019)**. Las ROS pueden ser generadas como subproductos de la actividad celular normal. Por ejemplo, la generación endógena de ROS ocurre naturalmente en la actividad de la

mitocondria, peroxisomas, retículo endoplasmático, enzimas oxidasas y en el catabolismo de timidina y poliaminas. Asimismo, la exposición a metales de transición o radiación pueden generar ROS **(Magnani y Mattevi, 2019; Snezhkina et al., 2019)**. La acumulación de ROS en el organismo genera estrés oxidativo, lo que está relacionada con el desarrollo de una variedad de enfermedades como cáncer, desorden cardiovascular, neurodegenerativo y metabólico **(Hong et al., 2024)**.

1.1.6.3 Actividad antioxidante

Una molécula antioxidante es aquella que posee la capacidad de neutralizar a las ROS. En el organismo, existen moléculas antioxidantes que eliminan las ROS generadas naturalmente, lo que mantiene un balance y evita el desarrollo de enfermedades **(Gutteridge y Halliwell, 2010)**. Los antioxidantes juegan un rol importante en la industria alimentaria al inhibir los procesos oxidativos en los alimentos y en la medicina al promover el balance oxidativo en el organismo **(Shahidi y Zhong, 2015)**. Una gran variedad de compuestos bioactivos de las plantas es conocida por poseer capacidad antioxidante ya que son metabolitos secundarios que se encargan de proteger a la planta del estrés oxidativo generado por factores endógenos y exógenos **(Laxa et al., 2019)**.

Los compuestos fenólicos y carotenoides atacan a los radicales libres al neutralizarlos gracias a su gran capacidad donadora de protones desde un grupo hidroxilo. Además, compuestos con grandes cadenas insaturadas como los carotenoides y clorofila pueden donar electrones desde sus dobles enlaces, neutralizando las ROS **(Santos-Sánchez et al., 2019)**. La actividad antioxidante de la clorofila, carotenoides y fenoles puede explicar gracias a su estructura quelante, por lo que, se produce un atrapamiento de metales que producen radicales libres y los neutraliza, como iones de hierro y cobre **(Ching-Yun Hsu et al., 2013)**. De igual manera, la clorofila puede atacar directamente a radicales libres, liberando su molécula de Mg^{2+}, lo que le permite el secuestro de iones metálicos. Asimismo, puede liberar moléculas H^{+} y aceptando moléculas de O^{2-} en su estructura **(J. E. Hong et al., 2020)**.

1.1.6.4 Evaluación de la actividad antioxidante.

Los métodos de estudio de la capacidad antioxidante más comunes se basan en estudiar la capacidad de los compuestos analizados de neutralizar ciertos ROS y radicales, los cuales algunos pueden ser artificiales y no representar actividad biológica relevante. Sin embargo, estos análisis proporcionan información sobre el potencial antioxidante de las moléculas mediante varios mecanismos: transferencia de electrones (ET), transferencia de átomo de hidrógeno (HAT), transferencia secuencial de pérdida de protón y electrón (SPLET), poder reductor, quelación, entre otros **(Munteanu y Apetrei, 2021)**. A continuación, se resumen algunos de los métodos de análisis de la capacidad antioxidante más comunes:

Tabla 6

Principales ensayos de detección de actividad antioxidante.

Nombre del ensayo	Mecanismo principal	Método de detección
ORAC	HAT	Fluorometría
Quimioluminiscencia.	HAT	Fluorometría
TRAP	HAT	Fluorometría
Capacidad de neutralización de radicales DPPH	ET	Espectrofotometría
TEAC	ET	Espectrofotometría
FRAP	ET	Espectrofotometría

Nota. Adaptado de **Gulcin (2020)** y **Shahidi y Zhong (2015)**. ORAC: Capacidad de absorción de radicales de oxígeno. TRAP: Parámetro de atrapamiento total de radicales. DPPH: 1,1-difenil-2-picrilhidracilo. TEAC Capacidad antioxidante equivalente al trolox. FRAP: Poder antioxidante reductor de ion férrico.

1.1.7 Estabilidad de compuestos bioactivos.

Los compuestos bioactivos tienen pueden reaccionar con muchos elementos presentes en la solución, incluso con el mismo disolvente. Esto genera productos de degradación que pueden interferir con la actividad antioxidante y disminuir el potencial terapéutico de los extractos **(Pateiro et al., 2021)**. Estos procesos pueden ser catalizados por la exposición a la luz, presión, temperatura, humedad, entre otros factores ambientales **(Heidari et al., 2022)**.

El tipo de solvente impacta en el rendimiento de la extracción de la clorofila, pues la polaridad de la matriz determina tanto la solubilidad como la estabilidad del compuesto en la solución. Los solventes para una correcta extracción deberán tener una polaridad moderada para evitar la rápida degradación, ser miscible en agua para poder extraerla de las hojas frescas y ser orgánico para una mayor afinidad con la estructura apolar y fenólica de los biocompuestos **(Strain y Svec, 1966)**.

No existen estudios actuales sobre la obtención de un extracto con clorofila a partir de residuos agrícolas del maíz que estudien su capacidad antioxidante y estabilidad del extracto en diferentes temperaturas de almacenamiento. Es importante comprender estas variaciones para considerar el tiempo y condiciones de almacenamiento como un factor importante que afecta la utilidad y las propiedades naturales del extracto con clorofila en la industria.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo general:

Evaluar la capacidad antioxidante y estabilidad de un extracto obtenido a partir de residuos de hojas de la cosecha del maíz (*Zea mays*).

1.2.2 Objetivos específicos:

- Obtener un extracto a partir de hojas residuales de la cosecha del maíz utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol.
- Analizar la capacidad antioxidante de los extractos mediante el método de DPPH.
- Evaluar la estabilidad de los extractos almacenados a tres diferentes temperaturas mediante espectrofotometría infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

2.1 Materiales

2.1.1 Recursos institucionales

El presente trabajo de titulación fue de tipo experimental y se llevó a cabo en los laboratorios UODIDE de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato.

2.1.2 Material fungible y de laboratorio

En la Tabla 7 se mencionan los materiales de laboratorio y material vegetal utilizado en el proyecto.

Tabla 7

Material fungible y de laboratorio

Material	Cantidad
Hojas de maíz	100g
Mortero y pistilo	1
Tubos Falcon 10 mL	50
Balón de aforo (10 mL)	5
Vasos de precipitación (50 mL)	5
Micropipeta (10 – 50 µL)	1
Micropipeta (100 – 1000 µL)	1
Puntas de micropipeta (50 – 100 µL)	96
Puntas de micropipeta (100 – 1000 µL)	50
Placa de 96 pocillos	3
Frascos ámbar con tapa de rosca	20
Papel aluminio	1
Pipetas graduadas (5 – 25 mL)	2

2.1.3 Equipos

En la Tabla 8 se mencionan los equipos utilizados en el desarrollo del proyecto.

Tabla 8

Equipos de laboratorio.

Equipo	Marca	Modelo
Balanza analítica	Ohaus	N13M1U
Refrigeradora	Indurama	N2BE8U
Centrífuga	HETTICH	ROTINA 380
Incubadora	MEMME RT	NE
Vortex	LABNET	S0200
Espectrofotómetro de microplacas y celdas	Fisher Scientific	ACCUSKA N GO
Espectrofotómetro FTIR	PERKIN ELMER	L1600312
		SPECTRUM TWO

2.1.4 Reactivos

En la Tabla 9 se listan los reactivos y soluciones usadas en el desarrollo del proyecto.

Tabla 9

Reactivos de laboratorio.

Reactivo	Cantidad
Acetona	1 L
Etanol 96%	1 L
Metanol 99%	1 L
Agua destilada	1 L
DPPH	1g
Trolox	1g

2.2 Métodos:

2.2.1 Obtención de un extracto a partir de hojas residuales de la cosecha del maíz utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol.

2.2.1.1 Recolección del material vegetal.

Las muestras de hojas de maíz blanco fueron recolectadas de una parcela ubicada en el sector Izamba de Ambato, Tungurahua. La recolección fue realizada en maíces sean cosechados de 120 a 130 días de edad. Las hojas fueron cortadas en la parte más proximal al tallo para obtener una porción significativa

del área foliar. Las muestras recolectadas se almacenaron en cajas de cartón y posteriormente en fundas ziploc en una refrigeradora, asegurando su protección de la luz solar directa.

2.2.1.2 Obtención del extracto utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol.

Se preparó 200 mL de una solución de acetona-etanol en proporción 3:1 añadiendo 150 mL de acetona pura y 50 mL de etanol 96%.

La extracción se realizó conforme a la metodología descrita por **Porra et al. (1989)**. Todos los materiales y soluciones se deben encontrar refrigerados o enfriados con hielo previo al inicio de la extracción.

Se recortó todo el material vegetal en discos circulares de alrededor de 15 mm de diámetro. Se pesó 1g de trozos de hojas con una balanza analítica Ohaus N13M1U. Se añadieron los trozos de hojas en un mortero y 2 mL etanol al 96%. Se trituró hasta tener una suspensión humedecida y de apariencia pastosa para y se añadió en un tubo Falcon de 15 mL. Se aforó con etanol al 96% hasta los 10 mL en el tubo Falcon. Se centrifugó en una centrífuga HETTICH ROTINA 380 a 2500 rpm por 10 minutos y se recuperó el sobrenadante en un balón de aforo de 25 mL. Al pellet sobrante en los tubos Falcon se le agregó 5 mL de respectivo disolvente y se agitó en un homogeneizador para extraer la mayor cantidad de compuestos bioactivos del material vegetal. Se centrifugó en las condiciones descritas anteriormente y se recuperó el sobrenadante en el balón de aforo. Se aforará a volumen con el disolvente utilizado. Se necesitó el volumen de 2 tubos Falcon más el aforo para obtener 25 mL de extracto el cual fue almacenado en un frasco de vidrio de color ámbar de 30 mL. Se repite el proceso utilizando la mezcla acetona-etanol 3:1 para obtener otro tipo de extracto.

Las muestras de extracto obtenidas fueron almacenadas en refrigeración en los frascos de vidrio de color ámbar para protegerlos de la interacción con luz solar. El vidrio es un material químicamente inerte que permite el almacenamiento seguro de extractos con disolventes orgánicos a diversas temperaturas.

2.2.1.3 Identificación de grupos funcionales en el extracto mediante espectroscopía FTIR.

Se utilizaron los dos extractos obtenidos en la sección anterior para el análisis de grupos funcionales. Se ajustó el espectrofotómetro FTIR para una resolución de 4 cm^{-1} y un espectro de 500 cm^{-1} a 4000 $cm^{-}1$. Se colocó un volumen pequeño de disolvente sin extracto (etanol 96% o acetona-etanol 3:1, según corresponda) en el lector del espectrofotómetro FTIR y se realizó un barrido espectral para eliminar el ruido de fondo. Posteriormente, se realizó el mismo procedimiento con la muestra del extracto líquido correspondiente al barrido de fondo y se condujo el análisis. Se obtuvieron espectros que fueron comparados con bases de datos y bibliografía para identificar bandas que indiquen grupos funcionales presentes en el extracto **(Thummajitsakul et al., 2020)**.

2.2.2 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos mediante el método de DPPH.

2.2.2.1 Construcción de la curva de calibración.

Se preparó una solución 150 µM de DPPH en metanol-agua (80:20) y se dejó reposar durante al menos 30 minutos. Se preparó una solución madre de Trolox de 500 µM. Se prepararon diluciones de la muestra madre para obtener concentraciones de 50, 100, 200, 300, 400 y 500 µM de Trolox. Se colocó un volumen de 20 µL de cada disolución de Trolox en distintos pocillos de una microplaca de 96 pocillos. Se añadió 180 µL de solución DPPH en cada uno de los pocillos con las distintas disoluciones de Trolox. Para medir el blanco se colocó 20 µL de agua destilada con 180 µL de solución metanol-agua (80:20) y para el control 20 µL de agua destilada con 180 µL de solución DPPH en distintos pocillos.

Se agitó la microplaca durante 60 segundos y se dejó reposar durante 40 minutos a temperatura ambiente. Posteriormente, se midió la absorbancia de la placa a 515 nm en un espectrofotómetro Fisher Scientific ACCUSKA N GO y se calculó el porcentaje de inhibición de DPPH en las diferentes concentraciones conocidas de Trolox con la Ecuación 1.

$$\%DPPH\ inhibido = \left[1 - \left(\frac{A_{muestra} - A_{blanco}}{A_{control} - A_{blanco}}\right)\right] * 100 \qquad \text{Ecuación 1}$$

Donde:

- $\boldsymbol{\%DPPH\ inhibido}$**:** Es el porcentaje de DPPH que fue neutralizado, ya sea por la muestra de extracto o por las soluciones de Trolox.
- $\boldsymbol{A_{muestra}}$**:** Es la absorbancia obtenida del pocillo con 20 µL de muestra (Trolox o extracto) con 180 µL de solución DPPH.
- $\boldsymbol{A_{blanco}}$**:** Es la absorbancia obtenida del pocillo con 20 µL de agua y 180 µL de metanol-agua (80:20).
- $\boldsymbol{A_{control}}$**:** Es la absorbancia obtenida del pocillo con 20 µL de agua con 180 µL de solución DPPH.

Se graficó un diagrama de dispersión con las concentraciones de Trolox y porcentajes de inhibición para ajustar los valores a un modelo de regresión lineal **(Bobo-García et al., 2015)**.

2.2.2.2 Análisis de la capacidad antioxidante.

Se utilizaron los extractos de hojas de maíz en etanol y acetona-etanol (3:1) obtenidos en la sección 2.2.1.2 para el estudio de la capacidad antioxidante. Se utilizó la solución 150 µM de DPPH en metanol-agua (80:20) preparada en la sección anterior. Un volumen de 20 µL de cada muestra de extracto fue añadido a distintos pocillos de la microplaca. Se colocó 180 µL de solución DPPH en los pocillos con

extracto. Para medir el blanco se colocó 20 µL de agua destilada con 180 µL de solución metanol-agua (80:20) y para el control 20 µL de agua destilada con 180 µL de solución DPPH en distintos pocillos.

Se agitó la microplaca durante 60 segundos y se dejó reposar durante 40 minutos a temperatura ambiente. Posteriormente, se midió la absorbancia de la placa a 515 nm en un espectrofotómetro Fisher Scientific ACCUSKA N GO y se calculó el porcentaje de inhibición de DPPH en las diferentes muestras de extracto con la Ecuación 1. Se utilizó la curva de calibración obtenida anteriormente para determinar la equivalencia de los extractos con el Trolox **(Bobo-García et al., 2015; Guija et al., 2015).**

Se utilizó la Ecuación 2 para determinar la equivalencia de Trolox por unidad de masa de material vegetal utilizado en la extracción para conocer la capacidad antioxidante del extracto en función de la masa de hojas de maíz usada en la extracción.

$$\mu\text{mol de}\frac{\text{Trolox}}{\text{g}}\text{de material vegetal} = \text{Eq}_{\text{Trolox}} * \frac{V_{ext}}{m} * f_d \qquad \text{Ecuación 2}$$

Donde:

- $\mathbf{Eq_{Trolox}}$**:** Equivalentes de Trolox calculado con la curva de calibración.
- $\boldsymbol{V_{ext}}$**:** Volumen final del extracto.
- $\boldsymbol{m}$**:** Masa de material vegetal utilizada en el proceso de extracción.
- $\boldsymbol{f_d}$**:** Factor de dilución de los extractos.

Se realizó una comparación de medias para determinar si existe diferencia en la capacidad antioxidante de los extractos obtenidos por los diferentes solventes.

2.2.3 Evaluación de la estabilidad de los extractos almacenados a tres diferentes temperaturas mediante FTIR.

2.2.3.1 Preparación y almacenamiento de las muestras.

Se utilizaron las recomendaciones establecidas por **Ahmed et al. (2020)** y por el **International Conference on Harmonisation of Technical Requirements for Registration of Pharmaceuticals for Human Use (2003)** sobre el almacenamiento de muestras para estudio de estabilidad. Los extractos fueron colocados en frascos de vidrio de color ámbar y almacenados durante 4 semanas en entornos con tres diferentes temperaturas: ambiente, refrigeración e incubación, protegidos de la exposición directa a la luz solar. Para la temperatura de refrigeración se mantuvieron los extractos en una refrigeradora Indurama N2BE8U que opera en el rango de temperatura de 2-6°C. En la temperatura ambiente el extracto se almacenó en un gabinete de laboratorio alejado de fuentes de calor y protegido de la luz solar donde las temperaturas ambientales promedio fueron: 10°C (mínima) y 20°C (máxima) **(Weather**

Spark, s. f.). En el caso de la temperatura de incubación los extractos se almacenaron en una incubadora MEMMERT NE. Se prepararon y almacenaron los extractos de la manera descrita en la Tabla 10.

Tabla 10

Combinaciones de almacenamiento para el estudio de estabilidad de los extractos.

Solvente	Temperatura
Etanol 96%	Refrigeración
	Ambiente
	Incubación
Acetona-etanol (3:1)	Refrigeración
	Ambiente
	Incubación

Nota: Se prepararon y almacenaron 3 frascos para cada combinación.

2.2.3.2 Estudio de la estabilidad de los extractos mediante FTIR.

Para determinar el efecto del solvente y de la temperatura de almacenamiento sobre la presencia de grupos químicos en los extractos se realizó un análisis del espectro mediante espectrofotometría FTIR aplicando la metodología descrita en el apartado 2.2.1.3. Los estudios se realizaron a todas las muestras descritas en la Tabla 10 con una frecuencia semanal (t= 1, 2, 3 y 4 semanas).

2.2.3.3 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos.

Para evaluar si los extractos mantienen la actividad antioxidante al finalizar el periodo de almacenamiento se midió la actividad antioxidante inicial y final (t=0 y 4 semanas) de los extractos aplicando la metodología explicada en el apartado 2.2.2.2. Se realizó una comparación de medias para determinar si existe diferencia en la actividad antioxidante de los extractos luego del almacenamiento en diferentes condiciones.

CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Análisis y discusión de resultados

3.1.1 Obtención de un extracto a partir de hojas residuales de la cosecha del maíz utilizando etanol y una mezcla 3:1 de acetona - etanol.

3.1.1.1 Identificación de grupos funcionales en el extracto mediante espectroscopía FTIR.

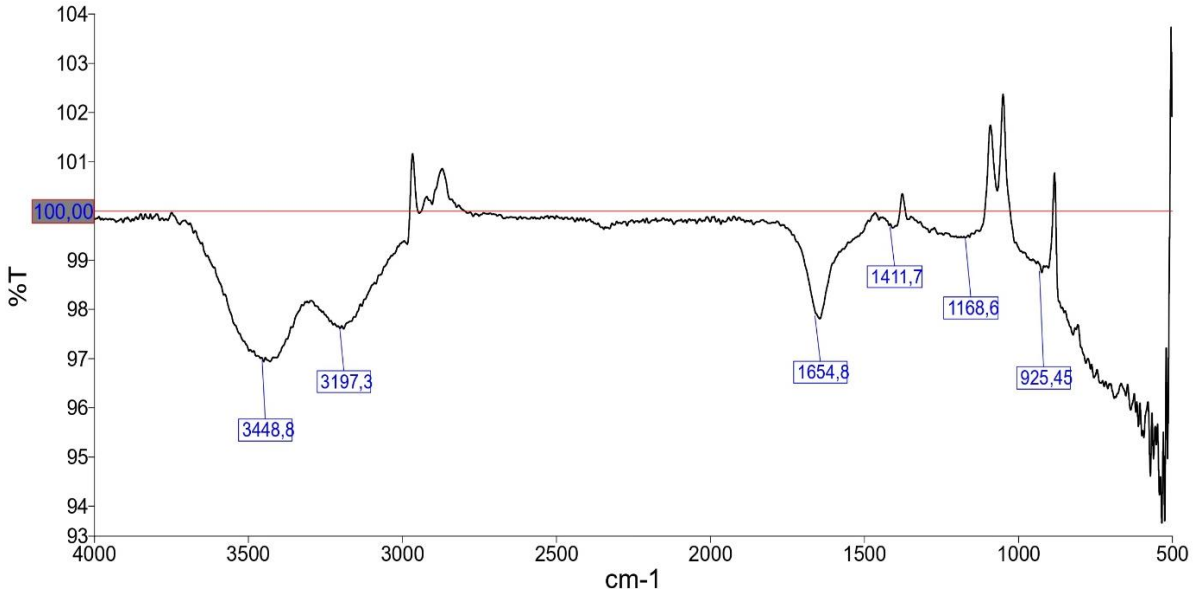
El proceso de extracción genera dos tipos de extractos: uno utilizando etanol al 96% y otro mediante una mezcla de acetona y etanol en una proporción 3:1. En adelante, estos serán referidos como "extracto Et." y "extracto Ac.", respectivamente.

El análisis de los extractos mediante espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FTIR) permite identificar los principales grupos funcionales presentes en cada muestra. Esto ayuda a comprender la interacción de cada disolvente con los compuestos extraídos del material vegetal **(Enders et al., 2021)**. Este análisis se realizó a las muestras de extracto Et. y extracto Ac. obtenidas en el proceso de extracción de hojas residuales del maíz.

En la Tabla 11 se resumen los principales valores y rangos pico presentes en el espectro del extracto Et. en la Figura 2. Se observan dos picos característicos en la banda 1 (3000 a 3600 cm^{-1}), la cual se relaciona a los grupos -OH y -NH. Principalmente esta característica de doble pico se observa debido al ensanchamiento de la banda -OH del disolvente por la formación de puentes de hidrógeno entre los compuestos extraídos y el etanol **(Hanafy et al., 2021; Thummajitsakul et al., 2020)**. Las bandas 2, 3, 4 y 6 pueden representar la presencia de compuestos aromáticos o cíclicos con dobles enlaces en el extracto. El pico en 1654 cm^{-1} puede representar dos tanto grupos C=C como aminas secundarias (aromáticas) >N-H- debido a que se muestra un ensanchamiento hacia los 1500 cm^{-1} **(Agatonovic-Kustrin et al., 2021)**. La banda 5 tiene una intensidad débil, pero es ancha en varios rangos que detectan enlaces C-N **(Thummajitsakul et al., 2020)**. La banda por debajo de los 1000 cm^{-1} se conoce como "huella digital" ya que en esta zona se presenta una gran cantidad de picos debido a vibraciones esqueléticas C-C en compuestos aromáticos y alifáticos; -OH en alcoholes, fenoles, ácidos carboxílicos; enlaces C-H mediales o terminales **(Cao et al., 2017)**. En los 1411 cm^{-1} existe un pequeño pico que puede referirse a enlaces -OH de fenoles, sin embargo, no es representativo.

Figura 2

Espectro FTIR del extracto Et. de hojas de maíz (Zea mays)



Nota. Se realizó un barrido de fondo de etanol 96% que se resta del espectro de la muestra.

Tabla 11

Principales valores pico del espectro de FTIR del extracto Et. de hojas de maíz (Zea mays.)

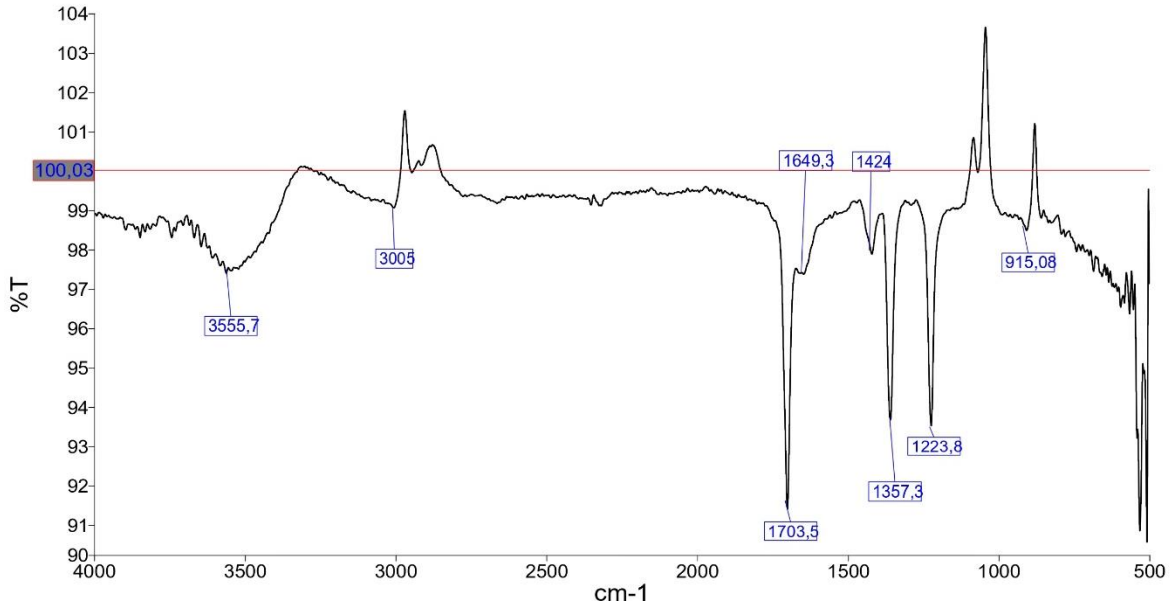
Banda No.	**Num. de onda (cm^{-1})**	**Núm. de onda ref. (cm^{-1})**	**Grupo funcional**
1	3448, 3197	3000 – 3600[a,b]	-OH, -NH
2	1654	1580 – 1680[c,d]	C=C
3	1654	1550 – 1650[b,c]	>N-H
4	1168	1150 – 1210[c]	C-N (aromático)
5	1100-1300	1130 – 1340[b,c]	C-N
6	<1000	<1000[b,c]	C-H, -O-H, C-C

Nota. Elaboración propia. [a]: **(Cao et al., 2017)**. [b]: **(Thummajitsakul et al., 2020)**. [c]: **(Coates, 2006)**. [d]: **(Agatonovic-Kustrin et al., 2021)**.

En la Tabla 12 se resumen los principales valores y rangos pico presentes en el espectro del extracto Ac. en la Figura 3. En este extracto se pueden observar más picos con mayor intensidad que en el extracto Et. (ver Figura 4). Las bandas 1 y 6 en conjunto se relacionan a la presencia de grupos -OH, principalmente de fenoles. Esto se complementa con el pico en la región de 3005 cm^{-1} que se relaciona con vibraciones del enlace C-H en compuestos aromáticos y con la banda 4 que indica la presencia de dobles enlaces **(Cao et al., 2017; Coates, 2006)**. La banda ancha alrededor de 3000 cm^{-1} puede indicar compuestos con cadenas alifáticas $>CH_2$. Se presenta una banda fuerte de un enlace C=O de varios grupos funcionales como cetonas, ácidos carboxílicos, ésteres, entre otros que pertenecen a una gran cantidad de distintos compuestos como los carotenoides, flavonoides, clorofila, ácidos grasos, etc. Asimismo, existe una presencia de enlaces C-O de fenoles, carbohidratos, ésteres que podrían solaparse con los picos de enlaces C-N **(Coates, 2006; Thummajitsakul et al., 2020)**. Al igual que en el extracto de etanol, la banda 4 y 5 indican enlaces C=C o $>NH_2$ pero se encuentran en menor intensidad que los otros picos.

Figura 3

Espectro FTIR del extracto Ac. de hojas de maíz (Zea mays)



Nota. Se realizó un barrido de fondo de la mezcla acetona-etanol (3:1) que se resta del espectro de la muestra.

Tabla 12

Principales valores pico del espectro de FTIR del extracto Ac. de hojas de maíz (Zea mays.)

Banda No.	Num. de onda (cm^{-1})	Núm. de onda ref. (cm^{-1})	Grupo funcional
1	3555	3000 – 3600[a,b]	-OH, -NH
2	3005	3070 – 3130[c],	C-H, -CH2-
3	1703	1650 – 1850[a,c,d]	C=O
4	1649	1580 – 1680[c,d]	C=C
5	1649	1550 – 1650[b,c]	>N-H
6	1424	1300 – 1450[b,c,d]	-OH
7	1357	1300 – 1380[b]	-CH3
8	1220	~1200[b,c]	-C-O
9	<1000	<1000[b,c]	C-H, -O-H, C-C

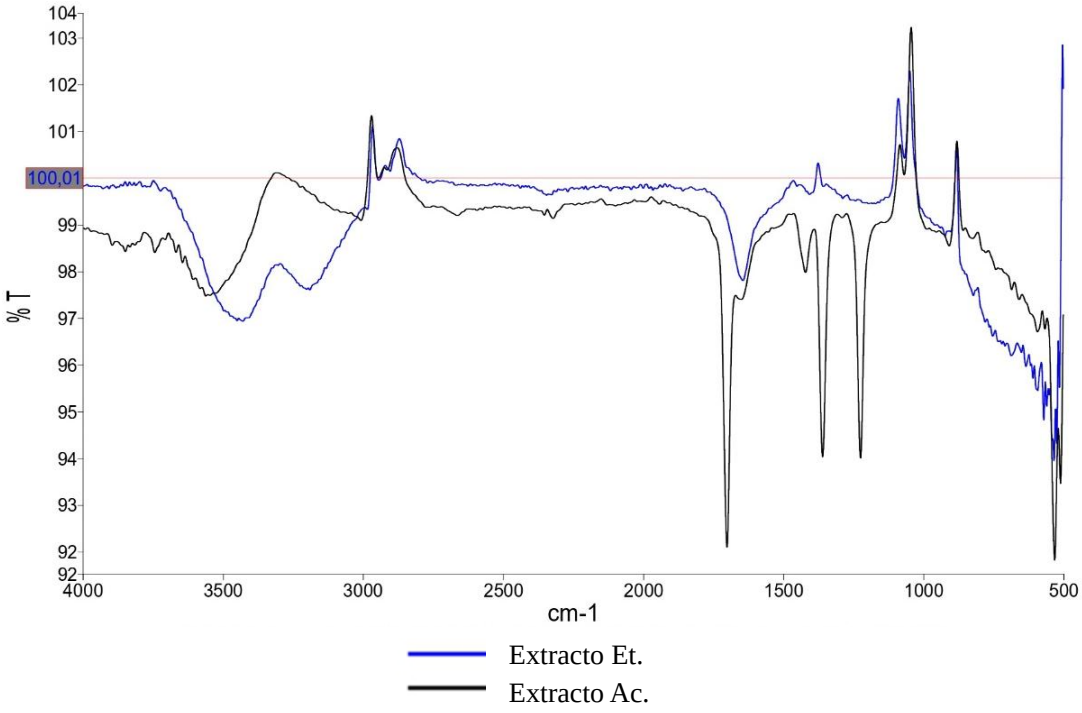
Nota. Elaboración propia. Referencias: [a]:**(Cao et al., 2017)** , [b]:**(Thummajitsakul et al., 2020)** , [c]: **(Coates, 2006)**, [d]: **(Agatonovic-Kustrin et al., 2021)**.

Según Coates **(2006)**, es necesario conocer el contexto y propiedades físicas de la muestra para poder discernir entre diferentes grupos funcionales que se pueden solapar en un espectro FTIR. Entre los factores que se debe tener en cuenta es el tipo de disolvente en la muestra, material de origen, coloración, olor, etc. Ya que ambos son extractos de color verdoso, provenientes de hojas de maíz (ver Anexo 7D) se puede considerar que contienen pigmentos típicos de los extractos de hojas. Asimismo, es importante tener en cuenta la diferencia de polaridad entre el extracto de etanol y el que contiene la mezcla con acetona **(Pharmawati y Wrasiati, 2020)**.

En la Figura 4 se comparan los espectros de ambas muestras en donde destaca la diferencia de intensidad de los picos entre los extractos. Existen picos marcados sobre el 100% en los rangos 2750 a 3000, 1000 a 1100 y 800 a 900 cm^{-1}, los cuales se relacionan a grupos metilo ($-CH_3$), metileno ($>CH_2$), metoxi (CH_3-O-), alcoholes (C-OH). Debido a que se realizó un barrido de fondo con los disolventes puros para eliminar interferencias estos picos pueden representar la reducción de ruido producto de esta práctica. En el Anexo A se observan los espectros del etanol al 96% y la mezcla de acetona etanol. Los espectros de los extractos pueden tener estas alteraciones debido a que los disolventes pueden interaccionar con ciertos compuestos en la muestra, desplazando los picos en pocas decenas o centenas en el espectro FTIR, lo que ocasiona una reducción en los picos normales **(Azeemi et al., 2018; Coates, 2006)**.

Figura 4

Superposición de espectros FTIR de los extractos de hojas de maíz (Zea mays.)



El extracto Et. tiene la banda alrededor de los 3500 cm^{-1} más ancha que en el extracto Ac. La banda sobre el 100% alrededor de 2900 cm^{-1} está presente en ambos extractos, lo que indica un desplazamiento de la banda. Esto se complementa con la banda ancha presente alrededor de 3000 cm^{-1} en el extracto Ac. que en el otro extracto puede estar solapado con el pico de 3500 cm^{-1}. Ambos extractos presentan los mismos picos en 1650 cm^{-1} y otros picos de baja intensidad por debajo de 1500 cm^{-1}. El espectro del extracto en la mezcla acetona-etanol posee picos muy marcados entre 1800 y 1100 cm^{-1} que el espectro del extracto en etanol no presenta. Sin embargo, el extracto en etanol presenta una mayor intensidad en los picos por debajo de los 1000 cm^{-1}. En el Anexo B se presentan las estructuras de ciertos fitocompuestos comúnmente extraídos con solventes orgánicos como el etanol y la acetona.

Los espectros FTIR pueden indicar la presencia de compuestos fenólicos obtenidos en ambos tipos de extracto. Esto se indica en la Figura 4 donde la banda de 3000 a 3600 cm^{-1} indica la presencia de grupos -OH junto con los picos alrededor de 1650 cm^{-1} de enlaces C-O **(Baltacıoğlu et al., 2021; Okur et al., 2019)**. La banda de grupos -OH es más ancha y ligeramente más intensa en el extracto en etanol. Esto se puede producir por una mayor extracción de compuestos polares con grupos -OH como alcoholes o fenoles simples con mayor solubilidad en solventes más polares o incluso por la retención de agua residual del material vegetal **(Quijano-Ortega et al., 2020)**. La gran cantidad de grupos -OH en los extractos se puede atribuir a la presencia de taninos, los cuales presentan anillos benzoicos, grupos hidroxilo y carboxilo. En el etanol se pueden extraer taninos de menor tamaño mientras que en la mezcla

acetona-etanol se puede extraer taninos de cadenas más largas **(Downey y Hanlin, 2010)**. Por otro lado, en el extracto Ac. se encuentran varios picos intensos de grupos C=O, C-O o C=C que no se observan en el otro extracto, que pueden relacionarse con compuestos con grupos cetona, ácidos carboxílicos, fenoles o alcoholes **(Pharmawati y Wrasiati, 2020)**. Estos grupos pueden indicar la presencia de fitocompuestos como flavonoides, carotenoides, ácidos hidroxibenzoicos o hidroxicinámicos **(Baltacıoğlu et al., 2021)**.

Compuestos bioactivos como flavonoides, flavonoles, polifenoles y taninos pueden ser extraídos por etanol y acetona. Sin embargo, su capacidad de extracción difiere de la cantidad de grupos -OH, longitud de las cadenas y solubilidad **(Olorunnisola et al., 2012)**. Los compuestos fenólicos y polifenólicos son extraídos por ambos extractos, sin embargo, el etanol presenta un mayor rendimiento en comparación con la acetona. En contraste, la acetona extrae flavonoides de manera más eficiente que el etanol **(Dirar et al., 2019)**. La clorofila posee anillos tetrapirrol ricos en enlaces C=C, C=O y C-N (ver Anexo B) y puede ser extraída tanto por acetona como por etanol **(Su et al., 2010)**. Los espectros obtenidos para ambos extractos pueden presentar características de los espectros de la clorofila como bandas en 3500, 2900, 1650, 1400 y 1200 cm^{-1} **(Chang et al., 2013)**, sin embargo, en el extracto de etanol los picos son débiles y en el extracto de acetona se pueden confundir con los picos de otros compuestos mencionados anteriormente. Los terpenoides también pueden ser parte de los compuestos extraídos, en donde el extracto de acetona-etanol presenta picos intensos en dobles enlaces C=C y grupos C=O **(Patle et al., 2020)**. Pueden existir otros componentes en los extractos como trazas de componentes celulares, aminoácidos, glucósidos, lípidos, alcaloides, saponinas, entre otros **(Wintola y Afolayan, 2011)**.

Abirami (2021) reporta que los extractos etanólicos del cabello del maíz presentan taninos, flavonoides, compuestos fenólicos, esteroides, carbohidratos, alcaloides, etc. Estos extractos presentan actividad biológica antimicrobiana y antifúngica. **Mehdipoor et al. (2021)** realiza un extracto en etanol 96% de hojas de *Trifolium alexandrinum* y reporta la presencia de clorofila, antocianinas, compuestos fenólicos y flavonoides. Sin embargo, este proceso es asistido por ultrasonido, por lo que la presencia de estos compuestos en los extractos obtenidos en este estudio no puede ser asegurada con claridad, solo se puede estimar por los grupos funcionales. **Munawaroh (2019)** estudia la obtención de un extracto en acetona de clorofila, en donde el espectro de FTIR reportado posee coincidencias con el obtenido en este estudio para el extracto Ac. Asimismo, menciona que la coloración verde de los extractos es indicativa de pigmentos verdosos comunes en hojas, como las clorofilas. **Irfan et al. (2022)** indica la extracción efectiva de compuestos fenólicos a partir de hojas tanto en acetona como en etanol, aunque se presenta un mayor rendimiento en el etanol. **Attar y Ghane (2019)** indican que un extracto de acetona extrae una mayor cantidad de terpenoides en comparación con el extracto de etanol. En el maíz se ha identificado la presencia de: antocianinas como cianidina-3-glucósido, pelargonidina-3-glucósido, peonidina-3-glucósido; taninos como rutina, hirsutrina, morina, quercetina, entre otros; ácidos fenólicos

como ácidos vanílico, siríngico, 2,4,6-trihidroxibenzoico, p-coumárico, cafeico, etc.; lignina, polifenoles, entre otros **(Ramírez-Esparza et al., 2024)**.

3.2 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos mediante el método de DPPH.

3.2.1 Análisis de la capacidad antioxidante de los extractos

La presencia de grupos característicos observados en el espectro FTIR de los extractos hace interesante comprobar si estos poseen actividad antioxidante. Se realizó un ensayo de DPPH ya que es un método sencillo que permite analizar la capacidad de una muestra de neutralizar al agente oxidante DPPH, lo que produce un cambio de color y relacionarlo con la actividad antioxidante **(Bobo-García et al., 2015)**. Este método requiere de una curva de calibración de Trolox ya que permite relacionar la capacidad antioxidante de una muestra con un estándar conocido. Es necesario que los ensayos den resultados de porcentaje de inhibición en valores centrales de la curva de calibración ya que así se asegura una correcta relación del antioxidante y el estándar de Trolox **(Gulcin y Alwasel, 2023)**. La curva de calibración de Trolox usada en este estudio se puede observar en el Anexo C.

La Tabla 13 indica los porcentajes de inhibición y equivalentes de Trolox por unidad de masa de la muestra de los extractos obtenidos en este estudio. Estos valores se calcularon a partir de los valores de absorbancia obtenidos en el ensayo de DPPH (ver Anexo 1D) utilizando la Ecuación 1, curva de calibración de Trolox y Ecuación 2. Se puede observar que el extracto Et. posee un porcentaje de inhibición ligeramente mayor al extracto Ac. **Chen et al. (2020)** menciona que el ensayo de DPPH puede valerse de los mecanismos HAT, ET y SPLET de manera simultánea, lo que indica un aporte de los grupos -OH o dobles enlaces de compuestos fenólicos, carotenoides, flavonoides, clorofila, etc. Sin embargo, no se indica la actividad antioxidante por quelación de metales, lo que es una característica de la clorofila **(Ching-Yun Hsu et al., 2013)**.

Tabla 13

Porcentaje de inhibición y equivalente de Trolox de las muestras.

Extracto	Porcentaje de inhibición	µmol de Trolox/g de muestra
Etanol 96%	72.29%	107.15±1.65
Acetona – etanol (3:1)	70.64%	104.39±1.56

Nota. La tabla menciona los porcentajes de inhibición de una muestra diluida (1:1)

En la Tabla 13 se observa la diferencia de equivalentes µmol de Trolox/g de hojas de maíz de los extractos. El extracto Et. y extracto Ac. posee un poder antioxidante equivalente a 107.15 y 104.39 µmol de Trolox/g de muestra, respectivamente. **Abirami et al. (2021)** estudia la actividad antioxidante

del cabello de choclo donde encuentra que un extracto con concentración de 2 mg/mL de material vegetal genera una actividad antioxidante del 74%. Esto contrasta con el resultado obtenido en este estudio donde la concentración es de 2 g de material vegetal por cada 25 mL de extracto. Esto puede solucionarse al concentrar los extractos a temperatura ambiente o ligeramente elevada, para evitar la degradación de compuestos antioxidantes o combinar métodos de extracción para obtener un mejor rendimiento. **Wintola y Afolayan (2011)** analizan la capacidad antioxidante de extractos en varios solventes de hojas de *Aloe ferox*, donde indican que fenoles, flavonoides, flavonoles, antocianinas, taninos, alcaloides y saponinas son compuestos presentes en hojas que aportan a la actividad antioxidante de extractos en agua, metanol, etanol y acetona. **Vazquez-Olivo et al. (2019)** realizan un estudio de la actividad antioxidante de fenoles a partir de distintas partes del rastrojo de maíz tratados con temperatura (70°C). La actividad antioxidante se reporta alrededor de 5000 a 1000 µmol de Trolox/g de material vegetal seco. Esto indica que el proceso de secado a altas temperaturas puede mejorar el rendimiento de extracción de compuestos con actividad antioxidante. Sin embargo, se pueden degradar ciertos productos termolábiles que pueden aportar otras propiedades terapéuticas características de otros compuestos presentes en el material fresco, como anticancerígenas, antidiabéticas, antimicrobianas, antiinflamatorias, etc. **(Nawaz et al., 2018; Riaz et al., 2021)**.

3.3 Evaluación de la estabilidad de los extractos almacenados a tres diferentes temperaturas mediante espectrofotometría infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).

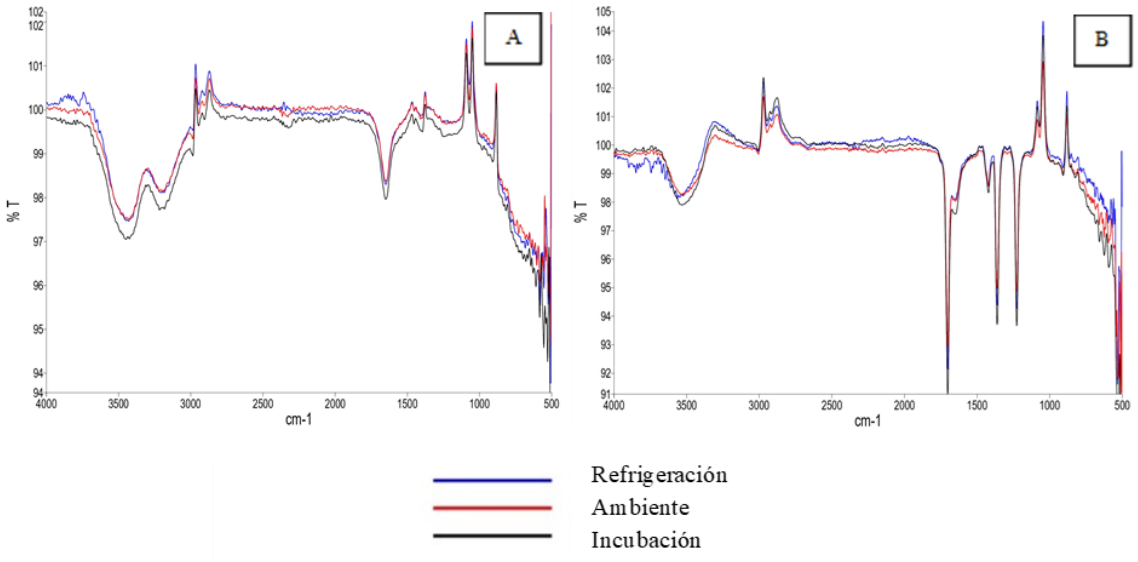
3.3.1 Estudio de la estabilidad de grupos funcionales mediante espectroscopía FTIR

Es importante conocer la estabilidad de los compuestos químicos y actividad biológica de los extractos a lo largo del tiempo, pues tienen potencial uso en la industria. El almacenamiento a diferentes temperaturas permite discernir si los tipos de extracto necesitan algún tratamiento o cuidado con el almacenamiento de muestras a mediano o largo plazo. Es por eso por lo que se preparó un extracto que fue dividido en 3 condiciones de temperatura (ver Tabla 10). Las mediciones se realizaron semanalmente durante un plazo de 4 semanas.

En la Figura 5 se observan los espectros luego de la primera semana del almacenamiento. No se observan cambios en grupos funcionales con respecto a los espectros iniciales (ver Figura 4). Sin embargo, se detecta que en ambas gráficas el espectro de la muestra en temperatura de incubación a 35°C (azul en la Figura 6A y Figura 6B) presenta un aumento ligero en la intensidad de los picos. Esto puede deberse a una ligera evaporación del disolvente.

Figura 5

Espectro FTIR de la primera semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.



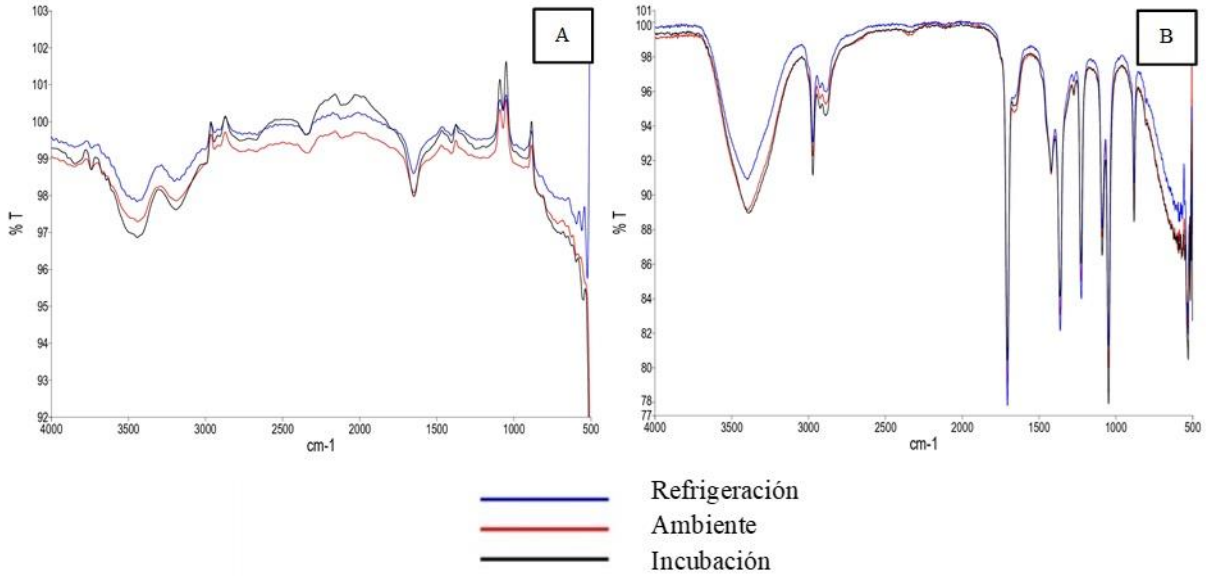
Nota. Espectros obtenidos en la primera semana de almacenamiento en diferentes temperaturas. A: Extracto etanol 96%. B: Extracto acetona-etanol (3:1).

En la Figura 6 se observan los espectros de la segunda semana de almacenamiento, donde destaca que el espectro del extracto Et. (Figura 6A) no posee muchos cambios con respecto a la primera semana. Por otro lado, los espectros de los extractos de acetona-etanol (Figura 6B) de las tres temperaturas de almacenamiento presentan nuevos picos en la región de 3000 a 2700 cm^{-1}, los cuales se relacionan con enlaces -CH_3 o >CH_2 en cadenas de compuestos alifáticos. Asimismo, se intensifican picos relacionados a las vibraciones C-O y C=O **(Coates, 2006; Thummajitsakul et al., 2020)**.

En la Figura 7 se observan los espectros de la tercera semana de almacenamiento, donde no se observan cambios significativos con respecto a la semana anterior en el espectro del extracto Ac. Por otro lado, se destaca la ligera intensificación de picos alrededor de 3000 a 2700 cm^{-1}, relacionados con enlaces -CH_3 o >CH_2. Se puede destacar que en la segunda y tercera semana el espectro del extracto Ac. almacenado en temperatura de incubación muestra una disminución de intensidad en el pico alrededor de 1700 cm^{-1} mientras se intensifica la banda de 3000 a 3500 cm^{-1} a diferencia de las otras temperaturas, el cual se puede relacionar a la reducción de enlaces C=O y aumento de enlaces -OH, posiblemente por la ruptura del doble enlace **(Coates, 2006)**.

Figura 6

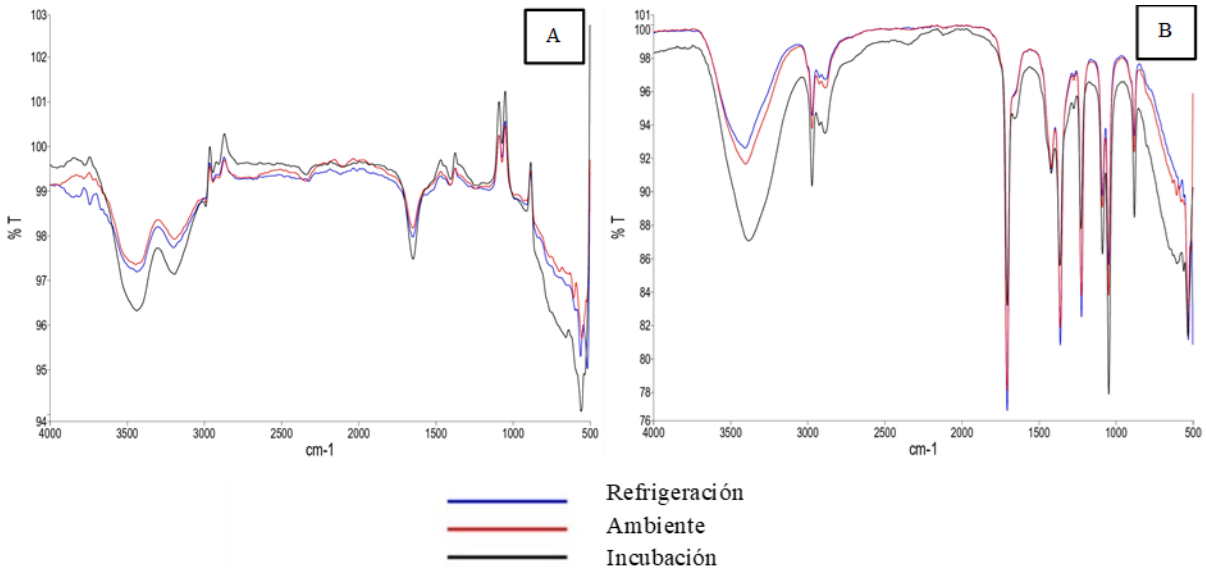
Espectro FTIR de la segunda semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.



Nota. Espectros obtenidos en la segunda semana de almacenamiento en diferentes temperaturas. A: Extracto etanol 96%. B: Extracto acetona-etanol (3:1).

Figura 7

Espectro FTIR de la tercera semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.

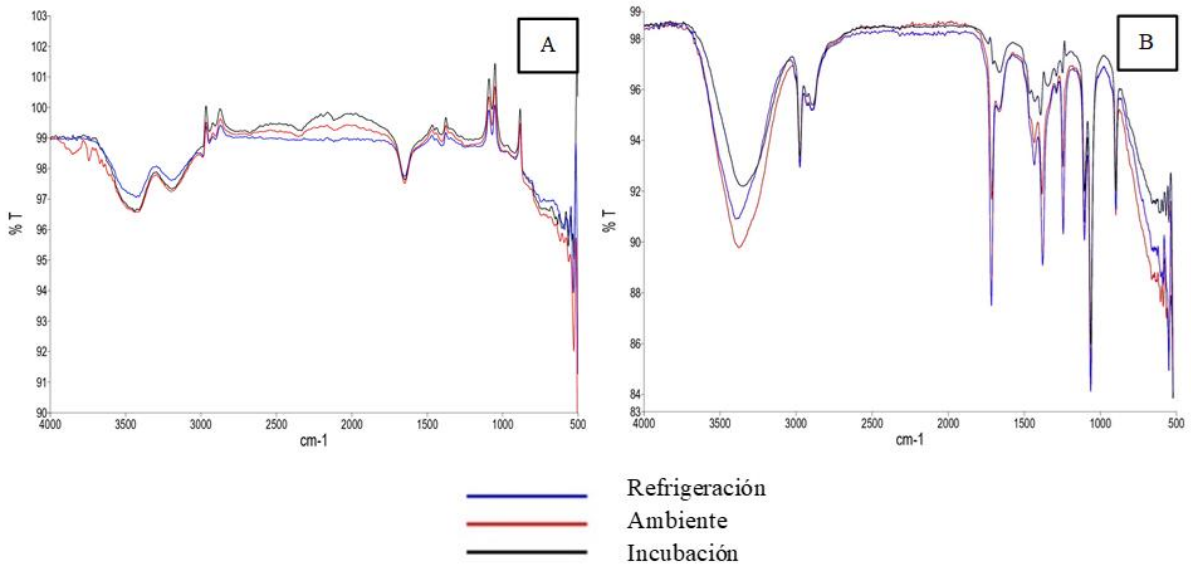


Nota. Espectros obtenidos en la tercera semana de almacenamiento en diferentes temperaturas. A: Extracto etanol 96%. B: Extracto acetona-etanol (3:1).

En la Figura 8 se observan los espectros de la cuarta semana de almacenamiento, donde se observan cambios muy repentinos en todas las muestras del extracto Ac. (Figura 8B). Se observa una disminución de la intensidad de los picos de grupos -OH y principalmente C=O. Por otro lado, los picos cerca de 1100 cm^{-1} se mantuvieron o intensificaron en los 3 extractos, los cuales corresponden a enlaces C-O en todas las condiciones de almacenamiento. Esto puede indicar la ruptura de grupos carbonilo (C=O) o C=C para la formación de productos de degradación con grupos C-O **(Matwijczuk et al., 2019)**. Asimismo, se observa un aumento de los picos alrededor de 2900 cm^{-1} lo que indica presencia de cadenas alifáticas $>CH_2$ o -CH. Esto indica que existe una disminución de grupos funcionales de tipo carbonilo, por lo que pueden existir interacciones que degradaron los fitocompuestos o que compuestos volátiles se hayan evaporado. El extracto en refrigeración mantiene el pico intenso en C=O, pero se observa un aumento de los picos $>CH_2$ y C-O **(Agatonovic-Kustrin et al., 2021)**. Por otro lado, el espectro del extracto en etanol no presenta cambios significativos en sus picos, más que la intensificación de picos por debajo de los 1000 cm^{-1}. Los compuestos bioactivos pueden sufrir procesos de degradación ácida, alcalina, oxidativa o hidrólisis que alteran la estructura química de los fitoquímicos para producir compuestos de menor energía **(Kimball y Rabinowitz, 2006)**. Estos hallazgos podrían indicar la reducción de carbonilos a alcoholes por el aumento de grupos -OH y C-O, mientras los grupos C=O disminuyeron. Asimismo, el aumento en $>CH_2$ puede ligarse a la degradación de compuestos fenólicos y dobles enlaces **(Grafner y Bergeron, 2005; Liang et al., 2024)**.

Figura 8

Espectro FTIR de la cuarta semana de almacenamiento de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol.



Nota. Espectros obtenidos en la cuarta semana de almacenamiento en diferentes temperaturas. A: Extracto etanol 96%. B: Extracto acetona-etanol (3:1).

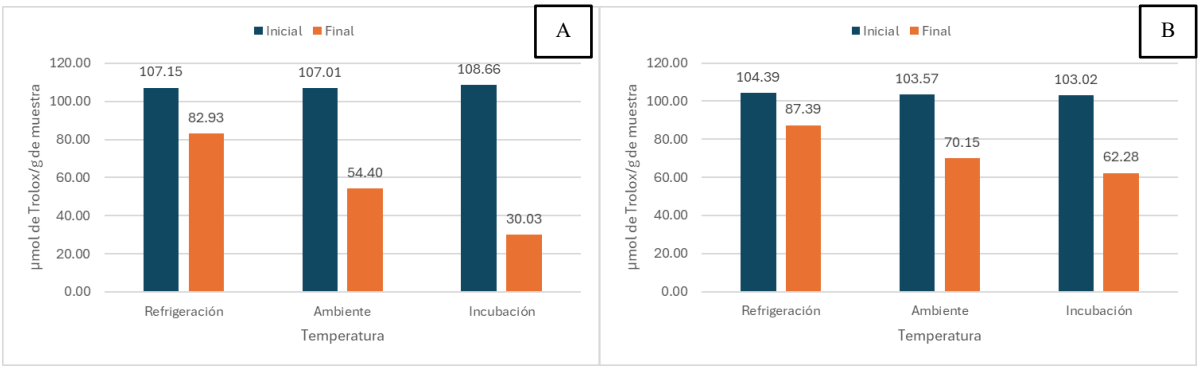
3.3.2 Estudio de la estabilidad de la actividad antioxidante

Es necesario comprobar la capacidad antioxidante de los extractos luego del almacenamiento a diferentes temperaturas para comprender si su actividad se mantuvo. Se realizó un ensayo del DPPH al inicio y al final de las 4 semanas para todas las combinaciones de disolvente y temperatura (ver Tabla 10).

Se puede observar en la Figura 9 una representación gráfica de la reducción de la capacidad antioxidante en equivalentes de Trolox de todos los tratamientos. En la Figura 9A se observa como el extracto en etanol, al finalizar el periodo de almacenamiento posee una reducción considerable de la actividad antioxidante en las temperaturas ambiente e incubación. Por otro lado, el extracto en la mezcla acetona-etanol (Figura 9B) mantiene de mejor manera su actividad biológica en las tres temperaturas. Ambos extractos presentan una mayor conservación de la capacidad antioxidante al almacenarlos en temperatura de refrigeración. En contraste, la temperatura de incubación a 35°C y la temperatura ambiente reducen la actividad antioxidante en extractos en etanol y acetona-etanol, aunque en el etanol esta reducción es más considerable.

Figura 9

Actividad antioxidante de los extractos (A) etanol y (B) acetona-etanol almacenados a diferente temperatura



Nota. Comparación gráfica de actividades antioxidantes iniciales y finales. A: Extracto en etanol 96%, B: Extracto en la mezcla acetona-etanol (3:1). Temperaturas: Refrigeración (2 a 6°C), Ambiente (10 a 20°C) e Incubación (35°C).

Vidana et al. (2021) menciona que la estabilidad química de los compuestos fenólicos y antocianinas se mantiene al almacenarlos en menores temperaturas. Indica también que la interacción con los solventes puede generar degradación en estos fitocompuestos. Esto se relaciona con la disminución de actividad antioxidante y la aparición de bandas en el espectro FTIR característicos de grupos $>CH_2$ que no existían antes. **Le et al.** (2019) menciona que los extractos acuosos de antocianinas tienen menos estabilidad que extractos a los que se les adiciona ácido cítrico, lo que aporta al aumentar su potencial

vida útil. **Ahmadi et al.** (2022) indica que las clorofilas presentan una mayor estabilidad en el extracto al almacenarlas en congelación (-18 °C). Estos hallazgos se complementan con el estudio FTIR en la sección 3.3.1 donde se observa que el extracto Ac. en refrigeración conserva una mayor cantidad en grupos C=O que podrían pertenecer a flavonoides, taninos, polifenoles, antocianinas, entre otros, los cuales poseen actividad antioxidante **(Wintola y Afolayan, 2011)**. Por otro lado, la disminución de la actividad antioxidante en extractos etanólicos puede deberse a que se volatilizan compuestos orgánicos de menor peso molecular que se extraen de mejor manera en disolventes polares ya que no se observó la generación de productos de degradación. Los resultados obtenidos en los ensayos de DPPH indican que la actividad antioxidante puede mantenerse durante tiempos más prolongados en los extractos de acetona-etanol acompañado de un almacenamiento a menor temperatura ya que se preserva los compuestos bioactivos con actividad biológica.

CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 Conclusiones

- Al utilizar etanol al 96% y la mezcla de acetona-etanol en proporción 3:1 se logró obtener dos tipos de extractos a partir de hojas residuales de la cosecha del maíz (*Zea mays*) obtenidos de una parcela en la parroquia Izamba de la ciudad de Ambato. Los extractos presentan distintas características entre sí en su espectro FTIR. Ambos contienen grupos -OH prominentes, junto con grupos C=C y -CH posiblemente pertenecientes a compuestos fenólicos o clorofila. El extracto de la mezcla acetona-etanol posee bandas más intensas en regiones C=O y -C-H, lo que podría indicar la presencia de distintos compuestos que no se extrajeron con el etanol, como flavonoles y ácidos benzóicos.
- Los extractos fueron analizados con el método de DPPH para determinar su capacidad antioxidante, en donde se encontró que el extracto en etanol al 96% posee una equivalencia de 107.15 µmol de Trolox/g de hojas de maíz y el extracto en acetona-etanol una equivalencia de 104.39 µmol de Trolox/g de hojas de maíz. Esto indica la presencia de fitocompuestos con actividad antioxidante como podrían ser polifenoles, clorofila, ácidos benzoicos, flavonoides, entre otros.
- El análisis de los espectros FTIR para el estudio de estabilidad de los extractos indicó la generación de ciertos productos relacionados a los grupos C-H, $>CH_2$-, C-O. El extracto de etanol no presentó variaciones considerables en su espectro, mientras que el extracto en acetona-etanol presentó una variación importante en los picos presentes en la muestra que indican un aumento de enlaces C-O y $>CH_2$- y disminución de enlaces C=O, posiblemente por la reducción de grupos carbonilo a alcoholes y degradación de anillos aromáticos y dobles enlaces.
- El ensayo de DPHH posterior al almacenamiento reveló que la temperatura de refrigeración es la que mejor conserva las propiedades antioxidantes de extractos de hojas de maíz debido a la disminución de vibraciones o colisiones entre las moléculas de los extractos. La equivalencia se redujo levemente en etanol 96% y acetona-etanol 3:1 hasta 82.93 y 87.39 µmol de Trolox/g de hojas de maíz, respectivamente. Por otro lado, el extracto de etanol no pudo mantener una actividad antioxidante considerable en temperatura ambiente e incubación, ya que esta disminuyó en gran medida a medida que la temperatura de almacenamiento aumentaba hasta los 30.03 µmol de Trolox/g de hojas de maíz. En contraste, el extracto en acetona-etanol mantuvo la actividad antioxidante en todas las condiciones de almacenamiento por encima de 62.28 µmol de Trolox/g de hojas de maíz.

- La evaluación de la capacidad antioxidante y la estabilidad de extractos obtenidos a partir de residuos de hojas de la cosecha de maíz (*Zea mays*) permitió identificar diferencias significativas entre los extractos obtenidos con etanol al 96% y con la mezcla acetona-etanol (3:1). Ambos extractos mostraron características químicas distintivas según sus espectros FTIR, destacándose la presencia de grupos funcionales como -OH, C=C, y -CH, asociados a compuestos bioactivos. En cuanto a la capacidad antioxidante inicial, ambos extractos mostraron una actividad comparable, con valores ligeramente superiores para el extracto en etanol (107.15 μmol de Trolox/g frente a 104.39 μmol de Trolox/g). La refrigeración fue la condición más favorable para ambos extractos, con reducciones mínimas en su actividad antioxidante, aunque en temperaturas mayores el extracto acetona-etanol presenta una menor reducción. Estos hallazgos destacan el potencial de los residuos de hojas de maíz como fuente de compuestos antioxidantes, resaltando que el tipo de solvente y las condiciones de almacenamiento son importantes en la estabilidad y eficacia de los extractos. En particular, el uso de la mezcla acetona-etanol demostró ser una estrategia más adecuada para conservar la actividad antioxidante durante periodos prolongados y en condiciones menos controladas.

4.2 Recomendaciones

- Es recomendable realizar un estudio comparativo de diferentes métodos de extracción, como maceración, extracción asistida por ultrasonido, microondas o fluidos supercríticos, etcétera, evaluando su eficiencia en la obtención de compuestos antioxidantes. Además, se sugiere optimizar parámetros como la proporción de solvente, tiempo, temperatura y pH para maximizar el rendimiento y preservar las propiedades bioactivas de los compuestos extraídos.
- Dado el potencial de los compuestos presentes en las hojas de maíz, se recomienda ampliar el estudio hacia otras actividades biológicas relevantes, como propiedades antiinflamatorias, antimicrobianas, antidiabéticas o anticancerígenas. Esto permitirá una caracterización más integral de los beneficios funcionales de los extractos y su posible aplicación en diversas áreas, como la industria alimentaria, farmacéutica o cosmética.

MATERIALES DE REFERENCIA

Abirami, S., Priyalakshmi, M., Soundariya, A., Samrot, A. V., Saigeetha, S., Emilin, R. R., Dhiva, S., y Inbathamizh, L. (2021). Antimicrobial activity, antiproliferative activity, amylase inhibitory activity and phytochemical analysis of ethanol extract of corn (Zea mays L.) silk. *Current Research in Green and Sustainable Chemistry*, *4*, 100089. https://doi.org/10.1016/J.CRGSC.2021.100089

Abubakar, A. R., y Haque, M. (2020). Preparation of medicinal plants: Basic extraction and fractionation procedures for experimental purposes. *Journal of Pharmacy and Bioallied Sciences*, *12*(1), 1–10. https://doi.org/10.4103/JPBS.JPBS_175_19

Adetunji, A. I., Oberholster, P. J., y Erasmus, M. (2023). From garbage to treasure: A review on biorefinery of organic solid wastes into valuable biobased products. *Bioresource Technology Reports*, *24*, 101610. https://doi.org/10.1016/J.BITEB.2023.101610

Agati, G., Brunetti, C., Fini, A., Gori, A., Guidi, L., Landi, M., Sebastiani, F., y Tattini, M. (2020). Are Flavonoids Effective Antioxidants in Plants? Twenty Years of Our Investigation. *Antioxidants 2020, Vol. 9, Page 1098*, *9*(11), 1098. https://doi.org/10.3390/ANTIOX9111098

Agatonovic-Kustrin, S., Gegechkori, V., Petrovich, D. S., Ilinichna, K. T., y Morton, D. W. (2021). HPTLC and FTIR Fingerprinting of Olive Leaves Extracts and ATR-FTIR Characterisation of Major Flavonoids and Polyphenolics. *Molecules 2021, Vol. 26, Page 6892*, *26*(22), 6892. https://doi.org/10.3390/MOLECULES26226892

Aguirre, L. A., Medardo, R., Guamán, A., y Curay, I. (2018). *Characterization and improvement of agricultural waste for use in animal feed*. https://www.researchgate.net/publication/340826073

Ahmadi, A., Shahidi, S. A., Safari, R., Motamedzadegan, A., y Ghorbani-HasanSaraei, A. (2022). Evaluation of stability and antibacterial properties of extracted chlorophyll from alfalfa (Medicago sativa L.). *Food and Chemical Toxicology*, *163*, 112980. https://doi.org/10.1016/J.FCT.2022.112980

Ahmed, H., Hassan, W., Murtaza, G., Bakht, S., y Iqbal, F. M. (2020). Methods and Protocols for Drug Stability Studies. *Drug Stability and Chemical Kinetics*, 43–55. https://doi.org/10.1007/978-981-15-6426-0_4

Akhayere, E., y Kavaz, D. (2021). Synthesis of silica nanoparticles from agricultural waste. *Agri-Waste and Microbes for Production of Sustainable Nanomaterials*, 121–138. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-823575-1.00028-7

Albán Recibido, G., y Caviedes, M. (2019). Producción de semilla de maíz en el Ecuador: retos y oportunidades. *ACI Avances en Ciencias e Ingenierías*, *11*(1), 116–123. https://doi.org/10.18272/ACI.V11I1.1100

Albero, B., Tadeo, J. L., y Pérez, R. A. (2019). Ultrasound-assisted extraction of organic contaminants. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, *118*, 739–750. https://doi.org/10.1016/J.TRAC.2019.07.007

Attar, U. A., y Ghane, S. G. (2019). In vitro antioxidant, antidiabetic, antiacetylcholine esterase, anticancer activities and RP-HPLC analysis of phenolics from the wild bottle gourd (Lagenaria siceraria (Molina) Standl.). *South African Journal of Botany*, *125*, 360–370. https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2019.08.004

Awata, L., Tongoona, P., Danquah, E., Ifie, B., L. M. Suresh, Jumbo, M., Marchelo-D'ragga, P., y Sitonik, C. (2019). Understanding tropical maize (Zea mays L.): The major monocot in modernization and sustainability of agriculture in sub-Saharan Africa. *International Journal of Agricultural Research*, 7(2), 32–77. https://doi.org/10.33500/ijaar.2019.07.004

Azeemi, D., Ahmed, M., y Khan, F. (2018). Identification of novel anticancer terpenoids from Prosopis juliflora (Sw) DC (Leguminosae) pods. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research*, *17*. https://doi.org/10.4314/tjpr.v17i4.14

Babenko, L. M., Smirnov, O. E., Romanenko, K. O., Trunova, O. K., y Kosakivska, I. V. (2019). Phenolic compounds in plants: Biogenesis and functions. *Ukrainian Biochemical Journal*, *91*(3), 5–18. https://doi.org/10.15407/UBJ91.03.005

Baltacıoğlu, H., Baltacıoğlu, C., Okur, I., Tanrıvermiş, A., y Yalıç, M. (2021). Optimization of microwave-assisted extraction of phenolic compounds from tomato: Characterization by FTIR and HPLC and comparison with conventional solvent extraction. *Vibrational Spectroscopy*, *113*, 103204. https://doi.org/10.1016/J.VIBSPEC.2020.103204

Bitwell, C., Indra, S. Sen, Luke, C., y Kakoma, M. K. (2023). A review of modern and conventional extraction techniques and their applications for extracting phytochemicals from plants. *Scientific African*, *19*, e01585. https://doi.org/10.1016/J.SCIAF.2023.E01585

Bobo-García, G., Davidov-Pardo, G., Arroqui, C., Vírseda, P., Marín-Arroyo, M. R., y Navarro, M. (2015). Intra-laboratory validation of microplate methods for total phenolic content and antioxidant activity on polyphenolic extracts, and comparison with conventional spectrophotometric methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *95*(1), 204–209. https://doi.org/10.1002/JSFA.6706

Brambilla, S., Stritzler, M., Soto, G., y Ayub, N. (2022). A synthesis of functional contributions of rhizobacteria to growth promotion in diverse crops. *Rhizosphere*, *24*, 100611. https://doi.org/10.1016/J.RHISPH.2022.100611

Burga, M. (2022). Extracción de flavonoides del residuo de maíz morado por ultrasonido e identificación por espectrometría de masas. *Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo* https://repositorio.unprg.edu.pe/handle/20.500.12893/11231

Cao, Z., Wang, Z., Shang, Z., y Zhao, J. (2017). Classification and identification of Rhodobryum roseum Limpr. and its adulterants based on fourier-transform infrared spectroscopy (FTIR) and chemometrics. *PLOS ONE*, *12*(2), e0172359. https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0172359

Carvajal Barriga, E. J., Guamn-Burneo, C., Portero, P., Salas, E., Tufio, C., y Bastidas, B. (2017). Aprovechamiento de residuos orgánicos en distintos cultivos de ecuador. *AXIOMA*, *16*(16), 84–95. https://doi.org/10.5772/51951

Carvajal, C. (2019). Especies reactivas del oxígeno: formación, funcion y estrés oxidativo. *Medicina Legal de Costa Rica*. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttextypid=S1409-00152019000100091

Carvajal, E., Guamn-Burneo, C., Portero, P., Salas, E., Tufio, C., y Bastidas, B. (2017). Aprovechamiento de residuos orgánicos en distintos cultivos de ecuador. *AXIOMA*, *16*, 84–95. https://doi.org/10.5772/51951

Castillo, M., de Guzman, M. J. K., y Aberilla, J. M. (2023). Environmental sustainability assessment of banana waste utilization into food packaging and liquid fertilizer. *Sustainable Production and Consumption*, *37*, 356–368. https://doi.org/10.1016/J.SPC.2023.03.012

Caunii, A., Pribac, G., Grozea, I., Gaitin, D., y Samfira, I. (2012). Design of optimal solvent for extraction of bio-active ingredients from six varieties of Medicago sativa. *Chemistry Central Journal*, *6*(1), 1–8. https://doi.org/10.1186/1752-153X-6-123/TABLES/3

Chang, H., Kao, M.-J., Chen, C.-H., Chen, C.-H., Cho, K.-C., y Lai, X.-R. (2013). Characterization of Natural Dye Extracted from Wormwood and Purple Cabbage for Dye-Sensitized Solar Cells. *International Journal of Photoenergy*, *2013*. https://doi.org/10.1155/2013/159502

Chauca, K., Grosso, C. A., Cabrera, J., León, C., Arellano, J., Rodríguez, C. N., y Pretel, O. (2017). Extracción de azúcares reductores totales ART por métodos físicos y químicos de planta de Zea mays (Poaceae) "maíz amarillo duro. *Arnaldoa*, *24*(1), 289–300. https://doi.org/10.22497/ARNALDOA.241.24112

Chen, J., Yang, J., Ma, L., Li, J., Shahzad, N., y Kim, C. K. (2020). Structure-antioxidant activity relationship of methoxy, phenolic hydroxyl, and carboxylic acid groups of phenolic acids. *Scientific Reports 2020 10:1*, *10*(1), 1–9. https://doi.org/10.1038/s41598-020-59451-z

Ching-Yun Hsu, Pi-Yu Chao, Shene-Pin Hu, y Chi-Ming Yang. (2013). The Antioxidant and Free Radical Scavenging Activities of Chlorophylls and Pheophytins. *Food and Nutrition Sciences*, *4*. https://doi.org/10.4236/fns.2013.48A001

Coates, J. (2006). Interpretation of Infrared Spectra, A Practical Approach. En *Encyclopedia of Analytical Chemistry*. R.A. Meyers and M.L. McKelvy. https://doi.org/https://doi.org/10.1002/9780470027318.a5606

Cuong, D. X. (2020). Antioxidant chlorophyll purification from maize leaves by liquid-to-liquid extraction method. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, *10*(3), 152–158. https://doi.org/10.22270/JDDT.V10I3.4104

Cury, K., Aguas, Y., Martinez, A., Olivero, R., y Chams, L. (2017). Residuos agroindustriales su impacto, manejo y aprovechamiento. *Revista Colombiana de Ciencia Animal - RECIA*, *9*(S1), 122–132. https://doi.org/10.24188/RECIA.V9.NS.2017.530

da Silva, J., Chaves de Oliveira, R., da Silva Neto, A., Cunha, V., y dos Santos, A. (2013). Extracción, adición y caracterización de Hemicelulosas de mazorcas de maíz para Desarrollo de las Propiedades de los papeles. *13er Congreso Internacional en CIencia y Tecnología de Metalurgia y Materiales 2013*. https://www.celso-foelkel.com.br/artigos/26_PT_RS.pdf

Dhami, N., y Cazzonelli, C. I. (2020). Environmental impacts on carotenoid metabolism in leaves. *Plant Growth Regulation 2020 92:3*, *92*(3), 455–477. https://doi.org/10.1007/S10725-020-00661-W

Dirar, A. I., Alsaadi, D. H. M., Wada, M., Mohamed, M. A., Watanabe, T., y Devkota, H. P. (2019). Effects of extraction solvents on total phenolic and flavonoid contents and biological activities of extracts from Sudanese medicinal plants. *South African Journal of Botany*, *120*, 261–267. https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2018.07.003

Downey, M. O., y Hanlin, R. L. (2010). Comparison of Ethanol and Acetone Mixtures for Extraction of Condensed Tannin from Grape Skin. *J. Enol. Vitic*, *31*. https://doi.org/10.21548/31-2-1412

Duque-Acevedo, M., Belmonte-Ureña, L. J., Cortés-García, F. J., y Camacho-Ferre, F. (2020). Agricultural waste: Review of the evolution, approaches and perspectives on alternative uses. *Global Ecology and Conservation*, *22*, e00902. https://doi.org/10.1016/J.GECCO.2020.E00902

Enders, A. A., North, N. M., Fensore, C. M., Velez-Alvarez, J., y Allen, H. C. (2021). Functional Group Identification for FTIR Spectra Using Image-Based Machine Learning Models. *Analytical Chemistry*, *93*(28), 9711–9718. https://doi.org/10.1021/ACS.ANALCHEM.1C00867

España, M., Rodríguez, B., Cabrera, E., y Cecanti, B. (2002). Enzymatic Activities and Contribution of Corn Residues to Soil Nitrogen under Tillage Practices in the Central Plains, Venezuela. *Terra Latinoamericana, 20(1),* 81-86.

Fauzi, A., Hameed, I., y Kadhim, M. (2017). A Review: Uses of Gas Chromatography-Mass Spectrometry (GC-MS) Technique for Analysis of Bioactive Natural Compounds of Some Plants. *International Journal of Toxicological and Pharmacological Research*, *9*. https://doi.org/10.25258/ijtpr.v9i01.9042

Foo, K. Y. (2016). Value-added utilization of maize cobs waste as an environmental friendly solution for the innovative treatment of carbofuran. *Process Safety and Environmental Protection*, *100*, 295–304. https://doi.org/10.1016/J.PSEP.2016.01.020

Fu, Y., Luo, J., Qin, J., y Yang, M. (2019). Screening techniques for the identification of bioactive compounds in natural products. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, *168*, 189–200. https://doi.org/10.1016/J.JPBA.2019.02.027

Gafner, S. y Bergeron, C. (2005). The Challenges of Chemical Stability Testing of Herbal Extracts in Finished Products Using State-of-the-Art Analytical Methodologies. *Current Pharmaceutical Analysis, 1*. 203-215. https://doi.org/10.2174/1573412054022734.

García, D. (2018). *Utilización y valoración del residuo agrícola de maíz amiláceo en la alimentación del ganado lechero en el valle del mantaro*.

García-Lara, S., y Serna-Saldivar, S. O. (2019). Chapter 1 - Corn History and Culture. En S. O. Serna-Saldivar (Ed.), *Corn (Third Edition)* (Third Edition, pp. 1–18). *AACC International Press.* https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811971-6.00001-2

Goswami, S. B., Mondal, R., y Mandi, S. K. (2020). Crop residue management options in rice–rice system: a review. *Archives of Agronomy and Soil Science*, *66*(9), 1218–1234. https://doi.org/10.1080/03650340.2019.1661994

Guija, E., Inocente Camones, M., Ponce Pardo, J., y Zarzosa Norabuena, E. (2015). Evaluación de la técnica 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH) para determinar capacidad antioxidante. *Horizonte médico, ISSN-e 2227-3530, ISSN 1727-558X, Vol. 15, Nº. 1, 2015 (Ejemplar dedicado a: Enero - Marzo), págs. 57-60*, *15*(1), 57–60. https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7595586yinfo=resumenyidioma=SPA

Gulcin, İ. (2020). Antioxidants and antioxidant methods: an updated overview. *Archives of Toxicology 2020 94:3*, *94*(3), 651–715. https://doi.org/10.1007/S00204-020-02689-3

Gulcin, İ., y Alwasel, S. H. (2023). DPPH Radical Scavenging Assay. *Processes 2023, 11*(8), 2248. https://doi.org/10.3390/PR11082248

Gutteridge, J. M. C., y Halliwell, B. (2010). Antioxidants: Molecules, medicines, and myths. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, *393*(4), 561–564. https://doi.org/10.1016/J.BBRC.2010.02.071

Hanafy, N. A. N., Leporatti, S., y El-Kemary, M. A. (2021). Extraction of chlorophyll and carotenoids loaded into chitosan as potential targeted therapy and bio imaging agents for breast carcinoma. *International Journal of Biological Macromolecules*, *182*, 1150–1160. https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2021.03.189

Heidari, F., Jafari, S. M., Ziaiifar, A. M., y Malekjani, N. (2022). Stability and release mechanisms of double emulsions loaded with bioactive compounds; a critical review. *Advances in Colloid and Interface Science*, *299*, 102567. https://doi.org/10.1016/J.CIS.2021.102567

Helena, C., Sawaya, F., Marcucci, M. C., Petrelli, R., Martins, T., Novo Barros, A., Rosa, E., y Antunes, L. (2023). Enhancing Health Benefits through Chlorophylls and Chlorophyll-Rich Agro-Food: A Comprehensive Review. *Molecules 2023, Vol. 28, Page 5344*, *28*(14), 5344. https://doi.org/10.3390/MOLECULES28145344

Hiroto, S., Miyake, Y., y Shinokubo, H. (2017). Synthesis and Functionalization of Porphyrins through Organometallic Methodologies. *Chemical Reviews*, *117*(4), 2910–3043. https://doi.org/10.1021/acs.chemrev.6b00427

Hong, J. E., Lim, J. H., Kim, T. Y., Jang, H. Y., Oh, H. Bin, Chung, B. G., y Lee, S. Y. (2020). Photo-Oxidative Protection of Chlorophyll a in C-Phycocyanin Aqueous Medium. *Antioxidants 2020, 9*(12), 1235. https://doi.org/10.3390/ANTIOX9121235

Hong, Y., Boiti, A., Vallone, D., y Foulkes, N. S. (2024). Reactive Oxygen Species Signaling and Oxidative Stress: Transcriptional Regulation and Evolution. *Antioxidants 2024, 13*(3), 312. https://doi.org/10.3390/ANTIOX13030312

Houck, M. M., y Siegel, J. A. (2015). Chapter 6 - Separation Methods. En M. M. Houck y J. A. Siegel (Eds.), *Fundamentals of Forensic Science (Third Edition)* (pp. 121–151). *Academic Press*. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800037-3.00006-6

Huang, J., Hu, Z., Li, G., Hu, L., Chen, J., y Hu, Y. (2022). Make your packaging colorful and multifunctional: The molecular interaction and properties characterization of natural colorant-based films and their applications in food industry. *Trends in Food Science y Technology*, *124*, 259–277. https://doi.org/10.1016/J.TIFS.2022.04.028

Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2024, noviembre 25). *Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua*. https://app.powerbi.com/view?r=eyJrIjoiZTEyY2NiZDItYjIzYi00ZGQ1LTlkNGEtNDE1OGViM2Q1N2VlIiwidCI6ImYxNThhMmU4LWNhZWMtNDQwNi1iMGFiLWY1ZTI1OWJkYTExMiJ9ypageName=ReportSection

International Conference on Harmonisation of Technical Requirements for Registration of Pharmaceuticals for Human Use. (2003). *ICH Topic Q 1 A (R2) Stability Testing of new Drug Substances and Products Step 5 note for guidance on stability testing: stability testing of new drug substances and products*. https://www.ema.europa.eu/en/documents/scientific-guideline/ich-q-1-r2-stability-testing-new-drug-substances-and-products-step-5_en.pdf

Irfan, S., Mudassar, M., Ranjha, A. N., Nadeem, M., Naeem Safdar, M., Jabbar, S., Mahmood, S., Murtaza, M. A., Ameer, K., y Ibrahim, S. A. (2022). Antioxidant Activity and Phenolic Content of Sonication-and Maceration-Assisted Ethanol and Acetone Extracts of Cymbopogon citratus Leaves. *Separations*, *9*(9), 244. https://doi.org/10.3390/separations9090244

Keerthana Devi, M., Manikandan, S., Oviyapriya, M., Selvaraj, M., Assiri, M. A., Vickram, S., Subbaiya, R., Karmegam, N., Ravindran, B., Chang, S. W., y Awasthi, M. K. (2022). Recent advances in biogas production using Agro-Industrial Waste: A comprehensive review outlook of Techno-Economic analysis. *Bioresource Technology*, *363*, 127871. https://doi.org/10.1016/J.BIORTECH.2022.127871

Khelurkar, V., Centre, B., Deshmukh, P., Vidyapeeth, K., Akola, Maharashtra, Mumbai, I., Ingle, K., Deshmukh, A., Padole, D., y Dudhare, M. (2017). Phytochemicals: Extraction methods, identification and detection of bioactive compounds from plant extracts. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry, 6(1)*, 32-36.

Kimball, E., y Rabinowitz, J. D. (2006). Identifying decomposition products in extracts of cellular metabolites. *Analytical biochemistry*, *358*(2), 273–280. https://doi.org/10.1016/j.ab.2006.07.038

Koul, B., Yakoob, M., y Shah, M. P. (2022). Agricultural waste management strategies for environmental sustainability. *Environmental Research*, *206*, 112285. https://doi.org/10.1016/J.ENVRES.2021.112285

Kumar, A., Nirmal, P., Kumar, M., Jose, A., Tomer, V., Oz, E., Proestos, C., Zeng, M., Elobeid, T., Sneha, V., y Oz, F. (2023). Major Phytochemicals: Recent Advances in Health Benefits and Extraction Method. *Molecules 2023, 28*(2), 887. https://doi.org/10.3390/MOLECULES28020887

Kumawat, T. K., Sharma, V., Kumawat, V., Pandit, A., y Biyani, M. (2022). Agricultural and agro-wastes as sorbents for remediation of noxious pollutants from water and wastewater. *Sustainable Materials for Sensing and Remediation of Noxious Pollutants*, 161–176. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-99425-5.00017-7

Lade, V. G., Mahajan, K. P., y Rukhane, P. V. (2023). Technologies for the production of value-added products from agro-wastes and their possible applications. *360-Degree Waste Management, Volume 1: Fundamentals, Agricultural and Domestic Waste, and Remediation*, 39–66. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-90760-6.00007-2

Lattanzio, V. (2013). Phenolic compounds: Introduction. *Natural Products: Phytochemistry, Botany and Metabolism of Alkaloids, Phenolics and Terpenes*, 1543–1580. https://doi.org/10.1007/978-3-642-22144-6_57/FIGURES/00577

Laxa, M., Liebthal, M., Telman, W., Chibani, K., y Dietz, K. J. (2019). The Role of the Plant Antioxidant System in Drought Tolerance. *Antioxidants 2019, 8*(4), 94. https://doi.org/10.3390/ANTIOX8040094

Le, X. T., Huynh, M. T., Pham, T. N., Than, V. T., Toan, T. Q., Bach, L. G., y Trung, N. Q. (2019). Optimization of Total Anthocyanin Content, Stability and Antioxidant Evaluation of the Anthocyanin Extract from Vietnamese Carissa Carandas L. Fruits. *Processes 2019*, *7*(7), 468. https://doi.org/10.3390/PR7070468

Lechner, B. E., y Monaldi, S. (2011). Utilization of garlic and maize wastes supplemented with olive mill waste water for Pleurotus ostreatus cultivation. *Revista mexicana de micología*, *34*, 17–22. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttextypid=S0187-31802011000200004ylng=esynrm=isoytlng=en

Liang, L., Liu, Y., Wu, L., Weng, L., Qiu, H., Zhong, W., & Meng, F. (2024). Advances in Extraction Protocols, Degradation Methods, and Bioactivities of Proanthocyanidins. *Molecules*, *29*(10), 2179. https://doi.org/10.3390/molecules29102179

Liu, H., Zhang, S., Feng, S., Jia, C., Guo, S., Sun, B., y Wang, Q. (2021). Combustion characteristics and typical pollutant emissions of corn stalk blending with municipal sewage sludge. *Environmental Science and Pollution Research*, *28*(8), 9792–9805. https://doi.org/10.1007/S11356-020-11463-Y/FIGURES/9

López-Bascón, M., y Luque de Castro, M. D. (2020). Soxhlet Extraction. *Liquid-Phase Extraction*, 327–354. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816911-7.00011-6

Lozada-Ramírez, J., Ortega-Regules, A. E., Ricardo Hernández, L., Anaya De Parrodi, C., Marini, F., y Biancolillo, A. (2021). *Spectroscopic and Spectrometric Applications for the Identification of Bioactive Compounds from Vegetal Extracts*. https://doi.org/10.3390/app11073039

Luiza Koop, B., Nascimento da Silva, M., Diniz da Silva, F., Thayres dos Santos Lima, K., Santos Soares, L., José de Andrade, C., Ayala Valencia, G., y Rodrigues Monteiro, A. (2022). Flavonoids, anthocyanins, betalains, curcumin, and carotenoids: Sources, classification and enhanced stabilization by encapsulation and adsorption. *Food Research International*, *153*, 110929. https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2021.110929

Magnani, F., y Mattevi, A. (2019). Structure and mechanisms of ROS generation by NADPH oxidases. *Current Opinion in Structural Biology*, *59*, 91–97. https://doi.org/10.1016/J.SBI.2019.03.001

Margaritelis, N. V., Paschalis, V., Theodorou, A. A., Kyparos, A., y Nikolaidis, M. G. (2020). Redox basis of exercise physiology. *Redox Biology*, *35*, 101499. https://doi.org/10.1016/J.REDOX.2020.101499

Martillo, J., Lesme, R., y Oliva, L. (2020). Estimación del potencial energético de la tusa en la provincia de Los Ríos y Guayas, Ecuador. *Centro Azúcar*. http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S2223-48612020000200011yscript=sci_arttext

Martinez, E. L., y Fernandez, F. J. B. (2019). Chapter 4 - Economics of Production, Marketing and Utilization. En S. O. Serna-Saldivar (Ed.), *Corn (Third Edition)* (Third Edition, pp. 87–107). *AACC International Press*. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811971-6.00004-8

Martínez-Navarrete, N., Camacho Vidal, M. del M., y Martínez Lahuerta, J. J. (2008). Los compuestos bioactivos de las frutas y sus efectos en la salud. *Revista Española de Nutrición Humana y Dietética*, *12*(2), 64–68. https://www.elsevier.es/es-revista-revista-espanola-nutricion-humana-dietetica-283-articulo-los-compuestos-bioactivos-frutas-sus-13131455

Maslova, T. G., Markovskaya, E. F., y Slemnev, N. N. (2021). Functions of Carotenoids in Leaves of Higher Plants (Review). *Biology Bulletin Reviews 2021 11:5*, *11*(5), 476–487. https://doi.org/10.1134/S2079086421050078

Matwijczuk, A., Oniszczuk, T., Matwijczuk, A., Chruściel, E., Kocira, A., Niemczynowicz, A., Wójtowicz, A., Combrzyński, M., y Wiacek, D. (2019). Use of FTIR Spectroscopy and Chemometrics with Respect to Storage Conditions of Moldavian Dragonhead Oil. *Sustainability, 11*(22), 6414. https://doi.org/10.3390/SU11226414

Mehdipoor, G., Motamedzadegan, A., Safari, R., Shahidi, S. A., y Ghorbani, A. (2021). Evaluation of stability, physicochemical and antioxidant properties of extracted chlorophyll from Persian clover (Trifolium resupinatum L.). *Journal of Food Measurement and Characterization*, *15*(1), 327–340. https://doi.org/10.1007/S11694-020-00614-X/FIGURES/12

Mengqi, Z., Shi, A., Ajmal, M., Ye, L., y Awais, M. (2021). Comprehensive review on agricultural waste utilization and high-temperature fermentation and composting. *Biomass Conversion and Biorefinery, 13*(7), 5445–5468. https://doi.org/10.1007/S13399-021-01438-5

Ministerio de Agricultura y Ganadería. (2022). *Informe de Rendimientos Objetivos de maíz.* http://sipa.agricultura.gob.ec/index.php/informe-de-

Morocho-Jácome, A. L., Ruscinc, N., Martinez, R. M., de Carvalho, J. C. M., Santos de Almeida, T., Rosado, C., Costa, J. G., Velasco, M. V. R., y Baby, A. R. (2020). (Bio)Technological aspects of microalgae pigments for cosmetics. *Applied Microbiology and Biotechnology*, *104*(22), 9513–9522. https://doi.org/10.1007/S00253-020-10936-X/TABLES/3

Munawaroh, H. S. H., Fathur, R. M., Gumilar, G., Aisyah, S., Yuliani, G., Mudzakir, A., y Wulandari, A. P. (2019). Characterization and physicochemical properties of chlorophyll extract from Spirulina sp. *Journal of Physics: Conference Series*, *1280*(2), 022013. https://doi.org/10.1088/1742-6596/1280/2/022013

Munteanu, I. G., y Apetrei, C. (2021). Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, *22*(7), 3380. https://doi.org/10.3390/IJMS22073380

Nabi, B. G., Mukhtar, K., Ahmed, W., Manzoor, M. F., Ranjha, M. M. A. N., Kieliszek, M., Bhat, Z. F., y Aadil, R. M. (2023). Natural pigments: Anthocyanins, carotenoids, chlorophylls, and betalains as colorants in food products. *Food Bioscience*, *52*. https://doi.org/10.1016/j.fbio.2023.102403

Nawaz, H., Muzaffar, S., Aslam, M., y Ahmad, S. (2018). Phytochemical Composition: Antioxidant Potential and Biological Activities of Corn. En Amanullah y S. Fahad (Eds.), *Corn* (p. Ch. 4). *IntechOpen*. https://doi.org/10.5772/intechopen.79648

Núñez Camargo, D. W. (2012). Uso de residuos agrícolas para la producción de biocombustibles en el departamento del Meta. *Tecnura*, *16*(34), 142–156. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttextypid=S0123-921X2012000400011ylng=enynrm=isoytlng=es

Obi, F., Ugwuishiwu, B., y Nwakaire, J. (2016). Agricultural waste concept, generation, utilization and management. *Nigerian Journal of Technology*, *35*(4), 957–964. https://doi.org/10.4314/NJT.V35I4.34

Okur, İ., Baltacıoğlu, C., Ağçam, E., Baltacıoğlu, H., y Alpas, H. (2019). Evaluation of the Effect of Different Extraction Techniques on Sour Cherry Pomace Phenolic Content and Antioxidant Activity and Determination of Phenolic Compounds by FTIR and HPLC. *Waste and Biomass Valorization*, *10*(12), 3545–3555. https://doi.org/10.1007/S12649-019-00771-1/METRICS

Oladimeji Mrsc, A., y Valan, M. (2020). HPLC techniques for phytochemistry. *International Journal of Chemical Studies*, *8*, 2590–2596. https://doi.org/10.22271/chemi.2020.v8.i6ak.11174

Olorunnisola, O. S., Bradley, G., y Afolayan, A. J. (2012). Antioxidant activity of acetone and ethanolic leaves extracts of Hippobromus pauciflorus (L.f.) Radlk. *African Journal of Biotechnology*, *11*(5), 1206–1213. https://doi.org/10.5897/AJB11.1497

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2023). *Cultivos y productos de ganadería*. https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL/visualize

Orrala, A., y Fausto, F. (2015). Estudio de la resistencia a la compresión del hormigón con adición de puzolana obtenida de la calcinación de residuos del cultivo de maíz producido en la provincia de Santa Elena. *Universidad Estatal Península de Santa Elena.* https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/2272

Owamah, H. I., y Izinyon, O. C. (2015). Optimal combination of food waste and maize husk for enhancement of biogas production: Experimental and modelling study. *Environmental Technology y Innovation*, *4*, 311–318. https://doi.org/10.1016/J.ETI.2015.10.001

Panche, A. N., Diwan, A. D., y Chandra, S. R. (2016). Flavonoids: an overview. *Journal of Nutritional Science*, *5*, e47. https://doi.org/10.1017/JNS.2016.41

Pareek, S., Sagar, N. A., Sharma, S., Kumar, V., Agarwal, T., González-Aguilar, G. A., y Yahia, E. M. (2017). Chlorophylls: Chemistry and Biological Functions. *Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry and Human Health: Second Edition*, *1*, 269–284. https://doi.org/10.1002/9781119158042.CH14

Pateiro, M., Gómez, B., Munekata, P. E. S., Barba, F. J., Putnik, P., Bursa´c, D. B., Kovačevi´c, K., Lorenzo, J. M., Pellegrino, F., Cesano, F., Fabbiani, M., y Negri, C. (2021). Nanoencapsulation of Promising Bioactive Compounds to Improve Their Absorption, Stability, Functionality and the Appearance of the Final Food Products. *Molecules*, *26*(6), 1547. https://doi.org/10.3390/MOLECULES26061547

Patil, B. S., Jayaprakasha, G. K., Chidambara Murthy, K. N., y Vikram, A. (2009). Bioactive Compounds: Historical Perspectives, Opportunities, and Challenges. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *57*(18), 8142–8160. https://doi.org/10.1021/JF9000132

Patle, T. K., Shrivas, K., Kurrey, R., Upadhyay, S., Jangde, R., y Chauhan, R. (2020). Phytochemical screening and determination of phenolics and flavonoids in Dillenia pentagyna using UV–vis and FTIR spectroscopy. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, *242*, 118717. https://doi.org/10.1016/J.SAA.2020.118717

Patra, A., Abdullah, S., y Pradhan, R. C. (2022). Review on the extraction of bioactive compounds and characterization of fruit industry by-products. *Bioresources and Bioprocessing*, *9*(1), 1–25. https://doi.org/10.1186/S40643-022-00498-3/TABLES/3

Pharmawati, M., y Wrasiati, L. P. (2020). Phytochemical Screening and FTIR Spectroscopy on Crude Extract from Enhalus acoroides Leaves. *Malaysian Journal of Analytical Sciences*, *24*, 70–77.

Porra, R. J., Thompson, W. A., y Kriedemann, P. E. (1989). Determination of accurate extinction coefficients and simultaneous equations for assaying chlorophylls a and b extracted with four different solvents: verification of the concentration of chlorophyll standards by atomic absorption spectroscopy. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Bioenergetics*, *975*(3), 384–394. https://doi.org/10.1016/S0005-2728(89)80347-0

Quijano-Ortega, N., Fuenmayor, C. A., Zuluaga-Dominguez, C., Diaz-Moreno, C., Ortiz-Grisales, S., García-Mahecha, M., y Grassi, S. (2020). FTIR-ATR Spectroscopy Combined with Multivariate Regression Modeling as a Preliminary Approach for Carotenoids Determination in Cucurbita spp. *Applied Sciences 2020, Vol. 10, Page 3722*, *10*(11), 3722. https://doi.org/10.3390/APP10113722

Ramírez-Esparza, U., Agustín-Chávez, M. C., Ochoa-Reyes, E., Alvarado-González, S. M., López-Martínez, L. X., Ascacio-Valdés, J. A., Martínez-Ávila, G. C. G., Prado-Barragán, L. A., y Buenrostro-Figueroa, J. J. (2024). Recent Advances in the Extraction and Characterization of Bioactive Compounds from Corn By-Products. *Antioxidants 2024, Vol. 13, Page 1142*, *13*(9), 1142. https://doi.org/10.3390/ANTIOX13091142

Raza, M. H., Abid, M., Yan, T., Ali Naqvi, S. A., Akhtar, S., y Faisal, M. (2019). Understanding farmers' intentions to adopt sustainable crop residue management practices: A structural equation modeling approach. *Journal of Cleaner Production*, *227*, 613–623. https://doi.org/10.1016/J.JCLEPRO.2019.04.244

Riaz, M., Nawaz, S., Ilyas, I., ur Rehman, M. M., Qadir, R., Mehmood, T., Afzal, M., Rehman, N. A., y Ali, A. (2021). Evaluation of antidiabetic, antioxidant, and cytotoxic potential of maize (zea

mays l.) husk leaf extracts. *Cellular and Molecular Biology*, *67*(1), 165–170. https://doi.org/10.14715/CMB/2021.67.1.25

Riera, M. A., Maldonado[3], S., y Palma[4], R. R. (2018). Residuos agroindustriales generados en ecuador para la elaboración de bioplásticos. *Revista Ingeniería Industrial*, *17*(3), 227–247. https://doi.org/10.22320/S07179103/2018.13

Robards, K., y Ryan, D. (2022). Chapter 9 - Analyses. En K. Robards y D. Ryan (Eds.), *Principles and Practice of Modern Chromatographic Methods (Second Edition)* (pp. 399–451). Academic Press. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822096-2.00008-6

Roca, M., Chen, K., y Pérez-Gálvez, A. (2016). Chlorophylls. *Handbook on Natural Pigments in Food and Beverages: Industrial Applications for Improving Food Color*, 125–158. https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100371-8.00006-3

Rodríguez De Luna, S. L., Ramírez-Garza, R. E., y Serna Saldívar, S. O. (2020). Environmentally Friendly Methods for Flavonoid Extraction from Plant Material: Impact of Their Operating Conditions on Yield and Antioxidant Properties. *The Scientific World Journal*, *2020*(1), 1-38. https://doi.org/10.1155/2020/6792069

Sánchez Laiño, A. R., Torres Navarrete, E. D., Estupiñan Véliz, K., Vargas Burgos, J. C., Sánchez Torres, J., y Sánchez Vélez, N. (2015). Valoración nutritiva del rastrojo de Zea mays y Oryza sativa para la alimentación de ovinos en el trópico ecuatoriano. *Revista amazónica: Ciencia y tecnología*, *4*(3), 235–249. https://revistas.uea.edu.ec/index.php/racyt/article/view/54/211

Sánchez, T., Lamela, L., y López, O. (2010). Efecto de la suplementación con residuos de destilería del maíz en el comportamiento de novillas en una asociación de gramínea y leucaena. *Estación Experimental de Pastos y Forrajes "Indio Hatuey" Central España Republicana*. http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0864-03942010000300008yscript=sci_arttext

Santos-Sánchez, N., Salas-Coronado, R., Villanueva, C., y Hernández, B. (2019). Antioxidant Compounds and Their Antioxidant Mechanism. En Emad Shalaby (Ed.), *Antioxidants* (IntechOpen, Vol. 5, pp. 23–51). Books on Demand. https://doi.org/DOI:10.5772/intechopen.85270

Šaponjac, V. T., Čanadanović-Brunet, J., Ćetković, G., y Djilas, S. (2016). Detection of Bioactive Compounds in Plants and Food Products. En V. Nedović, P. Raspor, J. Lević, V. Tumbas Šaponjac, y G. V Barbosa-Cánovas (Eds.), *Emerging and Traditional Technologies for Safe, Healthy and Quality Food* (pp. 81–109). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-24040-4_6

Sarkar, S., Skalicky, M., Hossain, A., Brestic, M., Saha, S., Garai, S., Ray, K., y Brahmachari, K. (2020). Management of Crop Residues for Improving Input Use Efficiency and Agricultural Sustainability. *Sustainability 12*(23). https://doi.org/10.3390/SU12239808

Sasidharan, S., Chen, Y., Saravanan, D., Sundram, K. M., y Yoga Latha, L. (2010). Extraction, Isolation and Characterization of Bioactive Compounds from Plants' Extracts. *African Journal of Traditional, Complementary, and Alternative Medicines*, *8*(1), 1. https://doi.org/10.4314/ajtcam.v8i1.60483

Shahidi, F., y Zhong, Y. (2015). Measurement of antioxidant activity. *Journal of Functional Foods*, *18*, 757–781. https://doi.org/10.1016/J.JFF.2015.01.047

Sindhu, R., Gnansounou, E., Binod, P., y Pandey, A. (2016). Bioconversion of sugarcane crop residue for value added products – An overview. *Renewable Energy*, *98*, 203–215. https://doi.org/10.1016/J.RENENE.2016.02.057

Snezhkina, A. V., Kudryavtseva, A. V., Kardymon, O. L., Savvateeva, M. V., Melnikova, N. V., Krasnov, G. S., y Dmitriev, A. A. (2019). ROS Generation and Antioxidant Defense Systems in Normal and Malignant Cells. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2019*(1), 6175804. https://doi.org/10.1155/2019/6175804

Strain, H. H., y Svec, W. A. (1966). 2 – Extraction, Separation, Estimation, and Isolation of the Chlorophylls. En *The Chlorophylls* (pp. 21–66). Academic Press. http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9781483232898500084

Su, S., Zhou, Y., Qin, J. G., Yao, W., Ma, Z., Suasb, S., Zhoua, Y., Qinbsc, J. G., Yaoa, W., y Mab, Z. (2010). Optimization of the Method for Chlorophyll Extraction in Aquatic Plants. *Journal of Freshwater Ecology*, *25*(4), 531–538. https://doi.org/10.1080/02705060.2010.9664402

Sulaiman, F., Abdullah, N., Gerhauser, H., y Shariff, A. (2011). An outlook of Malaysian energy, oil palm industry and its utilization of wastes as useful resources. *Journal of Physical Science*, *35(9)*, 3775-3786. https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2011.06.018

Tambun, R., Alexander, V., y Ginting, Y. (2021). Performance comparison of maceration method, soxhletation method, and microwave-assisted extraction in extracting active compounds from soursop leaves (Annona muricata): A review. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, *1122*(1), 012095. https://doi.org/10.1088/1757-899X/1122/1/012095

Thummajitsakul, S., Samaikam, S., Tacha, S., y Silprasit, K. (2020). Study on FTIR spectroscopy, total phenolic content, antioxidant activity and anti-amylase activity of extracts and different tea forms

of Garcinia schomburgkiana leaves. *LWT*, *134*, 110005. https://doi.org/10.1016/J.LWT.2020.110005

Tsai, W. T., Chang, C. Y., Wang, S. Y., Chang, C. F., Chien, S. F., y Sun, H. F. (2001). Utilization of agricultural waste corn cob for the preparation of carbon adsorbent. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, *36*(5), 677–686. https://doi.org/10.1081/PFC-100106194

Ullah, A., Munir, S., Badshah, S. L., Khan, N., Ghani, L., Poulson, B. G., Emwas, A. H., y Jaremko, M. (2020). Important Flavonoids and Their Role as a Therapeutic Agent. *Molecules 2020, 25*(22), 5243. https://doi.org/10.3390/MOLECULES25225243

Vazquez-Olivo, G., López-Martínez, L. X., Contreras-Angulo, L., y Heredia, J. B. (2019). Antioxidant Capacity of Lignin and Phenolic Compounds from Corn Stover. *Waste and Biomass Valorization*, *10*(1), 95–102. https://doi.org/10.1007/S12649-017-0028-5/METRICS

Vidana, G. C., Lim, Y. Y., y Choo, W. S. (2021). Anthocyanins From Clitoria ternatea Flower: Biosynthesis, Extraction, Stability, Antioxidant Activity, and Applications. *Frontiers in Plant Science*, *12*, 792303. https://doi.org/10.3389/FPLS.2021.792303/BIBTEX

Wang, Y., Cai, R., y Chen, C. (2019). The Nano-Bio Interactions of Nanomedicines: Understanding the Biochemical Driving Forces and Redox Reactions. *Accounts of Chemical Research*, *52*(6), 1507–1518. https://doi.org/10.1021/ACS.ACCOUNTS.9B00126/ASSET/IMAGES/MEDIUM/AR-2019-00126S_0001.GIF

Weather Spark. (s. f.). *Datos históricos del tiempo en Ambato en noviembre de 2024 (Ecuador) - Weather Spark*. Recuperado 11 de enero de 2025, de https://es.weatherspark.com/h/m/20027/2024/11/Tiempo-hist%C3%B3rico-en-noviembre-de-2024-en-Ambato-Ecuador

Wintola, O. A., y Afolayan, A. J. (2011). Phytochemical constituents and antioxidant activities of the whole leaf extract of Aloe ferox Mill. *Pharmacognosy Magazine*, *7*(28), 325. https://doi.org/10.4103/0973-1296.90414

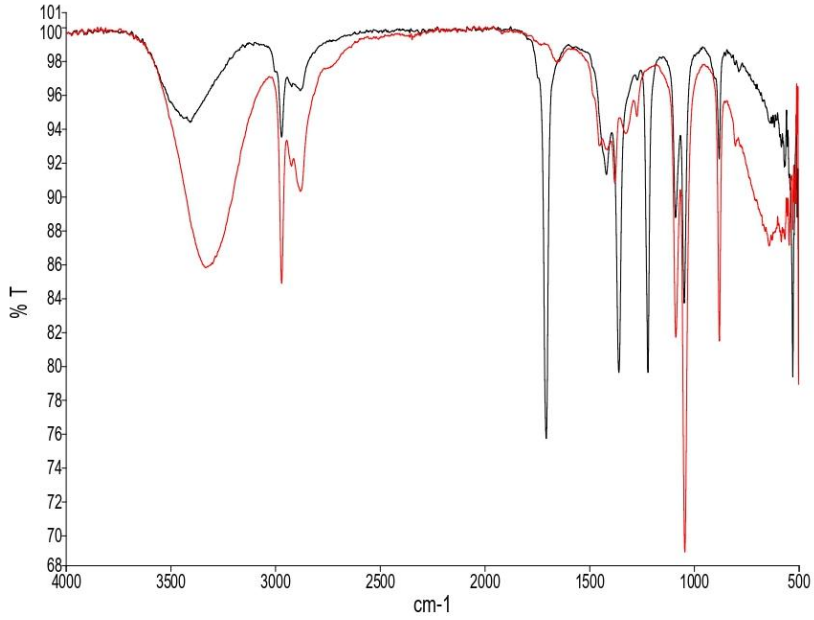
Zhong, S., Bird, A., y Kopec, R. E. (2021). The Metabolism and Potential Bioactivity of Chlorophyll and Metallo-chlorophyll Derivatives in the Gastrointestinal Tract. *Molecular Nutrition y Food Research*, *65*(7), 2000761. https://doi.org/10.1002/MNFR.202000761

Zocher, K., Rataj, R., Steuer, A., Agustina, S., Aidha, N. N., Oktarina, E., Penelitian, B., Pengembangan, D., Kementerian, P., Ri, J., Gatot, S. K., 52-53, J., y Selatan, I. (2021). The extraction of antioxidants from Chlorella vulgaris for cosmetics. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, *1011*(1), 012057. https://doi.org/10.1088/1757-899X/1011/1/012057

ANEXOS

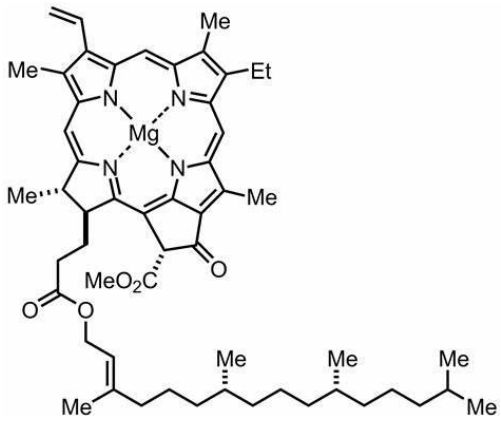
Anexo A

Espectros FTIR de los disolventes usados en los extractos.

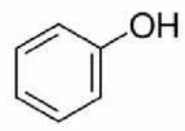


ANEXO B

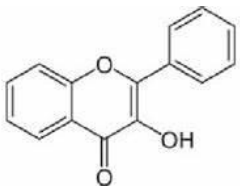
Fitocompuestos comunes con actividad antioxidante en extractos vegetales.



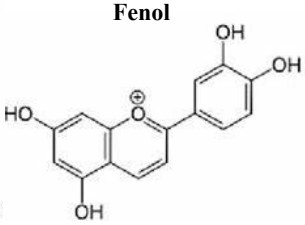
Clorofila



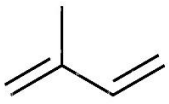
Fenol



Flavonoides

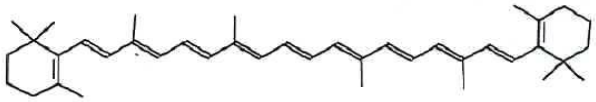


Antocianinas

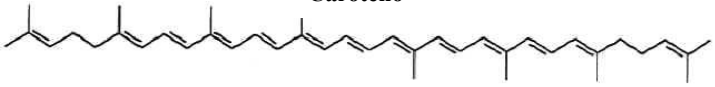


Isopreno

(terpenoides)



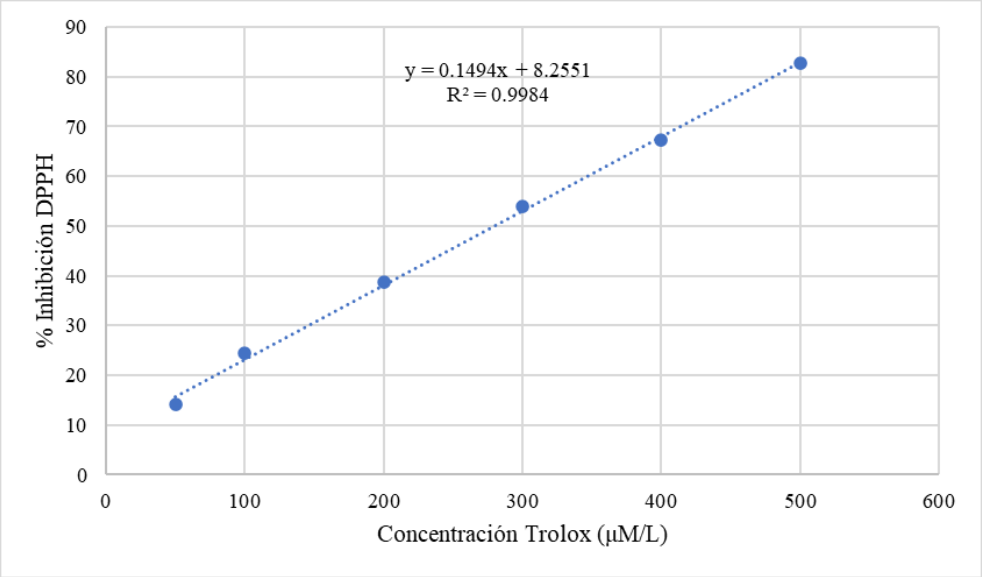
Caroteno



Licopeno

ANEXO C

Curva de calibración de Trolox para el ensayo de DPPH



ANEXO D. Fotografías

Figura 1D. Parcela de maíz



Figura 2D. Recolección de hojas



Figura 3D. Proceso de extracción



Figura 4D. Pesaje de hojas



Figura 5D. Centrifugación y recuperación de extractos



Figura 6D. Análisis FTIR

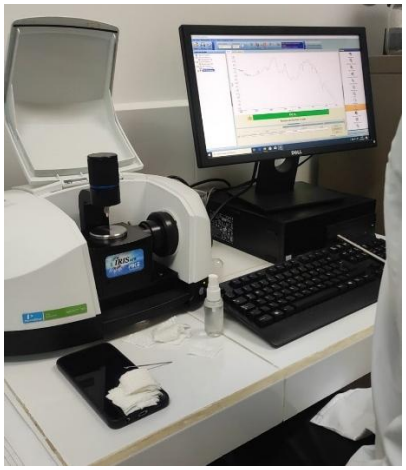


Figura 7D. Dilución de muestras

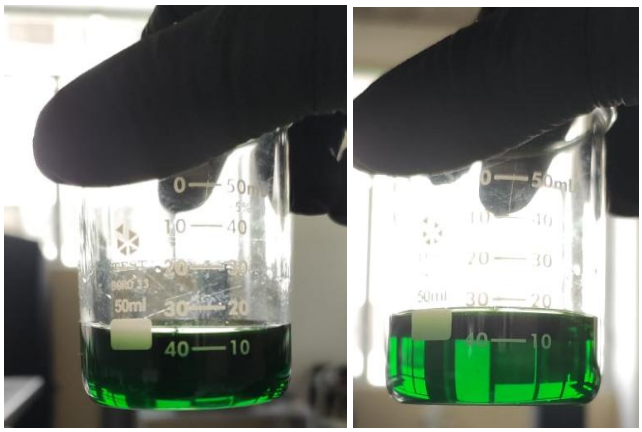


Figura 8D. Ensayo DPPH

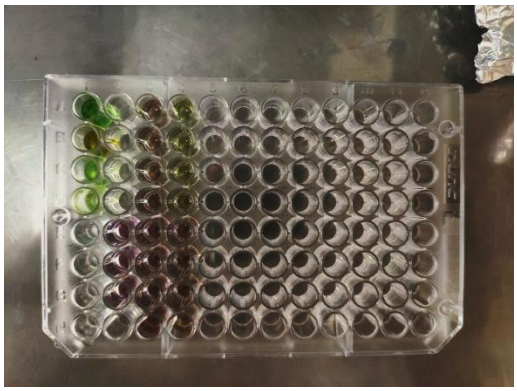


Figura 9D. Estudio de estabilidad



ANEXO E. Tablas

Tabla 1D

Determinación de la actividad antioxidante

Extracto	ABS (515 nm)	ABS_{prom} (515 nm)	%Inhibición	µmol de Trolox/g de muestra
Etanol 96%	0.155 0.159 0.163	0.159	72.29	107.15±1.65
Acetona-etanol (3:1)	0.170 0.163 0.164	0.166	70.64	104.39±1.56
Blanco	0.049 0.047 0.044	0.047		
Control	0.429 0.446 0.481	0.452		

Nota. Se presentan los porcentajes de inhibición y equivalentes de Trolox calculados a partir de la curva de calibración.

Tabla 2D

Determinación de la actividad antioxidante inicial de extractos almacenados

Combinación	ABS (515 nm)	ABS_{prom} (515 nm)	%Inhibición	µmol de Trolox/g de muestra
Refrigeración-Etanol 96%	0.155 0.159 0.163	0.159	72.29	107.15±1.65
Refrigeración-Acetona-etanol	0.17 0.163 0.164	0.166	70.64	104.39±1.56
Ambiente-Etanol 96%	0.157 0.160 0.161	0.159	72.20	107.01±0.86
Ambiente-Acetona-etanol	0.170 0.165 0.168	0.168	70.15	103.57±1.04
Incubación-Etanol 96%	0.154 0.153 0.159	0.155	73.19	108.66±1.33
Incubación-Acetona-etanol	0.166 0.171 0.17	0.169	69.82	103.02±1.09

Nota. Se presentan los porcentajes de inhibición y equivalentes de Trolox calculados a partir de la curva de calibración. El valor de blanco y control se considera el de la Tabla 1D.

Tabla 3D

Determinación de la actividad antioxidante final de extractos almacenados

Combinación	ABS (515 nm)	ABS_{prom} (515 nm)	%Inhibición	µmol de Trolox/g de muestra
Refrigeración-Etanol 96%	0.199 0.200 0.204	0.201	57.82	82.93±1.18
Refrigeración-Acetona-etanol	0.194 0.191 0.188	0.191	60.48	87.39±1.34
Ambiente-Etanol 96%	0.26 0.269 0.266	0.265	40.76	54.40±2.04
Ambiente-Acetona-etanol	0.233 0.232 0.224	0.230	50.18	70.15±2.20
Incubación-Etanol 96%	0.320 0.328 0.311	0.320	26.20	30.03±3.79
Incubación-Acetona-etanol	0.240 0.245 0.257	0.247	45.47	62.28±3.90
Blanco	0.043 0.046 0.039	0.043		
Control	0.391 0.427 0.436	0.418		

Nota. Se presentan los porcentajes de inhibición y equivalentes de Trolox calculados a partir de la curva de calibración.