



# **BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA**

---

---

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS  
LICENCIATURA EN BIOTECNOLOGÍA  
“DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD  
ANTIOXIDANTE Y ANÁLISIS PROXIMAL DE  
UNA VARIEDAD DE MAÍZ (Zea Mays L.)  
CRIOLLO ROJO CULTIVADO EN EL ESTADO  
DE PUEBLA”**

Tesis para obtener el título de  
**LICENCIADA EN BIOTECNOLOGÍA**

Presenta:

**Jesabel Pineda Quiroz**

Director de tesis:

Dr. Alan Carrasco Carballo

Codirector de tesis:

M.C Juan Alex Hernández Rivera



**FEBRERO 2026**



## **Congresos**

- Asistencia y participación en el programa “Haciendo Ciencia en la BUAP primavera 2024” con el proyecto de investigación “Evaluación antioxidante y nutricional de una variedad de maíz criollo rojo”. Vicerrectoría de Investigación y Estudios de Posgrado. BUAP. Mayo 2024 – Junio 2024
- Asistencia y participación en el “Simposio Nacional de Ingeniería Química y Bioquímica Aplicada” con el cartel “Maíz criollo rojo: determinación antioxidante y análisis bromatológico”. Centro de Convenciones BUAP. Septiembre 2024
- Participación en la conferencia “LatinXchem 2024” con el cartel “Perfil fitoquímico, antioxidante y químico proximal de una variedad de maíz criollo rojo de Puebla, México.”

## **DEDICATORIA**

A mi mamá Martha Quiroz Ruíz, eres mi ejemplo a seguir.

A mis abuelos Marina Emperatriz Ruíz Mendoza y Julio César Quiroz Salas.

A mi hermana Jocelyn y a mis hermanos Josué y Jael.

A Uriel Ramírez.

Al Laboratorio de Elucidación y Síntesis en Química Orgánica

## **Agradecimientos**

A mi mamá Martha, por estar siempre para sus hijos, ser un constante sustento en todos los aspectos y una gran guía.

A mis hermanos, no podría dejar de estar agradecida con ustedes por su apoyo.

A mis abuelos Marina Emperatriz y Julio César, porque han sido parte de mi formación como persona y profesionalista.

A Uriel, por su increíble paciencia. No podría dejar de lado a Jorge y Lucía, por ser parte de todo desde el comienzo.

Al Dr. Alan Carrasco Carballo, por ser un buen guía, abrirme las puertas de su laboratorio y transmitir sus conocimientos.

Lic. Juan Alex, gracias por aceptar enseñarme y el apoyo en todo el proceso.

A todo el Laboratorio de Elucidación y Síntesis en Química Orgánica, especialmente a los alumnos de posgrado, por ser un sostén para el laboratorio.

## Contenido

|                                                                     |    |
|---------------------------------------------------------------------|----|
| RESUMEN .....                                                       | 11 |
| ABSTRACT .....                                                      | 12 |
| INTRODUCCIÓN.....                                                   | 13 |
| Importancia del maíz en la cultura e historia mexicanas.....        | 13 |
| Generalidades .....                                                 | 13 |
| Importancia socioeconómica y cultural para comunidades locales..... | 14 |
| Composición nutricional .....                                       | 15 |
| Composición antioxidante .....                                      | 17 |
| Metabolitos secundarios .....                                       | 19 |
| Importancia de los antioxidantes para la salud humana .....         | 20 |
| Relación del color rojo del maíz con su contenido antioxidante..... | 22 |
| Metabolitos secundarios reportados en maíz rojo .....               | 23 |
| JUSTIFICACION.....                                                  | 24 |
| OBJETIVOS .....                                                     | 25 |
| <b>Objetivo general</b> .....                                       | 26 |
| <b>Objetivos particulares</b> .....                                 | 26 |
| METODOLOGÍA.....                                                    | 26 |
| Origen de la muestra analizada.....                                 | 27 |
| Preparación de la muestra.....                                      | 27 |
| Extracción de compuestos fenólicos .....                            | 27 |
| Análisis de compuestos fenólicos.....                               | 27 |
| Análisis de compuestos flavonoides.....                             | 28 |
| Análisis de contenido de antocianinas.....                          | 29 |
| Análisis estadístico .....                                          | 30 |
| Análisis proximal.....                                              | 30 |
| Análisis del contenido de humedad.....                              | 31 |
| Análisis del contenido de lípidos crudos .....                      | 31 |
| Análisis del contenido mineral .....                                | 31 |
| Análisis del contenido de proteína .....                            | 31 |
| Análisis del contenido de fibra cruda .....                         | 32 |

|                                               |    |
|-----------------------------------------------|----|
| Análisis del contenido de carbohidratos ..... | 32 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....     | 33 |
| CONCLUSIONES.....                             | 40 |
| BIBLIOGRAFÍA .....                            | 41 |

## **Símbolos y abreviaturas**

|       |                                               |
|-------|-----------------------------------------------|
| RL    | Radicales Libres                              |
| DCM   | Diclorometano                                 |
| AcOEt | Acetato de etilo                              |
| MeOH  | Metanol                                       |
| EtOH  | Etanol                                        |
| DPPH  | 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo                 |
| EAG   | Equivalentes de ácido gálico                  |
| SOD   | Superóxido dismutasa                          |
| CAT   | Catalasa                                      |
| GPx   | Glutación peroxidasa                          |
| GR    | Glutación reductasa                           |
| HAT   | Transferencia de átomos de hidrogeno          |
| SET   | Transferencia de un solo electrón             |
| TPC   | Compuestos fenólicos totales                  |
| TFC   | Contenido total de flavonoides                |
| TMAC  | Contenido de antocianinas monoméricas totales |
| EAG   | Equivalentes de ácido gálico                  |
| EQ    | Equivalentes de quercetina                    |
| EC    | Equivalentes de catequina                     |
| ER    | Equivalentes de rutina                        |
| C3G   | Cianidina-3-glucósido                         |

## Índice de esquemas

|                                                                                                             |    |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Esquema 1. Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH (modificado de León et al., 2015)..... | 29 |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|

## Índice de figuras

|                                                                                                                                    |    |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 1. Proceso de domesticación del Teocintle y su transformación hacia el Maíz moderno.....                                    | 13 |
| Figura 2. Estructura de los principales metabolitos reportados en maíz rojo.....                                                   | 23 |
| Figura 3 Capacidad antioxidante de los extractos de maíz rojo mediante el ensayo DPPH ( $p < 0.05$ , prueba de Mann-Whitney) ..... | 37 |

## Índice de tablas

|                                                                                                              |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabla 1. Comparación de análisis bromatológicos de maíces nativos de México reportados en la literatura..... | 16 |
| Tabla 2. Comparación de análisis de contenido de fenoles, flavonoides y antocianinas en la literatura.....   | 18 |
| Tabla 3. Ejemplos de antioxidantes exógenos no enzimáticos.....                                              | 22 |
| Tabla 4. Cantidad de extracto obtenido con cada disolvente.....                                              | 34 |
| Tabla 5. Contenido fenólico de los extractos de maíz rojo.....                                               | 35 |
| Tabla 6. Contenido de flavonoides de los extractos de maíz rojo.....                                         | 35 |
| Tabla 7. Contenido de antocianinas monoméricas en los extractos de maíz rojo.....                            | 36 |
| Tabla 8. Composición química de la variedad de maíz rojo estudiada.....                                      | 38 |

## RESUMEN

El maíz es uno de los cereales más consumidos en la dieta mexicana. En nuestro país, hay múltiples variedades que exhiben potencial nutraceutico debido al contenido de diferentes metabolitos secundarios con actividad biológica. En este estudio, la extracción diferencial utilizando el método Soxhlet se llevó a cabo para evaluar el contenido fenólico, el contenido total de flavonoides y el contenido de antocianinas monoméricas. Además, se realizó una prueba de eliminación de radicales libres utilizando el reactivo DPPH. También se realizó un análisis bromatológico con el fin de identificar y cuantificar los macronutrientes principales que lo componen; los resultados de este análisis fueron comparables a los de otras variedades de maíces tradicionales, los carbohidratos representan el macronutriente en mayor cantidad con alrededor del 77.9%. Con respecto al contenido fenólico y la presencia de antocianinas, las mejores extracciones se obtuvieron usando disolventes alcohólicos; por ejemplo, etanol para fenoles, que presenta  $1368.420 \pm 104.094$  mg EAG/kg planta. Por el contrario, el contenido de flavonoides fue mayor en el extracto con agua con  $833.984 \pm 65.218$  mg EQ/Kg planta. Estos hallazgos proporcionan una base para ampliar el uso de este tipo de variedades de maíces como fuentes naturales de antioxidantes.

## ABSTRACT

Corn is one of the most consumed cereals in the Mexican diet. In our country, there are multiple varieties that exhibit nutraceutical potential due to their content of different metabolites with biological activity. In this study, differential extraction using the Soxhlet method was carried out to evaluate the phenolic content, total flavonoid content, and monomeric anthocyanins. Additionally, a free radical scavenging test was performed using the DPPH reagent. A proximate analysis was also conducted to identify the main macronutrients. The results of the proximate analysis were comparable to those of other traditional maize varieties, with carbohydrates being the macronutrient present in the highest amount at 77.9%. Regarding phenolic content and the presence of anthocyanins, the best extractions were obtained using alcoholic solvents; for example, ethanol for phenols, yielding  $1368.420 \pm 104.094$  mgEAG/kg plant. In contrast, the flavonoid content was higher in the aqueous extract, with  $833.984 \pm 65.218$  mg EQ/Kg plant. In the case of the DPPH assay, the best result was obtained with ethyl acetate ( $73.81 \pm 5.31\%$ ). These findings provide a foundation for expanding the use of these types of corn varieties as sources of antioxidants.

# INTRODUCCIÓN

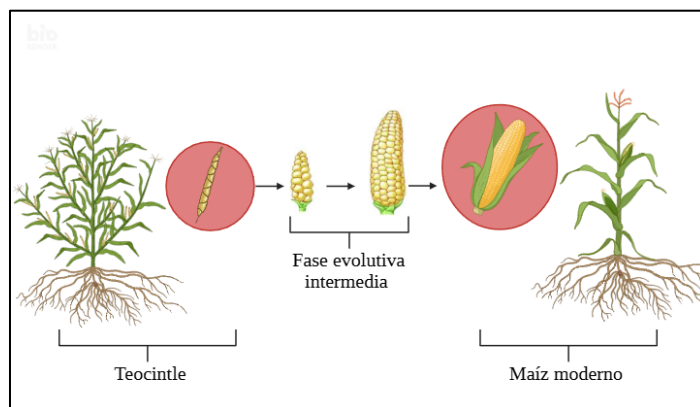
## Importancia del maíz en la cultura e historia mexicanas

El maíz tiene su origen en una forma silvestre de la misma especie conocida como *teocintle*, la cual presentaba características morfológicas significativamente distintas, como una inflorescencia femenina menos desarrollada y semillas cubiertas por estructuras duras que dificultaban su consumo. Sin embargo, gracias al proceso de domesticación llevado a cabo por los antiguos habitantes de Mesoamérica, esta planta fue transformándose gradualmente hasta dar lugar al maíz moderno que conocemos hoy. Este proceso de transformación se ilustra en la Figura 1. Proceso de domesticación del Teocintle y su transformación hacia el Maíz moderno, donde se representa la evolución del *teocintle* al maíz como resultado de la selección humana a lo largo del tiempo. En los primeros años de este siglo el maíz ha sido la especie con mayor producción en el mundo y se ha convertido en la planta alimenticia más importante, no sólo de México sino del planeta, todo esto debido a su variabilidad genética y su adaptabilidad a distintos tipos de ambientes (Perales, 2009).

## Generalidades

El maíz (*Zea mays*) pertenece a la familia de las gramíneas (*Poaceae*); en el género *Zea*, la única especie cultivada de este género es la especie *Zea mays*. El pericarpio constituye la parte externa del grano, es una barrera semipermeable con alto contenido de fibra (87%) que rodea el endospermo y el germen, cubriendo todo menos la “punta” del grano (FAO, 1993). Constituye alrededor del 5-6% del total del peso del grano.

En la mayoría de las variedades de maíz, el endospermo representa alrededor del 70 al 82% del total del peso del grano seco y es la fuente de almidón y proteína para la semilla que va a germinar. El endospermo está constituido por una estructura conocida como “la capa de aleurona” y esta contiene proteína, aceite, minerales y vitaminas (FAO, 1993).



Elaboración propia, 2025

Figura 1. Proceso de domesticación del Teocintle y su transformación hacia el Maíz moderno

## **Diversidad de maíces en México**

En este apartado, es fundamental considerar que la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) menciona que “En México existen alrededor de 64 razas de maíces y 59 son nativas, estas son el resultado de la cuidadosa selección de diversos grupos indígenas por alrededor de 10,000 años” (CONABIO, 2017).

## **Distribución geográfica y zonas productoras en México.**

Según los resultados del Análisis de Mercado Global del Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA) y la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), a nivel mundial, México es el 8° productor de este grano, con una participación de 1.9% de la producción total durante el ciclo 2023-2024 (FIRA, 2024). El maíz se cultiva en los 32 estados del país; sin embargo, los principales estados productores durante el periodo 2021-2023, fueron Sinaloa, Jalisco, Michoacán, Estado de México, Guanajuato, Chihuahua, Guerrero, Veracruz, Chiapas y Puebla (FIRA, 2024).

En el mundo, existen alrededor de 300 razas de maíz, de los cuales 220 están presentes en América Latina, 64 existentes en México y 21 en el estado de Puebla (CONABIO, 2017). De acuerdo con el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), en 2023 la producción de maíz en Puebla alcanzó aproximadamente 1.1 millones de toneladas.

## **Importancia socioeconómica y cultural para comunidades locales**

En México las numerosas variedades de maíces nativos se utilizan para elaborar una enorme cantidad de preparaciones culinarias tradicionales, por lo que, estos maíces siguen siendo actualmente el sustento de miles de familias mexicanas rurales. Además, constituye un insumo para la ganadería y para la obtención de numerosos productos industriales, por lo que, desde el punto de vista alimentario, económico, político y social, es el cultivo agrícola más importante (CONABIO, 2017).

El cultivo de maíz se produce principalmente con dos variedades de maíz: blanco y amarillo. El maíz de grano de color blanco es la que tiene una importancia socioeconómica más demandante, actualmente su producción dentro del país satisface la totalidad del consumo nacional, mientras que, en el caso del maíz amarillo, alrededor de 93.7% se abastece con grano importado (FIRA, 2024). El maíz blanco se produce exclusivamente para el consumo humano, mientras que el maíz amarillo se destina al procesamiento industrial y a la alimentación animal (Vargas, 2024)

Sin embargo, a pesar de que los maíces de colores blanco y amarillo son los más demandados, existen otros colores de maíces. Según el SIAP-SADER, en 2023 la producción de maíz nacional estuvo conformada por 88.0% de maíz blanco, 11.6% de maíz amarillo y el restante 0.4% de otros tipos de grano (pozolero y de color) (SIAP-SADER, 2023). Los maíces nativos

y pigmentados, como negro, azul o rojo se cultivan principalmente en Puebla, Guerrero, Oaxaca, Estado de México y Chiapas (Serna et al., 2013). Actualmente, este tipo de maíz se produce solo en pequeñas cantidades y algunos colores principalmente para el autoconsumo de las comunidades que lo producen (Bello et al., 2016). A pesar de que los maíces pigmentados son apreciados en las comunidades productoras, éstos se encuentran en riesgo de desaparecer por la disminución del área de cultivo y su uso limitado (UAM, 2013).

En el estudio de López et al. (2020) reportaron que en la región del Valle de Tehuacán el 60% de los maíces locales fueron de grano blanco, 35.8 % fueron de color azul y 4.2 % de color rojo, mencionan que en otras regiones productoras de maíz en el estado de Puebla se han encontrado resultados similares. Esto nos demuestra que, si bien la principal producción del grano está centrada en el blanco, igualmente se tiene que explorar el potencial que exhiben el resto de las variedades de color, principalmente buscando aprovechar la gran cantidad de metabolitos secundarios que estas presentan.

## **Composición nutricional**

El interés en estas variedades de color se justifica al examinar sus perfiles bromatológicos. A continuación (Tabla 1), se presenta una comparación de la composición proximal de maíces nativos de distintas tonalidades y procedencias de la República, en esta se refleja la variabilidad en el contenido de proteínas, lípidos y carbohidratos que existe entre estos maíces.

Los niveles de humedad que han sido reportados en la literatura para maíz nativo mexicano se encuentran en un intervalo entre 6.86%-8.92% (Cadena et al., 2024; Feregrino et al., 2024; Hernández et al., 2025; Rodríguez et al., 2020), estos contenidos de humedad son menores que algunos maíces nativos reportados en Estados Unidos con valores de humedad de hasta el 11% (Oas & Adams, 2022).

Como cereal, el maíz es predominantemente una fuente de carbohidratos, los valores reportados son altos y relativamente homogéneos, oscilando entre 72.31%-76.39% (Cadena et al., 2024; Feregrino et al., 2024; Hernández et al., 2025; Rodríguez et al., 2020).

Tabla 1. Comparación de análisis bromatológicos de maíces nativos de México reportados en la literatura.

| Color                      | Morado                           | Azul                                | Amarillo                            | Rojo                  | Blanco                         |
|----------------------------|----------------------------------|-------------------------------------|-------------------------------------|-----------------------|--------------------------------|
| Origen                     | N. L., México                    | Zamora                              | Michoacán, México                   | Sonora, México        | Qro, México.                   |
| Humedad <sup>1</sup>       | 8.23 ±0.19                       | 8.51 ±0.05                          | 8.50 ±0.12                          | 6.86 ±1.6             | 8.92 ±0.4                      |
| Minerales <sup>1</sup>     | 1.26 ±0.01                       | 2.61 ±0.01                          | 2.68 ±0.02                          | 1.39 ±0.19            | 1.34 ±0.05                     |
| Lípidos <sup>1</sup>       | 3.50 ±0.21                       | 3.74 ±0.03                          | 3.76 ±0.03                          | 5.40 ±0.71            | 4.17 ±0.03                     |
| Fibra <sup>1</sup>         | 1.63 ±0.17                       | ND                                  | ND                                  | ND                    | 1.59 ±0.20                     |
| Proteínas <sup>1</sup>     | 12.31 ±0.23                      | 9.72 ±0.19                          | 10.96 ±0.11                         | 8.97 ±0.17            | 8.47 ± 0.23                    |
| Carbohidratos <sup>1</sup> | 73.08 ±0.41                      | 76.39 ±0.17                         | 75.37 ±0.01                         | 72.31±1.1             | 75.51 ±1.77                    |
| Ref.                       | (Rodríguez-Salinas et al., 2020) | (Hernández-Villaseñor et al., 2025) | (Hernández-Villaseñor et al., 2025) | (Cadena et al., 2024) | (Feregrino-Pérez et al., 2024) |

<sup>1</sup>Los resultados están expresados en porcentaje (%); ND: no determinado.

El contenido de lípidos en el grano de maíz es alrededor de 5%, en los maíces pigmentados el contenido varía de 3.7 a 5 % (Sánchez-Nuño et al., 2024). El contenido de lípidos presentado en la tabla muestra una variación más amplia, Cadena et al. (2024) reportaron que el maíz rojo exhibe una concentración alta de lípidos (5.40%); en el estudio de Feregrino et al. (2024) el maíz blanco presentó el 4.17% de lípidos, por otro lado los maíces azul y amarillo exhiben los valores más bajos con 3.74% y 3.76%, respectivamente (Hernández et al., 2025).

El contenido de proteína del maíz es alrededor del 10 %, Sánchez et al. (2024) ha reportado que en el estado de Oaxaca las razas de maíces pigmentados adaptados a climas tropicales tienen 9.5%-10.4 % y 10.1%-10.6 % en climas subtropicales. En la Tabla 1 los maíces pigmentados han presentado mayor contenido de proteínas respecto a maíces blancos: el maíz morado se destaca claramente como la variedad con el mayor contenido proteico (12.31%), lo que contrasta con el maíz blanco, que tiene el valor más bajo (8.47%).

El maíz azul (2.61%) y amarillo (2.68%) son los que presentan el contenido de cenizas (minerales) más alto, superando en casi el doble al maíz morado y blanco (cerca al 1.3%). Esta variación es importante, ya que el contenido mineral influye en el valor nutricional y en el proceso de nixtamalización. Cabe mencionar que el contenido de estos macronutrientes y micronutrientes también varía según la raza (genotipo de maíz), factores de cultivo y condiciones ambientales (Bello et al., 2016).

### **Composición antioxidante**

Más allá de su composición proximal, otro valor funcional de los maíces de color reside en la alta concentración de sus metabolitos secundarios. Estos compuestos son responsables de los pigmentos y su estudio nos sirve para entender el potencial nutracéutico del grano. En la siguiente sección (Tabla 2) se muestra una comparación de los contenidos reportados de compuestos fenólicos totales, flavonoides y antocianinas en diversas variedades de maíces nativos pigmentados.

Tabla 2. Comparación de análisis de contenido de fenoles, flavonoides y antocianinas en la

| Color                   | Azul                           | Morado                        | Amarillo                              | Rojo                         | Blanco                                |
|-------------------------|--------------------------------|-------------------------------|---------------------------------------|------------------------------|---------------------------------------|
| Origen                  | Coahuila,<br>México.           | Sonora,<br>México.            | Michoacán,<br>México                  | Sonora,<br>México.           | Querétaro,<br>México.                 |
| Fenoles totales         | 115.26 ±10.65<br>mg EAG/ 100g  | 173.68 ±24.23<br>mg EAG/ 100g | 412.50 ±4.03<br>EAG/ 100g             | 22.88 ±3.45<br>EAG/ 100g     | 345.50 ±4.95<br>EAG/ 100 g            |
| Flavonoides<br>totales  | 43.58 ±8.00 mg<br>EC/ 100g     | 575.10 ±27.88<br>EQ/ 100g     | 118.22 ±12.10<br>mg ER/100g           | 305.22 ±17.24<br>EQ/100g     | 88.89 ±33.05<br>mg ER/ 100g           |
| Antocianinas<br>totales | 61.12 ±5.28<br>mg C3G/100 g    | 340.98 ±5.2 mg<br>C3G/100 g   | 89.29 ±1.173<br>mg C3G/g              | 265.08 ±2.31<br>mg C3G/100 g | 123.41 ±6.20<br>mg C3G/g              |
| Ref.                    | (García-López<br>et al., 2025) | (Cadena et al.,<br>2024)      | (Feregrino-<br>Pérez et al.,<br>2024) | (Cadena et al.,<br>2024)     | (Feregrino-<br>Pérez et al.,<br>2024) |

EAG: equivalentes de ácido gálico; CE: equivalentes de catequina; EQ: equivalentes de quercetina; ER: equivalentes de rutina; C3G: cianidina-3-glucósido; ND: no determinado.

En estudios reportados, los maíces morado y rojo presentan concentraciones de antocianinas que son significativamente superiores (340.98 mg C3G/100g y 265.08 mg C3G/100g, respectivamente) a las del maíz azul (61.12 mg C3G/100 g). La concentración reportada para el maíz azul de Coahuila a comparación de un maíz azul de Oaxaca con un valor más bajo (22.82 mg C3G/100g) presentado por Martínez et al. (2019), refleja una vez más que la composición varía drásticamente por genotipo y origen geográfico .

Los maíces amarillo y blanco (con una concentración de fenoles totales de  $412.50 \pm 4.03$  EAG/ 100g y  $345.50 \pm 4.95$  EAG/100g, respectivamente), presentan valores más altos que los fenoles totales presentes en maíces morado y azul ( $173.68 \pm 24.23$  mg EAG/100g y  $115.26 \pm 10.65$  mg EAG/100g, respectivamente). Esta tendencia sugiere que la mayoría de los fenoles en estos maíces se encuentran ligados a la fibra de la pared celular (Pyrzynska, 2024), aunque tienen valor antioxidante y se cuantifican eficazmente con el método Folin-Ciocalteu. En contraste, el maíz morado y rojo está dominado por antocianinas, que a menudo se subestiman en el análisis de contenido fenólico total. Elisa et al. (2022) mencionan que el contenido de compuestos fenólicos totales en grupos criollos de maíz muestra variabilidad entre países, donde las variedades de color oscuro (particularmente rojo o morado intenso) presentan los valores más altos.

El maíz morado muestra el mayor contenido en flavonoides totales seguido por el maíz rojo. Dado que las antocianinas son una subclase de los flavonoides, hacen sentido los altos valores de ambas columnas en los maíces morado y rojo, lo que demuestra su superioridad en términos de fitoquímicos pigmentados. Por otro lado, Rodríguez et al. (2020) reportó valores más bajos de contenido de flavonoides en muestras de maíz rojo y azul del centro de México, que variaron de 0.32-2.31 mg CE/100 g y de 5.55-12.19 mg CE/100 g, respectivamente.

## **Metabolitos secundarios**

Las plantas cuentan con la capacidad adicional de producir una amplia gama de compuestos bioactivos, los cuales tienen diversas funciones. Este reservorio de compuestos proporciona a estos organismos un mecanismo de protección eficiente contra factores ambientales y de agentes biológicos. Estos compuestos fitoquímicos desempeñan un papel importante en la protección de las plantas contra diversas amenazas como factores bióticos (bacterias, hongos, insectos, depredadores y patógenos), así como también, factores abióticos (temperatura, humedad y metales pesados) (Umalatha et al., 2025).

Entre los diversos tipos de metabolitos secundarios que las plantas producen, destacan los compuestos fenólicos, un grupo particularmente importante por su amplia distribución en el reino vegetal y su reconocida actividad biológica. Dentro de este grupo, los flavonoides y antocianinas han recibido especial atención debido a su papel fundamental en la defensa contra el estrés oxidativo y su participación en procesos fisiológicos clave. Estos compuestos no solo son esenciales para la supervivencia y adaptación de las plantas, sino que también

poseen propiedades beneficiosas para la salud humana, lo que ha motivado un creciente interés en su estudio.

Los **compuestos fenólicos** constituyen una amplia familia de metabolitos secundarios presentes en plantas, caracterizados por poseer uno o más grupos hidroxilo unidos a anillos aromáticos. Estos compuestos desempeñan múltiples funciones biológicas en la salud humana, destacándose por su actividad antioxidante, su participación en la defensa frente a patógenos y su contribución al color, sabor y astringencia de frutos y vegetales (Martínez et al., 2000). Entre los compuestos fenólicos más estudiados se encuentran los **flavonoides**, un grupo diverso de moléculas cuya estructura básica está compuesta por dos anillos aromáticos unidos por una cadena de tres carbonos, formando un esqueleto C6-C3-C6 (flavilio) (Teja et al., 2023).

Los flavonoides se subdividen en diversas clases, según el grado de oxidación y patrón de sustitución del anillo central: flavonoles, flavonas, isoflavonas, flavanonas, catequinas y antocianinas. Su actividad biológica ha sido vinculada con propiedades antiinflamatorias, cardioprotectoras, anticancerígenas y neuroprotectoras, entre otras, lo que ha despertado un creciente interés en su estudio en las últimas décadas (Panche et al., 2016).

Entre los flavonoides, las **antocianinas** destacan por ser los principales pigmentos responsables de las tonalidades rojas, moradas y azules en una gran variedad de frutos y flores. Estructuralmente, son glucósidos de antocianidinas, y su color depende principalmente del pH. Las antocianinas no solo cumplen la función de atraer polinizadores sino que también contribuyen a proteger los tejidos vegetales frente a la radiación UV y estrés oxidativo (Garzón, 2008). En la nutrición humana, han sido objeto de múltiples estudios por su capacidad antioxidante y su posible papel en la prevención de enfermedades crónicas (Reyna et al., 2022).

En conjunto, el estudio de los compuestos fenólicos, y en particular de los flavonoides y antocianinas, resulta fundamental en investigaciones enfocadas en alimentos funcionales, conservación postcosecha, mejoramiento genético de cultivos y aplicaciones en la industria farmacéutica y cosmética. Su análisis y cuantificación permiten evaluar el potencial nutracéutico de distintas especies vegetales, así como desarrollar estrategias para optimizar su contenido mediante prácticas agrícolas y tecnológicas.

## **Importancia de los antioxidantes para la salud humana**

El organismo se halla en un equilibrio entre antioxidantes y prooxidantes (equilibrio redox), este equilibrio es esencial para mantener un estado óptimo de salud celular y del organismo, cuando este equilibrio se ve alterado, ya sea por una sobreproducción de radicales libres o por un mal funcionamiento del sistema de defensa antioxidante, los radicales libres desencadenan una reacción en cadena que causa daños a todo tipo de moléculas biológicas (Ahmad et al., 2024).

Desde el punto de vista químico los radicales libres (RL) son todas aquellas especies químicas que en su estructura atómica presentan un electrón desapareado en su último orbital, lo que las hace inestables y altamente reactivas (Escarza & López, 2020). Un exceso de RL rompe el equilibrio produciendo el llamado estrés oxidativo. Este estado y la generación de RL están relacionados con una multitud de enfermedades como el Alzheimer (Chandimali et al., 2025), el Parkinson (Chandimali et al., 2025), diabetes mellitus tipo 2 (Caturano et al., 2023, p. 2), artritis reumatoide (Cos et al., 2000), arterosclerosis (Chandimali et al., 2025) y el cáncer (Chandimali et al., 2025).

Los antioxidantes representan un sistema de defensa crucial del organismo contra el estrés oxidativo, para contrarrestar este daño celular, el sistema biológico utiliza una estrategia dual: los sistemas enzimáticos y los no enzimáticos (Jomova et al., 2024). Los antioxidantes enzimáticos, como la Superóxido Dismutasa (SOD), la Catalasa y las Glutación Peroxidasa (GPx), son proteínas que actúan como catalizadores para neutralizar o convertir los RL en moléculas menos reactivas. Estos sistemas son la primera línea de defensa para mantener la homeostasis celular (Jomova et al., 2024).

El segundo sistema, los antioxidantes no enzimáticos, se trata de moléculas pequeñas que donan un electrón o hidrógeno, para detener la propagación de las reacciones en cadena que provocan los RL. Estos incluyen compuestos exógenos obtenidos de la dieta, como la vitamina C (ascorbato) y la vitamina E (alfa-tocoferol). Estos sistemas representan la segunda línea de defensa contra los RL (Jomova et al., 2024).

Los antioxidantes naturales exógenos son compuestos que se encuentran en muchos alimentos, especialmente los de origen vegetal y que presentan colores intensos. Los antioxidantes ayudan a contrarrestar los efectos negativos de los RL, mejoran el sistema inmunológico, previenen el desarrollo de patologías, reducen la inflamación (que de no controlarse puede conducir a enfermedades crónicas y daño a los tejidos) (Chandimali et al., 2025). Estos beneficios se logran gracias a una amplia gama de moléculas protectoras. En la Tabla 3 se mencionan los tipos de **antioxidantes no enzimáticos** presentes en alimentos vegetales y sus principales funciones biológicas en la salud humana.

**Tabla 3. Ejemplos de antioxidantes exógenos no enzimáticos**

| <b>Antioxidantes exógenos no enzimáticos</b> | <b>Funciones biológicas en la salud</b>                                                               | <b>Referencias</b>                            |
|----------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------|
| <b>Carotenoides</b>                          | Eliminación de radicales libres, propiedades anticancerígenas.                                        | (Mordi et al., 2020)                          |
| <b>Tocoferol</b>                             | Protección de las membranas celulares y las lipoproteínas (como el LDL) del daño de los RL.           | (Amini et al., 2025)                          |
| <b>Antocianinas</b>                          | Propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, propiedades beneficiosas para la salud cardiovascular. | (Saini et al., 2024)                          |
| <b>Compuestos fenólicos</b>                  | Fuerte acción antioxidante, propiedades antiinflamatorias y antimicrobianas.                          | (Dembińska et al., 2025; Rahman et al., 2021) |
| <b>Flavonoides</b>                           | Antioxidantes, efectos neuroprotectores, actividad anticancerígena y antiinflamatoria.                | (Felice et al., 2022; Hasan et al., 2023)     |

Una de las fuentes vegetales que ha recibido gran atención por su alto contenido de estas moléculas bioactivas es el maíz pigmentado, y dentro de los grupos de antioxidantes naturales no enzimáticos, los flavonoides son particularmente notables por su abundancia en cereales (Huang & Xu, 2025).

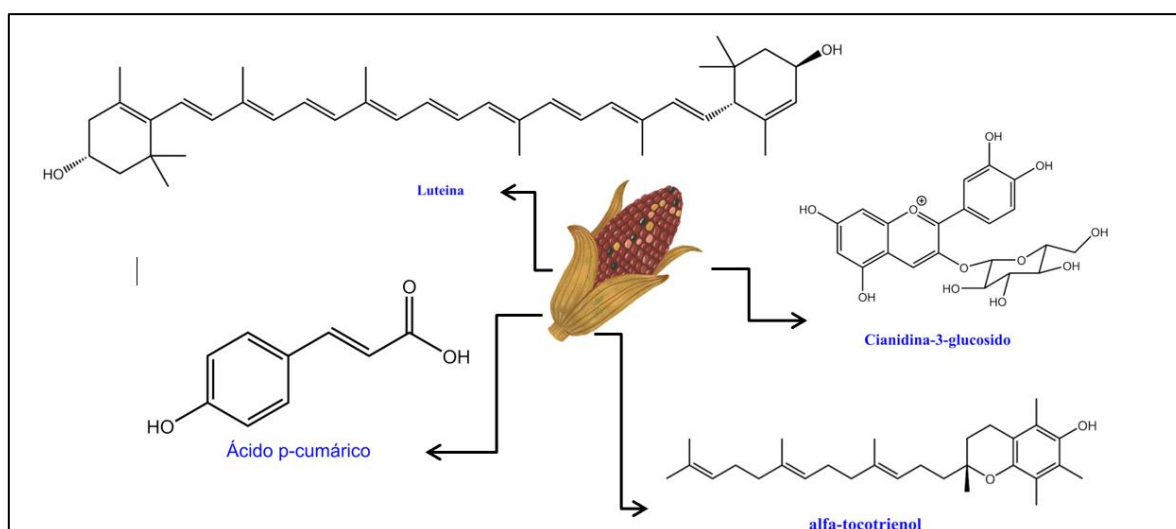
### **Relación del color rojo del maíz con su contenido antioxidante**

El maíz pigmentado contiene muchos metabolitos secundarios, entre los cuales destacan los flavonoides, compuestos que son responsables de sus colores característicos (Tang et al., 2022). Como se mencionó anteriormente, las antocianinas —un tipo específico de flavonoides— son las principales responsables de los tonos púrpura, rojo y azul observados en estos maíces (Loarca et al., 2019).

La acumulación de estos pigmentos depende de la genética del grano de maíz, así como de sus características agronómicas (García et al., 2020).

La investigación realizada por Suriano et al. (2021) menciona que la alta variabilidad encontrada en el contenido de distintos metabolitos secundarios entre los genotipos de maíz que utilizó, indica que el factor genético es relevante e influyen en la biosíntesis, transporte y/o acumulación de compuestos bioactivos, pero también depende de factores de cultivo, la fertilidad del suelo y las interacciones genotipo-ambiente. Además, el trabajo presentado por Martínez et al. (2019) demuestra que el ambiente y la ubicación de crecimiento afecta el contenido de antocianinas y compuestos fenólicos totales, así como también su actividad antioxidante, este efecto varía en función del color del grano.

## Metabolitos secundarios reportados en maíz rojo



Elaboración propia, 2025

Figura 2. Estructura de los principales metabolitos reportados en maíz rojo

Los maíces pigmentados son aquellos que, a diferencia del maíz blanco, contienen compuestos fenólicos y/o carotenoides en una o más de las estructuras del grano: pericarpio, aleurona y/o endospermo. Estos compuestos fenólicos (principalmente antocianinas) le dan a los granos tonalidades que van del azul violáceo al casi negro, pasando por el rojo (Sánchez et al., 2024).

En la Elaboración propia, 2025

Figura 2 se presentan metabolitos secundarios que han sido reportados en granos de maíces rojos. Uno de los compuestos fenólicos identificados en este color de maíz es el ácido *p*-cúmarico, perteneciente al grupo de ácidos fenólicos (Hernández et al., 2018). Las antocianinas principales en los granos rojos son la cianidina-3-glucósido (Cy-3-Gl),

Cianidina 3-O-(6''-malonil-glucósido) (Cy-3,6-MaGl) y la Peonidina 3-O-(6''-malonil-glucósido) (Pn-3,6-MaGl) (Suriano et al., 2021). También se ha identificado la presencia de carotenoides como la luteína en este tipo de maíz, además de tocoles, principalmente el  $\alpha$ -tocotrienol ( $\alpha$ -T3).

Estos compuestos fitoquímicos confieren al maíz pigmentado una ventaja nutracéutica sobre el maíz blanco e incluso el amarillo, a pesar del alto contenido de carotenoides de este último (Salinas et al., 2021).

## **JUSTIFICACION**

En la actualidad, se sabe que la dieta es uno de los principales factores para el desarrollo de enfermedades crónicas no hereditarias. Por ello, es que actualmente se ha enfocado la investigación en alimentos funcionales y nutraceuticos capaces de ofrecer beneficios para la salud más allá de su valor nutricional básico, principalmente a través del control del estrés oxidativo.

En este contexto, este proyecto busca la evaluación antioxidante y bromatológica de granos de maíz rojo originario de la región de Tehuacán, Puebla y adaptado a las condiciones de Valles Altos en el estado, concretamente en la región de Huejotzingo, Puebla. Debido a que, al tratarse de un cereal pigmentado, se presume una alta concentración de compuestos bioactivos, como las antocianinas y otros polifenoles, que poseen una probada capacidad antioxidante y un potencial terapéutico significativo.

## **OBJETIVOS**

### **Objetivo general**

El objetivo de este estudio fue determinar el perfil fenólico, la capacidad antioxidante y evaluar la composición nutricional de una variedad de maíz rojo del estado en Puebla, México.

### **Objetivos particulares**

1. Cuantificar el contenido total de compuestos fenólicos utilizando el método de Folin-Ciocalteu.
2. Determinar el contenido total de flavonoides utilizando el método de formación del complejo con cloruro de aluminio.
3. Cuantificar el contenido total de antocianinas mediante el método del pH diferencial.
4. Evaluar la capacidad antioxidante del extracto de maíz rojo mediante los métodos DPPH.
5. Determinar la composición nutricional (proteína, lípidos crudos, carbohidratos, fibra cruda, minerales y humedad) mediante técnicas estandarizadas de análisis bromatológico.

## **METODOLOGÍA**

Todos los ensayos experimentales se realizaron por triplicado de forma independiente. Dado que los datos no presentaron una distribución normal (según la prueba de Anderson-Darling), los resultados se expresan como mediana y su rango intercuartílico ( $RIC=Q3-Q1$ ). Las diferencias entre grupos se evaluaron mediante pruebas no paramétricas, considerando valores de  $p$  inferiores a 0.05 como estadísticamente significativos.

### **Origen de la muestra analizada**

La semilla original se recolectó en 2008 en el municipio de San Gabriel Chilac, Puebla. Esta semilla inició un proceso de adaptación a otras regiones y ha sido seleccionada por la uniformidad e intensidad del color del grano. Finalmente, la semilla se obtuvo como donación en 2022 del Campus Puebla, del Colegio de Postgraduados, de la Unidad Académica Huejotzingo, en el estado de Puebla.

### **Preparación de la muestra**

La muestra se trituroó con un molino manual y posteriormente se molió hasta obtener un polvo fino con un molino eléctrico para obtener una muestra más homogénea.

### **Extracción de compuestos fenólicos**

Se colocaron 20,0 g de muestra en un sistema diferencial Soxhlet con 180 mL de disolvente (hexano, acetato de etilo (AcOEt), diclorometano (DCM), etanol (EtOH), metanol (MeOH) y agua destilada) en secuencia durante 3 h cada uno. Posteriormente, se eliminó todo el disolvente y se preparó una solución madre a 0.1 mg/ml con metanol al 80% (Soto et al., 2023).

### **Análisis de compuestos fenólicos**

Los compuestos fenólicos totales (TPC) se determinaron según el ensayo de Folin-Ciocalteu descrito en un trabajo con algunas modificaciones (Rodríguez et al., 2020). Los extractos (150  $\mu$ L) se transfirieron a celdas, y sus volúmenes se completaron a 2,4 mL con agua destilada y se oxidaron con la adición de 150  $\mu$ L de reactivo de Folin-Ciocalteu. A continuación, la mezcla se neutralizó añadiendo 450  $\mu$ L de solución acuosa de  $Na_2CO_3$  al 12% tras 5 min de reacción. Las mezclas se dejaron incubar a temperatura ambiente y se aislaron de la luz durante 2 h hasta que se desarrolló el color azul característico. La absorbancia de cada muestra se midió a 760 nm contra un blanco con metanol al 80% y un control positivo con 0,1 mg/mL de ácido gálico (Hadidi et al., 2024). El contenido fenólico total de cada muestra se determinó mediante una curva de calibración preparada con ácido gálico y se expresó en mg de equivalentes de ácido gálico (EAG) por kg de planta (mg EAG/kg de planta).

Los TPC se calcularon de acuerdo con la siguiente fórmula (Coyotl-Martinez et al., 2025) :

$$\text{TPC} = \left[ (c_{AG}) \left( \frac{1}{c_E} \right) \left( \frac{m_E}{m_P} \right) \right] \times 1000$$

donde  $c_{AG}$ = concentración de ácido gálico (AG) en miligramos de equivalentes de GA por mililitro de extracto (mg EAG/mL extracto);  $c_E$ = concentración del extracto;  $m_E$  = masa del extracto en gramos (g);  $m_P$ = masa de la muestra colocada en Soxhlet en gramos (g).

El ensayo de Folin-Ciocalteu es muy usado para la estimación del contenido de fenoles totales. Este método se basa en una reacción de transferencia de electrones en la que la especie antioxidante actúa como donante de electrones y el reactivo F–C actúa como oxidante. El fundamento de este ensayo se basa en la reducción de los derivados aniónicos de los ácidos fosfotúngstico y fosfomolibdico por antioxidantes en un ambiente alcalino provoca un cambio de color de amarillo a azul, y la magnitud de este cambio de color al finalizar la reacción es directamente proporcional a la actividad reductora de los compuestos fenólicos, sin embargo, el mecanismo exacto de la reacción por el que sucede esto sigue sin caracterizarse. Los complejos azules formados al final de la reacción son lo que se observan espectroscópicamente a aproximadamente 760 nm (Pérez et al., 2023)

### **Análisis de compuestos flavonoides**

El contenido total de flavonoides (TFC) se determinó utilizando un método de colorimetría con cloruro de aluminio (Ghafar et al., 2017). En resumen, se transfirieron 4000  $\mu$ L de agua destilada a tubos de ensayo y se mezclaron con 1000  $\mu$ L de muestra. Posteriormente, se añadieron 300  $\mu$ L de una solución de  $\text{AlCl}_3$  al 10% para formar un complejo flavonoide-aluminio. Después de 5 min, se mezclaron 2000  $\mu$ L de NaOH 1M con cada extracto. Los volúmenes se completaron a 10 mL con agua destilada. Las mezclas se dejaron incubar a temperatura ambiente y se aislaron de la luz durante 40 min. La absorbancia de cada muestra se midió a 510 nm frente a un blanco con metanol al 80% y un control positivo con 0,1 mg/mL de quercetina. El contenido total de flavonoides se expresó en mg de equivalentes de quercetina (EC) por kg de planta. El TFC se calculó mediante la siguiente fórmula (Coyotl et al., 2025):

$$C = \left[ (c_Q) \left( \frac{1}{c_E} \right) \left( \frac{m_E}{m_P} \right) \right] \times 1000$$

donde  $c_Q$ =concentración de quercetina (Q) en miligramos de equivalentes de quercetina por mililitro de extracto (mg QE/mL extracto);  $c_E$ = concentración del extracto;  $m_E$  = masa del extracto en gramos (g);  $m_P$ = masa de la muestra colocada en Soxhlet en gramos (g).

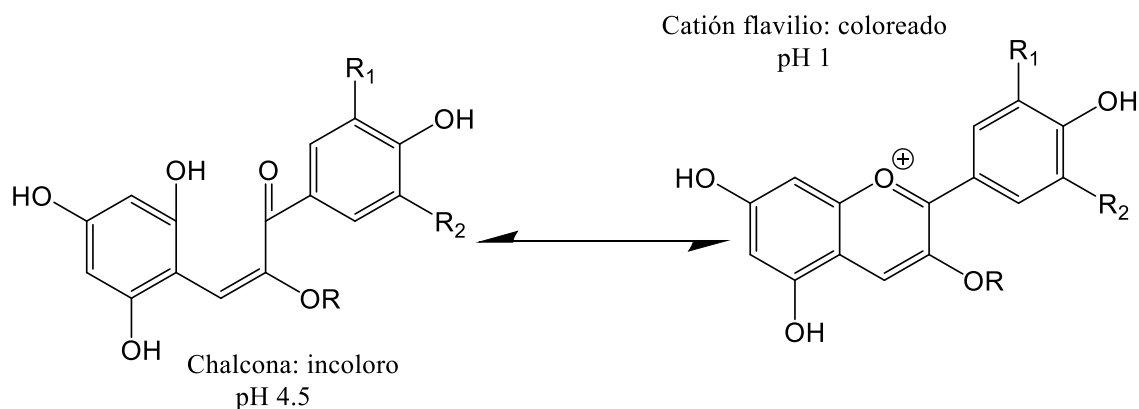
## Análisis de contenido de antocianinas

El contenido total de antocianinas monoméricas (TMAC) se cuantificó mediante el método de pH diferencial (Saha et al., 2020). Este método espectrofotométrico se basa en la transformación estructural de las antocianinas con el cambio de pH (coloreadas a pH 1 e incoloras a pH 4,5). Se prepararon diluciones de todos los extractos con una solución tampón de cloruro de potasio a pH 1,0 y una solución tampón de acetato de sodio a pH 4,5: una dilución 1:100 de los extractos de etanol y metanólico; una dilución 1:10 de los extractos de hexano y acuoso; y una dilución 1:40 de los extractos de AcOEt y diclorometano. La absorbancia de cada muestra se midió a la longitud de onda de máxima absorción ( $\lambda_{\text{max}}$  = 515 nm) y a 700 nm. El TMAC se calculó mediante la siguiente fórmula (Ayala et al., 2025):

$$TMAC = \frac{(A)(PM)(FD)}{\epsilon} \times 1000$$

donde  $A = (A_{515\text{nm}} - A_{700\text{nm}})\text{pH}1.0 - (A_{515\text{nm}} - A_{700\text{nm}})\text{pH}4.5$ ; PM (peso molecular) = 449.2 g/mol para cianidina-3-glucósido (cyd-3-glu); FC=factor de dilución;  $\epsilon$  = 26,900 M coeficiente de extinción en  $\text{L mol}^{-1} \text{cm}^{-1}$  para cyd-3-glu.

Este ensayo para determinar antocianinas monoméricas es un método espectrofotométrico rápido y simple, basado en la transformación estructural de la antocianina con el cambio de pH. Los investigadores han propuesto usar los valores de pH de 1,0 y 4,5 debido a que las antocianinas monoméricas experimentan una transformación estructural reversible como una función del pH (forma oxonio coloreada a pH 1,0 y forma hemiacetal incolora a pH 4,5). Por lo tanto, la diferencia en la absorbancia en su longitud de onda máxima a 520 nm del pigmento es proporcional a la concentración del pigmento (Chua et al., 2024).



Esquema 1. Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH (modificado de León et al., 2015)

### **Análisis de la capacidad de eliminación de radicales libres de DPPH**

Se transfirieron 0,25 µL de cada extracto a pocillos de la placa ELISA y, a continuación, se añadieron 200 µL de la solución de radicales libres de DPPH. Las mezclas se dejaron incubar a temperatura ambiente, aisladas de la luz, durante 40 min. Se midió la absorbancia de cada muestra a 492 nm frente a un blanco con metanol al 80% y un control positivo con 0,015 mg/mL de ácido gálico. Los resultados se expresaron como porcentaje de inhibición (Dudonné et al., 2009).

La capacidad de eliminación de radicales libres se calculó mediante la siguiente fórmula (Ayala et al., 2025):

$$\% \text{ Inhibición} = \left[ \frac{(A_B - A_A)}{A_B} \right] \times 100$$

donde  $A_B$ : absorción de la solución blanco;  $A_A$ : absorción de la muestra de extracto analizada.

El ensayo de DPPH es un método común para medir la capacidad antioxidante. El 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) es un método popular, rápido, sencillo y económico para la medición de propiedades antioxidantes que incluye el uso de radicales libres para evaluar el potencial de las sustancias para servir como proveedores de hidrógeno o captadores de radicales libres (Baliyan et al., 2022).

La técnica de prueba de DPPH está asociada con la eliminación de DPPH, un radical libre estable. El radical libre DPPH debido a que contiene un electrón impar produce una fuerte absorbancia a 515 nm, lo que le confiere un color violeta (Baliyan et al., 2022). Tan pronto como la solución de DPPH se combina con la fuente donadora de hidrógenos o electrones, se forma el estado inferior o reducido a 2,2- difenil-picril-hidrazina, pasado de violeta a un color amarillo. Esta decoloración es proporcional al número de electrones que se han transferido, es decir, es estequiométrica (Cos et al., 2000).

El ensayo de DPPH puede tener diversos procesos, como una transferencia de átomos de hidrógeno (HAT), la transferencia de un solo electrón (SET) o mixto (Amarowicz & Pegg, 2019).

### **Análisis estadístico**

Para el análisis de los resultados se utilizó el software estadístico Minitab. En primer lugar, se aplicó la prueba de normalidad de Anderson-Darling con el objetivo de verificar el supuesto de normalidad en la distribución de los datos. Dado que los datos no siguieron una distribución normal, se optó por emplear pruebas estadísticas no paramétricas, por lo que, se utilizó la prueba de Kruskal-Wallis para evaluar las diferencias estadísticas entre los grupos independientes. Posteriormente, se realizó la prueba de Mann-Whitney U para comparar pares de grupos. Se consideraron diferencias estadísticamente significativas aquellos resultados con un valor de  $p$  menor a 0.05.

## **Análisis proximal**

### **Análisis del contenido de humedad**

La muestra se estudió gravimétricamente secando 3 g de muestra triturada en una termobalanza a 120 °C durante 20 minutos hasta alcanzar un peso constante (Hamisu et al., s. f.). El porcentaje de humedad se calculó con la siguiente fórmula, con algunas modificaciones (Uzoekwe et al., 2021).

$$\% = \left( \frac{P_i - P_f}{P_i} \right) 100$$

donde  $P_i$ : peso inicial,  $P_f$ : peso final.

### **Análisis del contenido de lípidos crudos**

El contenido total de lípidos se determinó mediante el método de extracción Soxhlet (Afolabi et al., 2021; Terefe et al., 2021). Se colocaron cinco gramos de la muestra en un cartucho de papel filtro (a peso constante) y luego se colocó en el equipo Soxhlet con 10 ml de hexano durante 3 horas. Una vez finalizado el proceso, el cartucho se secó a peso constante y el porcentaje de lípidos crudos se determinó mediante la siguiente fórmula con algunas modificaciones (Hamisu et al., s. f.):

$$\% = \left( \frac{P_i - P_f}{P_i} \right) 100$$

donde  $P_i$ : peso inicial,  $P_f$ : peso final.

### **Análisis del contenido mineral**

Se colocaron tres gramos de la muestra seca en un crisol (a peso constante) y se calcinaron con un mechero eléctrico. Posteriormente, el crisol se colocó en una mufla y se calentó a 550 °C durante 12 horas (Afolabi et al., 2021; Terefe et al., 2021). El porcentaje de minerales se determinó mediante la siguiente fórmula (Kotue et al., 2018).

$$\% = \left( \frac{P_i - P_f}{P_i} \right) 100$$

donde  $P_i$ : peso inicial,  $P_f$ : peso final.

### **Análisis del contenido de proteína**

La proteína se estimó mediante el método Biuret. En un medio alcalino, los enlaces peptídicos de las proteínas se combinan con iones cúpricos para formar un complejo coloreado (azul-violeta). La intensidad del complejo coloreado es directamente proporcional a la concentración de proteína en la muestra (Buddhi et al., 2021). El contenido proteico de la muestra se cuantificó mediante la absorbancia del producto coloreado a 570 nm con un

lector de placas y se prepararon diferentes diluciones de BSA como estándar. El contenido proteico se estimó mediante una curva de calibración y se expresó como porcentaje.

### **Análisis del contenido de fibra cruda**

El porcentaje de fibra cruda se determinó mediante el método de Weende con ayuda de un equipo automatizado FIWE. La muestra se sometió a un proceso de digestión química, primero con ácido sulfúrico (1,25%) y después con hidróxido de potasio (1,25%) (Afolabi et al., 2021; Terefe et al., 2021). Posteriormente, se colocó en una mufla a 105 °C para obtener  $P_2$  llevando el crisol a peso constante. Finalmente, se calcinó en una mufla a 550 °C durante 12 horas y se llevó de nuevo a peso constante para obtener  $P_3$ . El porcentaje de fibra se determinó mediante la siguiente fórmula con algunas modificaciones (Kotue et al., 2018):

$$\% = \left( \frac{P_2 - P_3}{P_1} \right) 100$$

donde  $P_1$ : peso inicial,  $P_2$ : peso previo a la calcinación,  $P_3$ : peso después de la calcinación.

### **Análisis del contenido de carbohidratos**

El contenido de carbohidratos se calculó mediante el método diferencial, establecido en la fórmula presentada a continuación (Terefe et al., 2021).

$$\% \text{ Carbohidratos} = 100 - (\% \text{ humedad} + \% \text{ minerales} + \% \text{ grasa cruda} + \% \text{ proteína cruda} + \% \text{ fibra cruda})$$

Sumatoria de todos los componentes:

$$C = \{Humedad, Minerales, Grasa, Proteína, Fibra\}$$

$$\sum_{i=1}^5 C_i = 6.50 + 3.05 + 7.12 + 4.21 + 1.15$$

$$\sum_{i=1}^5 C_i = 22.03$$

Aplicando la fórmula, obtenemos:

$$\% \text{ Carbohidratos} = 100 - 22.03$$

$$\% \text{ Carbohidratos} = 77.97 \approx 78.0$$

Fórmula para calcular el error asociado al porcentaje de carbohidratos:

$$(\Delta\% \text{ Carbohidratos})^2 = (\Delta H)^2 + (\Delta M)^2 + (\Delta G)^2 + (\Delta P)^2 + (\Delta F)^2$$

donde:

$$\Delta H = \Delta(\% \text{ Humedad}); \Delta M = \Delta(\% \text{ Minerales}); \Delta G = \Delta(\% \text{ Grasa cruda});$$

$$\Delta P = \Delta(\% \text{ Proteína cruda}); \Delta F = \Delta(\% \text{ Fibra cruda}).$$

Aplicando la fórmula, obtenemos:

$$(\Delta\%Carbohidratos)^2 = (.10)^2 + (.35)^2 + (.59)^2 + (.21)^2 + (.30)^2$$

$$\Delta\%C = \sqrt{0.6147}$$

$$\Delta\%C = 0.7840 \approx .80$$

Por lo que, el resultado final para el porcentaje de carbohidratos es de:

$$\% Carbohidratos = 78.0 \pm 0.8\%$$

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Lo primero que se presenta (Tabla 4) es la proporción de extracto obtenido con cada disolvente. Los resultados se expresan como media y desviación estándar (media  $\pm$  SD).

**Tabla 4. Cantidad de extracto obtenido con cada disolvente**

| Disolvente | Extracto (g extracto/Kg planta $\pm$ SD) |
|------------|------------------------------------------|
| Hexano     | 31.40 $\pm$ 5.38                         |
| AcOEt      | 8.54 $\pm$ 4.27                          |
| DCM        | 6.55 $\pm$ 3.64                          |
| EtOH       | 19.04 $\pm$ 4.55                         |
| MeOH       | 14.51 $\pm$ 3.84                         |
| Agua       | 6.06 $\pm$ 0.66                          |

La extracción de metabolitos secundarios del material vegetal generalmente se ve influenciada por numerosos factores, desde las prácticas agrícolas hasta las condiciones ambientales (que incluyen suelo y clima), y desde el método de extracción hasta las condiciones de esta extracción.

En el presente trabajo se realizó una extracción con el equipo Soxhlet (extracción sólido-líquido). Existen diversos estudios que indican que la extracción sólido-líquido es superior a otros métodos en términos de eficiencia y practicidad para la obtención de compuestos bioactivos de maíz pigmentado (Cortez et al., 2024; Kurambhatti et al., 2020; Lao & Giusti, 2018).

En el estudio de Hernández et al. (2018) aplicaron diferentes condiciones operativas a una mazorca de maíz rojo mexicano. Reportaron que se llevó a cabo mediante extracción asistida por ultrasonido (UAE), asimismo, mencionan que la relación de sólido: líquido y el tiempo de extracción afectaron considerablemente el rendimiento de bioactivos, este rendimiento aumentó significativamente cuando se utilizan valores más altos de estas variables para la extracción. El mejor resultado se obtuvo con un tiempo de extracción de 60 min y una relación de sólido: líquido de 30 ( $p/v$ ). A diferencia de la extracción UAE que menciona Hernández et al. (2018), el Soxhlet permite un contacto repetido del material con disolvente fresco mediante ciclos de evaporación-condensación. Esto maximiza la extracción por agotamiento del sólido.

Posteriormente, en la siguiente sección (Tabla 5) se muestra el contenido de fenoles totales presente en cada disolvente.

**Tabla 5. Contenido fenólico de los extractos de maíz rojo**

| <b>Disolvente</b> | <b>Folin-Ciocalteu (mg EAG/kg de planta)<sup>1</sup>, Mediana (Q1, Q3)</b> |
|-------------------|----------------------------------------------------------------------------|
| <b>Hexano</b>     | 44.54 [36.11, 53.92] <sup>A</sup>                                          |
| <b>AcOEt</b>      | 52.47 [45.90, 61.34] <sup>A</sup>                                          |
| <b>DCM</b>        | 62.84 [60.16, 75.47] <sup>B</sup>                                          |
| <b>EtOH</b>       | 1352.39 [911.86, 1598.23] <sup>C</sup>                                     |
| <b>MeOH</b>       | 1439.67 [824.53, 1773.81] <sup>C</sup>                                     |
| <b>Agua</b>       | 849.03 [727.69, 948.26] <sup>D</sup>                                       |

<sup>1</sup>Los valores con letras diferentes indican diferencias significativas  $p < 0.05$ , prueba de Mann-Whitney.

Los resultados obtenidos evidencian que la mayoría de los compuestos fenólicos son más abundantes en disolventes con polaridad alta. Esta observación puede atribuirse a la naturaleza de los metabolitos, existen metabolitos reportados como el ácido ferúlico y el ácido cumarínico (Rodríguez et al., 2020). Sus estructuras químicas muestran una mayor afinidad por este tipo de disolventes (Phan et al., 2022).

En las investigaciones, los procedimientos de extracción más comunes implicaron el uso de una mezcla de disolventes orgánicos y acuosos, generalmente acidificados para mejorar el rendimiento, a una temperatura igual o inferior a 70 °C durante diferentes tiempos (Hong et al., 2020).

Se observa un fenómeno similar en la determinación de flavonoides (Tabla 6).

**Tabla 6. Contenido de flavonoides de los extractos de maíz rojo**

| <b>Disolvente</b> | <b>Flavonoides (mg QE/kg de planta)<sup>1</sup>, Mediana (Q1, Q3)</b> |
|-------------------|-----------------------------------------------------------------------|
| <b>Hexano</b>     | 348.11 [299.52, 373.16] <sup>A</sup>                                  |
| <b>AcOEt</b>      | 91.18 [75.97, 123.80] <sup>B</sup>                                    |
| <b>DCM</b>        | 73.64 [17.12, 96] <sup>B</sup>                                        |
| <b>EtOH</b>       | 631.99 [588.37, 754.25] <sup>C</sup>                                  |
| <b>MeOH</b>       | 627.56 [405.66, 683.34] <sup>C</sup>                                  |
| <b>Agua</b>       | 813.98 [813.97, 894.98] <sup>D</sup>                                  |

<sup>1</sup>Los valores con letras diferentes indican diferencias significativas ( $p < 0.05$ , prueba de Mann-Whitney).

Está bien establecido que, entre la amplia gama de flavonoides presentes en las variedades de maíz pigmentado, las antocianinas son predominantes (Suriano et al., 2021; Zhang et al., 2019). En este caso el extracto acuoso presentó el mayor contenido de flavonoides. En el

trabajo de Hernández et al. (2018) en un maíz rojo mexicano originario de Guanajuato se caracterizó la apigenina-O-pentosil hexósido, que se trata de un glicósido flavonoide. Esto sugiere que, en el presente trabajo, podría existir la participación de flavonoides en sus formas glicosiladas, característica que aumenta su polaridad y, por lo tanto, su solubilidad en agua.

Curiosamente, también se observaron resultados notables con hexano, el disolvente menos polar utilizado. En un estudio se identificó que en maíces rojos el contenido de antocianinas pueden estar presentes en el pericarpio o en el endospermo, específicamente en la capa de la aleurona (Loarca et al., 2019), está reportado que esta capa contiene aceite, minerales y vitaminas (Martínez, E., 2013). Esto sugiere la participación de metabolitos lipofílicos, como por ejemplo, podría tratarse de tocoferoles y carotenoides, también identificados en otros estudios previos (Suriano et al., 2021).

En la siguiente tabla (Tabla 7) se presenta el contenido de antocianinas monoméricas en los extractos obtenidos.

**Tabla 7. Contenido de antocianinas monoméricas en los extractos de maíz rojo**

| <b>Disolvente</b> | <b>Antocianinas monoméricas (mg/l [RIC])<sup>1</sup></b> |
|-------------------|----------------------------------------------------------|
| <b>Hexano</b>     | No se detectaron antocianinas monoméricas (ND)           |
| <b>AcOEt</b>      | No se detectaron antocianinas monoméricas (ND)           |
| <b>DCM</b>        | No se detectaron antocianinas monoméricas (ND)           |
| <b>EtOH</b>       | 813.24 [667.12, 869.18] <sup>A</sup>                     |
| <b>MeOH</b>       | 771.49 [688.83, 1049.52] <sup>A</sup>                    |
| <b>Agua</b>       | 44.92 [40.58, 61.45] <sup>B</sup>                        |

<sup>1</sup>Los valores con letras diferentes indican diferencias significativas ( $p < 0.05$ , prueba de Mann-Whitney)

Finalmente, entre el grupo de metabolitos que actualmente ha tomado gran importancia en el campo de la capacidad antioxidante se encuentran las antocianinas, compuestos naturalmente solubles en disolventes con mayor polaridad. Esto explica su ausencia en las extracciones iniciales con disolventes de baja polaridad (Tabla 7). En este caso, el uso de disolventes alcohólicos y acuosos demuestra una capacidad eficiente para extraer metabolitos de esta naturaleza (da Silva Oliveira et al., 2022). La antocianina podría considerarse una molécula anfílica, dado que en estructura presenta una región hidrofóbica (flavilio) y una región hidrofílica (grupos hidroxilo), estas características la hacen soluble en disolventes orgánicos (etanol y metanol). Un ejemplo está representado por la extracción de antocianinas de la mazorca de maíz morado en el estudio de Lao & Giusti (2018), en su estudio la mejor extracción de estos compuestos se obtuvo utilizando etanol acuoso al 50% acidificado con HCl 6N al 0,01% v/v durante 45 min.

Además, en este ensayo podrían también estarse cuantificando agliconas de antocianinas (no contienen azúcar), estas tienen mayor solubilidad en alcohol que sus glucósidos, mientras que las antocianinas glicosiladas son altamente solubles en agua (Khoo et al., 2017). El estudio de Žilić et al. (2012) ha reportado que existe correlación positiva entre el contenido de compuestos fenólicos totales y el contenido de antocianinas monoméricas, esta tendencia podría observarse también en el presente trabajo.

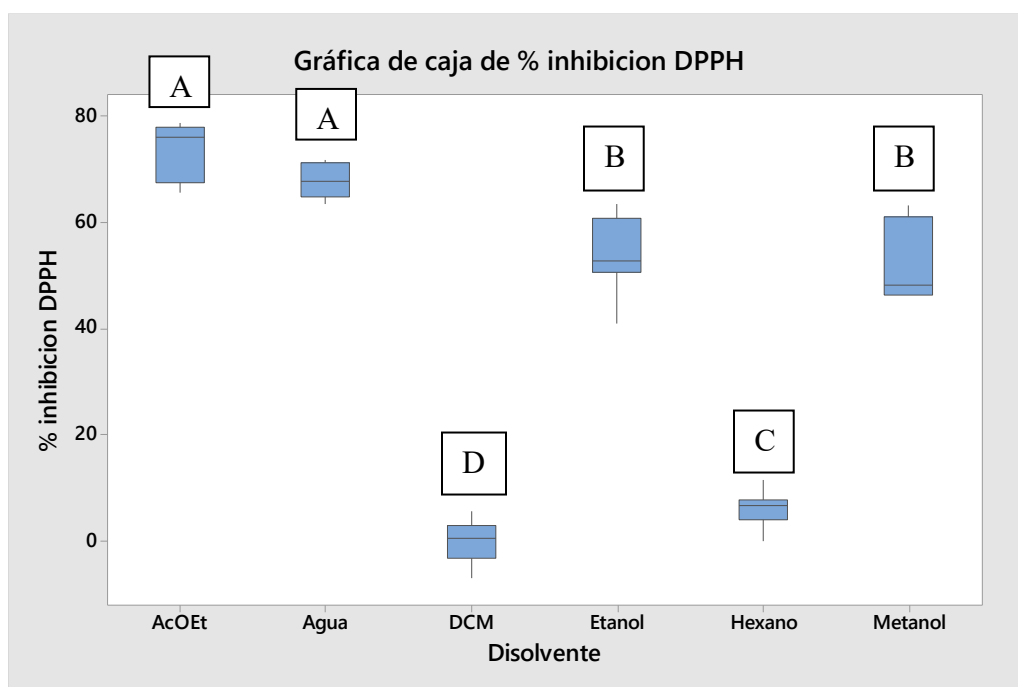


Figura 3 Capacidad antioxidante de los extractos de maíz rojo mediante el ensayo DPPH ( $p < 0.05$ , prueba de Mann-Whitney). Los valores con letras diferentes indican diferencias significativas.

En el caso de la capacidad de eliminación de radicales DPPH (Figura 3) cabe destacar que los extractos que mayor capacidad de inhibición mostraron se encuentran los obtenidos con metanol, el etanol y el agua, lo cual es predecible con base en los resultados obtenidos en el perfil de metabolitos mostrado anteriormente, sin embargo, los extractos etanólicos y metanólicos fueron inconsistentes. Por otro lado, estadísticamente el acetato de etilo exhibe una capacidad para inhibir el DPPH con la misma eficiencia que el agua, sus resultados fueron más constantes. Esto podría deberse a la presencia de metabolitos de baja polaridad con capacidad antioxidante, como los carotenoides y los tocoferoles, que como se mencionó anteriormente ya han sido reportados en otros trabajos. El hecho de que este fenómeno ocurra solo en acetato de etilo (y no en el hexano o en diclorometano) podría deberse al valor de su

constante dieléctrica ( $\epsilon \approx 6.0$ ) y a que se trata de un disolvente aprótico polar, estas características le permiten extraer metabolitos tanto lipofílicos como hidrofílicos. Existe una notable diferencia en la constante dieléctrica del hexano ( $\epsilon \approx 1.9$ ) al acetato de etilo ( $\epsilon \approx 6.2$ ), esta diferencia es lo que le facilita al acetato de etilo la extracción de metabolitos moderadamente polares. En cambio, el aumento entre diclorometano ( $\epsilon \approx 8.93$ ) y acetato de etilo es menos pronunciado.

**Tabla 8. Composición química de la variedad de maíz rojo estudiada.**

| Parámetro                | Maíz rojo estudiado (%) |
|--------------------------|-------------------------|
| <b>Humedad</b>           | 6.50±0.10               |
| <b>Minerales totales</b> | 3.05±0.35               |
| <b>Lípidos crudos</b>    | 7.12±0.59               |
| <b>Fibra cruda</b>       | 1.15±0.30               |
| <b>Proteína</b>          | 4.21±0.21               |
| <b>Carbohidratos</b>     | 78.0±0.8                |

Los carbohidratos representan aproximadamente el 78% del peso seco del grano, mientras que en algunas razas pueden alcanzar hasta el 84% (Li et al., 2025). Los granos de maíz se componen principalmente de almidón, que sirve como fuente constante de carbohidratos tanto para humanos como para el ganado. El almidón de maíz nativo se considera de “digestión lenta”, lo que ofrece la ventaja de un aumento lento de los niveles de glucosa en sangre después de su consumo (Lehmann & Robin, 2007).

El contenido proteico del maíz de pigmentación roja fue de  $4.21 \pm 0.21$ , similar al reportado por Michel et al. (2020) de 4,56 % en una variedad del norte de México. Sin embargo, este nutriente se encuentra en valores bajos en comparación con una variedad roja de Nigeria (12,82 %) (Adeniyi & Ariwoola, 2019), la variedad de Bangladesh (11,47 %) (Kabir et al., 2019) e incluso con el reportado por Rivera et al. (2020) en maíz nativo morado (9,02 %)

Los lípidos constituyen un componente principal de los granos de maíz. El aceite de maíz contiene lípidos bioactivos en menor concentración como tocoferoles, esteroides y carotenoides (Li et al., 2025). El contenido lipídico fue de  $7.11 \pm 0.59$ , valor superior al encontrado en variedades mexicanas, que fluctuó entre 3.97 y 5 % (Li et al., 2025; Michel et al., 2020). Esto permite ofrecer un maíz con mayor aporte energético en comparación con otras variedades; además, este grano puede ser fuente de ácidos grasos beneficiosos para una dieta equilibrada.

En cuanto a la concentración de cenizas, se encontró en  $3.07 \pm 0.35\%$ , superior a la reportada para otras variedades mexicanas, que osciló entre 0.8 y 1.42% (Michel et al., 2020; Rivera-Castro et al., 2020). El tipo de suelo puede ser muy importante en el contenido de compuestos

minerales cuantificados en las cenizas y nos indica el contenido aproximado de la cantidad total de minerales presentes en el alimento.

El trabajo de Subrin et al. (2022) en otro país, reportó un mayor contenido de fibra para el maíz amarillo y rojo, y el menor contenido de fibra para el maíz blanco ( $3.58 \pm 0.03\%$ ,  $3.54 \pm 0.05$  y  $3.31 \pm 0.01\%$ , respectivamente), comparando sus resultados con los contenidos en este trabajo, se obtuvo un porcentaje menor de fibra en los granos de maíz rojo analizado. Sin embargo, muestra un resultado comparable con reportes de maíces morado y blanco ( $1.63 \pm 0.17\%$  y  $1.59 \pm 0.20\%$ , respectivamente) en otros estados de México (Feregrino et al., 2024; Rodríguez et al., 2020). Se puede afirmar que la versatilidad de estos nutrientes depende en gran medida de la variedad de cada semilla.

Estos resultados reafirman que la composición nutricional es altamente dependiente de la variedad y demuestran el valor de este maíz rojo particular como una fuente alimentaria con características que deberían ser exploradas.

## CONCLUSIONES

- Del presente trabajo se pueden destacar los siguientes puntos: En el contenido fenólico, los extractos obtenidos con metanol y etanol no presentaron una diferencia significativa 1352.39 mg EGA/kg de planta y 1439.67 mg EGA/ kg de planta, respectivamente).
- El contenido de flavonoides fue notablemente mayor en el extracto acuoso (813.98 631.99 mg EQ/kg de planta), seguido por los extractos de etanol (627.56 mg EQ/kg de planta) y metanol (mg EQ/kg de planta).
- Únicamente los extractos de metanol, etanol y agua mostraron contenidos de antocianinas, el mayor contenido lo presentaron el metanólico y etanólico sin una diferencia estadísticamente significativa (814.24 mg/l y 771.49 mg/l, respectivamente).
- Los extractos obtenidos con acetato de etilo (AcOEt) y agua mostraron las mayores capacidades antioxidantes, inhibiendo alrededor de 74 y 68 % del radical libre DPPH, respectivamente.

Finalmente, esta variedad de maíz criollo rojo presenta una buena composición nutricional y es una buena fuente de lípidos y carbohidratos, particularmente para poblaciones que dependen en gran medida del maíz como alimento básico. Asimismo, se reafirma que la composición nutricional es dependiente de la variedad y demuestran el valor de este maíz rojo particular como una fuente alimentaria con características que deberían ser más estudiadas. Además, este maíz nativo mostró un alto contenido de compuestos bioactivos, lo que se relaciona con una alta capacidad antioxidante y aumenta su valor como alimento al aportar sustancias antioxidantes que optimizan el equilibrio metabólico del organismo y previenen el estrés oxidativo.

Este estudio sienta las bases para investigaciones más extensas y que proporcionen una caracterización más precisa de su composición. Y de esta manera evaluar el posible desarrollo de productos nutraceuticos a base de maíz rojo que podrían contribuir a la prevención de enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo.

## BIBLIOGRAFÍA

- Adeniyi, O. O., & Ariwoola, O. S. (2019). Comparative proximate composition of maize (*Zea mays* L.) Varieties grown in South-western Nigeria. *International Annals of Science*, 7(1), 1-5. <https://doi.org/10.21467/ias.7.1.1-5>
- Afolabi, S. S., Oyeyode, J. O., Shafik, W., Sunusi, Z. A., & Adeyemi, A. A. (2021). Proximate analysis of poultry-mix formed feed using maize bran as a base. *International Journal of Analytical Chemistry*, 2021, 8894567. <https://doi.org/10.1155/2021/8894567>
- Ahmad, S., Khan, H., Rafi, Z., Shahab, U., Ashraf, J. M., Ahmad, M. K., Kaur, K., Pandey, R. P., Habib, S., & Moinuddin. (2024). Free radicals and their relation to diseases and protection against them. En *Clinical Applications of Biomolecules in Disease Diagnosis* (pp. 323-350). Springer, Singapore. [https://doi.org/10.1007/978-981-97-4723-8\\_13](https://doi.org/10.1007/978-981-97-4723-8_13)
- Amarowicz, R., & Pegg, R. B. (2019). Natural antioxidants of plant origin. En *Advances in Food and Nutrition Research* (Vol. 90, pp. 1-81). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/bs.afnr.2019.02.011>
- Amini, S., Navab, F., Rouhani, M. H., Jamialahmadi, T., Bagherniya, M., Kesharwani, P., & Sahebkar, A. (2025). The effect of vitamin E supplementation on serum low-density lipoprotein oxidization: A systematic review and meta-analysis of clinical trials. *European Journal of Pharmacology*, 997, 177491. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2025.177491>
- Ayala-Cid, J. P., Hernández-Rivera, J. A., Pérez-Xochipa, I., Carrasco-Carballo, A., Ayala-Cid, J. P., Hernández-Rivera, J. A., Pérez-Xochipa, I., & Carrasco-Carballo, A. (2025). Antioxidant activity of *Vaccinium oxycoccus* in commercial, natural and

- extract juices. *GSC Biological and Pharmaceutical Sciences*, 30(2), Article 2.  
<https://doi.org/10.30574/gscbps.2025.30.2.0045>
- Baliyan, S., Mukherjee, R., Priyadarshini, A., Vibhuti, A., Gupta, A., Pandey, R. P., & Chang, C.-M. (2022). Determination of antioxidants by DPPH radical scavenging activity and quantitative phytochemical analysis of *Ficus religiosa*. *Molecules*, 27(4), 1326. <https://doi.org/10.3390/molecules27041326>
- Bello-Pérez, L. A., Camelo-Mendez, G. A., Agama-Acevedo, E., Utrilla-Coello, R. G., Bello-Pérez, L. A., Camelo-Mendez, G. A., Agama-Acevedo, E., & Utrilla-Coello, R. G. (2016). Aspecto nutracéuticos de los maíces pigmentados: digestibilidad de los carbohidratos y antocianinas. *Agrociencia*, 50(8), 1041-1063.
- Cadena, F. C., Moscoso, J. L. A., Ramírez, A. G., Ochoa-Meza, A. R., & Acuña, D. A. C. (2024). Actividad biológica de maíz (*Zea mays*) de color mejorado cultivado en el sur de Sonora. *Agronomía Mesoamericana*, 55615-55615. <https://doi.org/10.15517/am.2024.55615>
- Caturano, A., D'Angelo, M., Mormone, A., Russo, V., Mollica, M. P., Salvatore, T., Galiero, R., Rinaldi, L., Vetrano, E., Marfella, R., Monda, M., Giordano, A., & Sasso, F. C. (2023). Oxidative stress in Type 2 Diabetes: impacts from pathogenesis to lifestyle modifications. *Current Issues in Molecular Biology*, 45(8), 6651-6666. <https://doi.org/10.3390/cimb45080420>
- Chandimali, N., Bak, S. G., Park, E. H., Lim, H.-J., Won, Y.-S., Kim, E.-K., Park, S.-I., & Lee, S. J. (2025). Free radicals and their impact on health and antioxidant defenses: A review. *Cell Death Discovery*, 11(1), Article 1. <https://doi.org/10.1038/s41420-024-02278-8>

- Chua, L. S., Thong, H. Y., & Soo, J. (2024). Effect of pH on the extraction and stability of anthocyanins from jaboticaba berries. *Food Chemistry Advances*, 5, 100835. <https://doi.org/10.1016/j.focha.2024.100835>
- Cortez, L. H. V., Vera, G. C., Pérez, K. S. M., & Erazo, K. E. M. (2024). Optimización de la extracción de pigmentos antociánicos de la coronta de maíz morado (*Zea Mays* L.) para aplicaciones en la industria alimentaria. *Reciena*, 4(1), 59–66. <https://doi.org/10.47187/t2r8wr77>
- Cos, P., Calomme, M., Pieters, L., Vlietinck, A. J., & Berghe, D. V. (2000). Structure-activity relationship of flavonoids as antioxidant and pro-oxidant compounds. En *Studies in Natural Products Chemistry* (Vol. 22, pp. 307-341). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S1572-5995\(00\)80029-0](https://doi.org/10.1016/S1572-5995(00)80029-0)
- Coyotl-Martinez, E., Hernández-Rivera, J. A., Parra-Suarez, J. L. A., Reyes-Carmona, S. R., & Carrasco-Carballo, A. (2025). Phytochemical profile, antioxidant and antimicrobial activity of two species of oak: *Quercus sartorii* and *Quercus rysophylla*. *Applied Biosciences*, 4(1), Article 1. <https://doi.org/10.3390/applbiosci4010013>
- da Silva Oliveira, J. P., de Oliveira, R. T., Guedes, A. L., da Costa Oliveira, M., & Macedo, A. F. (2022). Metabolomic studies of anthocyanins in fruits by means of a liquid chromatography coupled to mass spectrometry workflow. *Current Plant Biology*, 32, 100260. <https://doi.org/10.1016/j.cpb.2022.100260>
- Dembińska, K., Shinde, A. H., Pejchalová, M., Richert, A., & Swiontek Brzezinska, M. (2025). The application of natural phenolic substances as antimicrobial agents in agriculture and food industry. *Foods*, 14(11), 1893. <https://doi.org/10.3390/foods14111893>

- Dudonné, S., Vitrac, X., Coutière, P., Woillez, M., & Mérillon, J.-M. (2009). Comparative study of antioxidant properties and total phenolic content of 30 plant extracts of industrial interest using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(5), 1768-1774. <https://doi.org/10.1021/jf803011r>
- Elisa, D.-H., Marcela, G.-M., Janet Alejandra, G.-U., & Martha Elena, D.-H. (2022). El valor nutracéutico de las razas locales de maíz (*Zea mays* L.) y los determinantes de su variabilidad: Una revisión. *Journal of Cereal Science*, 103, 103399. <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2021.103399>
- Escarza, J. M. O., & López, M. E. M. (2020). Estrés oxidativo ¿un asesino silencioso? *Educación Química*, 31(1), Article 1. <https://doi.org/10.22201/fq.18708404e.2020.1.69709>
- FAO (1993) El maíz en la nutrición humana—Composición química y valor nutritivo del maíz. (s. f.). Recuperado 8 de mayo de 2025, de <https://www.fao.org/4/t0395s/t0395s03.htm>
- Felice, M. R., Maugeri, A., De Sarro, G., Navarra, M., & Barreca, D. (2022). Molecular pathways involved in the anti-cancer activity of flavonols: a focus on myricetin and kaempferol. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(8), 4411. <https://doi.org/10.3390/ijms23084411>
- Feregrino-Pérez, A. A., Mercado-Luna, A., Murillo-Cárdenas, C. A., González-Santos, R., Chávez-Servín, J. L., Vargas-Madriz, A. F., & Luna-Sánchez, E. (2024). Polyphenolic compounds and antioxidant capacity in native maize of the Sierra Gorda of Querétaro. *Agronomy*, 14(1), 142. <https://doi.org/10.3390/agronomy14010142>
- FIRA (2024) Panorama agroalimentario maíz 2024. (s. f.).

- García-Campos, A. U., Cruz-Monterrosa, R. G., Rayas-Amor, A. A., Jiménez-Guzmán, J., Fabela-Morón, M. F., De La Paz Salgado-Cruz, M., De Jesús Cortés-Sánchez, A., Villanueva-Carvajal, A., & Díaz-Ramírez, M. (2020). Caracterización físico-química de maíz (*Zea mays* L.) criollo (azul y rojo) del Estado de México. *Agro Productividad*, 13(7). <https://doi.org/10.32854/agrop.vi.1728>
- García-López, J. I., Hernández-Alonso, E., Flores-Naveda, A., Juanes-Márquez, S., Ramírez-Barrón, S., Hernández-Juárez, A., Camposeco-Montejo, N., & Álvarez-Vázquez, P. (2025). Comparison of polyphenols, anthocyanins and color analysis in pigmented maize from northeast Mexico. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 53(2), 14413-14413. <https://doi.org/10.15835/nbha53214413>
- Garzón, G. A. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta Biológica Colombiana*, 13(3), 27-36.
- Ghafar, F., Tengku Nazrin, T. N. N., Mohd Salleh, M. R., Nor Hadi, N., Ahmad, N., Hamzah, A. A., Mohd Yusof, Z. A., & Azman, I. N. (2017). Total phenolic content and total flavonoid content in *Moringa oleifera* seed. *Science Heritage Journal*, 1(1), 23-25. <https://doi.org/10.26480/gws.01.2017.23.25>
- Hadidi, M., Liñán-Atero, R., Tarahi, M., Christodoulou, M. C., & Aghababaei, F. (2024). The potential health benefits of gallic acid: therapeutic and food applications. *Antioxidants*, 13(8), 1001. <https://doi.org/10.3390/antiox13081001>
- Hamisu, A., Muhammad, I. I., Ullah, S. K., & Hani, D. G. (s. f.). Comparative study on the nutritional value of local maize variety (*Hakorin Hajiya*) and improved varieties of maize (sammaz14 and golden strawberry).

- Hasan, S., Khatri, N., Rahman, Z. N., Menezes, A. A., Martini, J., Shehjar, F., Mujeeb, N., & Shah, Z. A. (2023). Neuroprotective potential of flavonoids in brain disorders. *Brain Sciences*, 13(9), 1258. <https://doi.org/10.3390/brainsci13091258>
- Hernández, M., Ventura, J., Castro, C., Boone, V., Rojas, R., Ascacio-Valdés, J., & Martínez-Ávila, G. (2018). UPLC-ESI-QTOF-MS2-based identification and antioxidant activity assessment of phenolic compounds from red corn cob (*Zea mays* L.). *Molecules*, 23(6), Article 6. <https://doi.org/10.3390/molecules23061425>
- Hernández-Villaseñor, L. A., Hernández-Estrada, S., Gómez-Rodríguez, V. M., Ramírez-Vega, H., Villagrán, Z., Ortega-Martínez, A., Montalvo-González, E., Ruvalcaba-Gómez, J. M., González-Silva, N., & Anaya-Esparza, L. M. (2025). Comparison of the nutritional, physicochemical, technological–functional, and structural properties and antioxidant compounds of corn kernel flours from native mexican maize cultivated in Jalisco highlands. *Crops*, 5(3), 26. <https://doi.org/10.3390/crops5030026>
- Hong, H., Netzel, M., & O'Hare, T. (2020). Optimisation of extraction procedure and development of LC–DAD–MS methodology for anthocyanin analysis in anthocyanin-pigmented corn kernels. *Food Chemistry*, 319, 126515. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.126515>
- Huang, Y., & Xu, B. (2025). Critical review on the intervention effects of flavonoids from cereal grains and food legumes on lipid metabolism. *Food Chemistry*, 464, 141790. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2024.141790>
- Jain, B. P., Goswami, S. K., & Pandey, S. (2021). Protein. In *Elsevier eBooks* (pp. 31–48). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-822007-8.00008-8>

- Jomova, K., Alomar, S. Y., Alwasel, S. H., Nepovimova, E., Kuca, K., & Valko, M. (2024). Several lines of antioxidant defense against oxidative stress: antioxidant enzymes, nanomaterials with multiple enzyme-mimicking activities, and low-molecular-weight antioxidants. *Archives of Toxicology*, 98(5), 1323-1367. <https://doi.org/10.1007/s00204-024-03696-4>
- Kabir, S. H., Das, A. K., Rahman, M. S., Singh, M. S., Morshed, M., & Marma, A. S. H. (2019). Effect of genotype on proximate composition and biological yield of maize (*Zea mays* L.). *Archives of Agriculture and Environmental Science*, 4(2), 185-189. <https://doi.org/10.26832/24566632.2019.040209>
- Khoo, H. E., Azlan, A., Tang, S. T., & Lim, S. M. (2017). Anthocyanidins and anthocyanins: colored pigments as food, pharmaceutical ingredients, and the potential health benefits. *Food & Nutrition Research*, 61(1), 1361779. <https://doi.org/10.1080/16546628.2017.1361779>
- Kotue, T. C., Jayamurthy, P., Nisha, P., Pieme, A. C., Kansci, G., Fokou, E., & Ashok, P. (2018). Proximate analysis and minerals of black bean seeds (*Phaseolus vulgaris* L.) used to manage sickle cell disease in west region of Cameroon. *Asian Food Science Journal*, 1(4), 1-8. <https://doi.org/10.9734/AFSJ/2018/40521>
- Kurambhatti, C., Kumar, D., Rausch, K. D., Tumbleson, M. E., & Singh, V. (2020). Improving technical and economic feasibility of water-based anthocyanin recovery from purple corn using staged extraction approach. *Industrial Crops and Products*, 158, 112976. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112976>
- Lao, F., & Giusti, M. M. (2018). Extraction of purple corn (*Zea mays* L.) cob pigments and phenolic compounds using food-friendly solvents. *Journal of Cereal Science*, 80, 87–93. <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2018.01.001>

- Lehmann, U., & Robin, F. (2007). Slowly digestible starch – its structure and health implications: a review. *Trends in Food Science & Technology*, 18(7), 346-355. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2007.02.009>
- León, M., Surumay, Y., Marquina-Chidsey, G., & Arias, D. (2015). Desarrollo de un producto cosmético utilizando un pigmento natural extraído de la fruta *Syzygium cumini* (L) skeels. *Revista de la Facultad de Ingeniería Universidad Central de Venezuela*, 30(1), 131-136.
- Li, D., Hao, A., Shao, W., Zhang, W., Jiao, F., Zhang, H., Dong, X., Zhan, Y., Liu, X., Mu, C., Ding, Z., Xue, D., Chen, J., & Wang, M. (2025). Maize kernel nutritional quality—an old challenge for modern breeders. *Planta*, 261(2), 43. <https://doi.org/10.1007/s00425-025-04627-y>
- Loarca-Piña, G., Neri, M., Figueroa, J. D. D., Castaño-Tostado, E., Ramos-Gómez, M., Reynoso, R., & Mendoza, S. (2019). Chemical characterization, antioxidant and antimutagenic evaluations of pigmented corn. *Journal of Food Science and Technology*, 56(7), 3177-3184. <https://doi.org/10.1007/s13197-019-03671-3>
- López, P. A., Ortiz-Torres, E., Gil-Muñoz, A., Guerrero-Rodríguez, J. de D., Taboada-Gaytán, O. R., López-Sánchez, H., Hernández-Guzmán, J. A., López, P. A., Ortiz-Torres, E., Gil-Muñoz, A., Guerrero-Rodríguez, J. de D., Taboada-Gaytán, O. R., López-Sánchez, H., & Hernández-Guzmán, J. A. (2020). Patrón varietal y rendimiento de grano de maíces locales del Valle de Tehuacán, Puebla. *Revista fitotecnica mexicana*, 43(4A), 525-532. <https://doi.org/10.35196/rfm.2020.4-a.525>
- Martínez, E. (2013). Proceso tecnológico de cereales. UNAM.

- Martínez- Valverde, I., Periago, M. J., & Ros, G. (2000). Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 50(1), 5-18.
- Martínez-Martínez, R., Vera-Guzmán, A. M., Chávez-Servia, J. L., Bolaños, E. N. A., Carrillo-Rodríguez, J. C., & Pérez-Herrera, A. (2019). Bioactive compounds and antioxidant activities in pigmented maize landraces. *Interciencia*, 44(9), 549-556.
- Michel, M. R., Aguilar-Zárate, P., Espinoza-Velázquez, J., Aguilar, C. N., Rodríguez-Herrera, R., Michel, M. R., Aguilar-Zárate, P., Espinoza-Velázquez, J., Aguilar, C. N., & Rodríguez-Herrera, R. (2020). Environmental effects on chemical composition and physical properties of polyembryonic maize grain. *TIP. Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 23. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.221>
- Mordi, R. C., Ademosun, O. T., Ajanaku, C. O., Olanrewaju, I. O., & Walton, J. C. (2020). Free radical mediated oxidative degradation of carotenes and xanthophylls. *Molecules*, 25(5), 1038. <https://doi.org/10.3390/molecules25051038>
- Oas, S. E., & Adams, K. R. (2022). The nutritional content of five southwestern US indigenous maize (*Zea Mays* L.) landraces of varying endosperm type. *American Antiquity*, 87(2), 284-302. <https://doi.org/10.1017/aaq.2021.131>
- Panche, A. N., Diwan, A. D., & Chandra, S. R. (2016). Flavonoids: an overview. *Journal of Nutritional Science*, 5, e47. <https://doi.org/10.1017/jns.2016.41>
- Perales, H. Maiz riqueza de Mexico—Revista Ciencias. (s. f.). Recuperado 22 de abril de 2025, de <https://www.revistacienciasunam.com/es/41-revistas/revista-ciencias-92-93/152--92-93-articulo-04.html>

- Pérez, M., Dominguez-López, I., & Lamuela-Raventós, R. M. (2023). The chemistry behind the Folin–Ciocalteu method for the estimation of (poly)phenol content in food: total phenolic intake in a mediterranean dietary pattern. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 71(46), 17543-17553. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.3c04022>
- Phan, K., Den Broeck, E. V., Raes, K., De Clerck, K., Speybroeck, V. V., & De Meester, S. (2022). A comparative theoretical study on the solvent dependency of anthocyanin extraction profiles. *Journal of Molecular Liquids*, 351, 118606. <https://doi.org/10.1016/j.molliq.2022.118606>
- Pyrzyska, K. (2024). Ferulic acid—A brief review of its extraction, bioavailability and biological activity. *Separations*, 11(7), 204. <https://doi.org/10.3390/separations11070204>
- Rahman, Md. M., Rahaman, Md. S., Islam, Md. R., Rahman, F., Mithi, F. M., Alqahtani, T., Almikhlaifi, M. A., Alghamdi, S. Q., Alruwaili, A. S., Hossain, Md. S., Ahmed, M., Das, R., Emran, T. B., & Uddin, Md. S. (2021). Role of phenolic compounds in human disease: current knowledge and future prospects. *Molecules*, 27(1), 233. <https://doi.org/10.3390/molecules27010233>
- Reyna, X. F. de la R., León, I. G., Mendoza, J. H., Baquera, J. M., & Velásquez, J. D. C. Q. (2022). Antocianinas, propiedades funcionales y potenciales aplicaciones terapéuticas. *Revista Boliviana de Química*, 39(5), 155-163.
- Rivera-Castro, V. M., Muy-Rangel, M. D., Gutiérrez-Dorado, R., Escobar-Álvarez, J. L., Hernández-Castro, E., & Valenzuela-Lagarda, J. L. (2020). Nutritional, physicochemical and anatomical evaluation of creole corn varieties from the region of the Costa Chica of Guerrero. *Food Science and Technology*, 40, 938-944. <https://doi.org/10.1590/fst.20919>

- Rodríguez-Salinas, P. A., Zavala-García, F., Urías-Orona, V., Muy-Rangel, D., Heredia, J. B., & Niño-Medina, G. (2020). Chromatic, nutritional and nutraceutical properties of pigmented native maize (*Zea mays* L.) genotypes from the northeast of México. *Arabian Journal for Science and Engineering*, 45(1), 95-112. <https://doi.org/10.1007/s13369-019-04086-0>
- Saha, S., Singh, J., Paul, A., Sarkar, R., Khan, Z., & Banerjee, K. (2020). Anthocyanin profiling using UV-Vis spectroscopy and liquid chromatography mass spectrometry. *Journal of AOAC INTERNATIONAL*, 103(1), 23-39. <https://doi.org/10.5740/jaoacint.19-0201>
- Saini, R. K., Khan, M. I., Shang, X., Kumar, V., Kumari, V., Kesarwani, A., & Ko, E.-Y. (2024). Dietary sources, stabilization, health benefits, and industrial application of anthocyanins—a review. *Foods*, 13(8), 1227. <https://doi.org/10.3390/foods13081227>
- Salinas-Moreno, Y., Ramírez Díaz, J. L., Alemán de la Torre, I., Bautista-Ramírez, E., Ledesma Miramontes, A., Salinas-Moreno, Y., Ramírez Díaz, J. L., Alemán de la Torre, I., Bautista-Ramírez, E., & Ledesma Miramontes, A. (2021). Evaluación de dos procedimientos de medición de color en granos de maíces pigmentados. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 12(7), 1297-1303. <https://doi.org/10.29312/remexca.v12i7.2276>
- Sánchez-Nuño, Y. A., Zermeño-Ruiz, M., Vázquez-Paulino, O. D., Nuño, K., & Villarruel-López, A. (2024). Bioactive compounds from pigmented corn (*Zea mays* L.) and their effect on health. *Biomolecules*, 14(3), 338. <https://doi.org/10.3390/biom14030338>
- Serna-Saldívar, S. O., Gutiérrez-Urbe, J. A., Mora-Rochin, S., & García-Lara, S. (2013). Potencial nutraceutico de los maíces criollos y cambios durante el procesamiento tradicional y con extrusión. *Revista fitotecnica mexicana*, 36, 295-304.

- SIAP-SADER. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola 2023. Junio de 2024.
- Soto-Ortiz Saraluz, Lopez-Castillo Guiee N, Victorino Alatraste, Marin-Torres J. Lucina, Morales-Sandoval I. Paulina, & Carrasco-Carballo Alan. (2023). Loeselia mexicana: antioxidant and antimicrobial properties by Soxhlet differential extraction. *GSC Biological and Pharmaceutical Sciences*, 23(2), 115-120. <https://doi.org/10.30574/gscbps.2023.23.2.0196>
- Subrin, S., Islam, M. F., Satter, M. A., Rahman, J., Zannat, M. S., Chowdhury, M. F., & Hossain, A. (2022). Physico-functional and nutritional properties of pigmented and non-pigmented maize available in Bangladesh. *Bangladesh Journal of Botany*, 51(3), 589-596. <https://doi.org/10.3329/bjb.v51i3.62006>
- Suriano, S., Balconi, C., Valoti, P., & Redaelli, R. (2021). Comparison of total polyphenols, profile anthocyanins, color analysis, carotenoids and tocopherols in pigmented maize. *LWT*, 144, 111257. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.111257>
- Tang, J., Li, X., Zhang, Y., Yang, Y., Sun, R., Li, Y., Gao, J., & Han, Y. (2022). Differential flavonoids and carotenoids profiles in grains of six poaceae crops. *Foods*, 11(14), 2068. <https://doi.org/10.3390/foods11142068>
- Teja, A. S., Srivastava, A., Satrughna, J. A. K., Tiwari, M. K., Kanwade, A., Chand Yadav, S., & Shirage, P. M. (2023). Optimal processing methodology for futuristic natural dye-sensitized solar cells and novel applications. *Dyes and Pigments*, 210, 110997. <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2022.110997>
- Terefe, Z. K., Omwamba, M. N., & Nduko, J. M. (2021). Effect of solid state fermentation on proximate composition, antinutritional factors and in vitro protein digestibility of maize flour. *Food Science & Nutrition*, 9(11), 6343-6352. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2599>

- UAM. (2013). Potencial nutraceutico de los maíces pigmentados. SINAREFI. chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgiclfendmkaj/https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/241208/FOLLETO\_UAM-MAIZ.pdf
- Umalatha, Subbalakshmi, G., & Anuradha, M. (2025). Introduction to plant secondary metabolites. En *In Vitro Production of Plant Secondary Metabolites* (pp. 1-18). Springer, Singapore. [https://doi.org/10.1007/978-981-97-8808-8\\_1](https://doi.org/10.1007/978-981-97-8808-8_1)
- Uzoekwe, N. M., Ukhun, M. E., & Ejidike, P. P. (2021). Proximate analysis, vitamins, moisture content and mineral elements determination in leaves of *Solanum erianthum* and *Glyphaea brevis*. *Journal of Chemical Society of Nigeria*, 46(1). <https://doi.org/10.46602/jcsn.v46i1.566>
- Vargas, J. A. (2024). El maíz amarillo como eje de la seguridad y soberanía alimentaria en México. *Estudios sociales. Revista de alimentación contemporánea y desarrollo regional*, 34(63). <https://doi.org/10.24836/es.v34i63.1395>
- Žilić, S., Serpen, A., Akilloğlu, G., Gökmen, V., & Vančetović, J. (2012). Phenolic compounds, carotenoids, anthocyanins, and antioxidant capacity of colored maize (*Zea mays* L.) Kernels. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60(5), 1224-1231. <https://doi.org/10.1021/jf204367z>