



TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE OAXACA
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
E INVESTIGACIÓN

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN DESARROLLO REGIONAL Y TECNOLÓGICO

TESIS

"Composición química y cuantificación de compuestos fenólicos de extractos de maíz de raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus in vitro*"

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

Maestra en Ciencias en Desarrollo Regional y Tecnológico

PRESENTA

Karla Gabriela Juárez Segovia

DIRIGIDA POR

Dr. Marco Antonio Sánchez Medina
Dr. Carlos Francisco Varapizuela Sánchez

ASESOR

Dr. Iván Antonio García Montalvo

Oaxaca de Juárez, Oaxaca, octubre de 2025.



Instituto Tecnológico de Oaxaca
División de estudios de posgrado e investigación
Maestría en Ciencias en Desarrollo Regional y Tecnológico

Oaxaca de Juárez, Oax., 29/septiembre 2025

Oficio No. DEPI-451/2025

Asunto: Autorización de impresión de tesis.

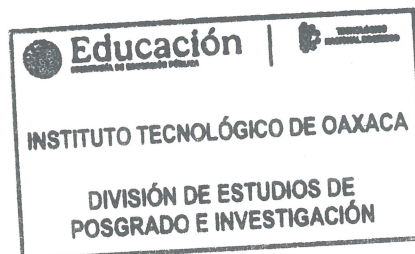
HUITZILÍ DÍAZ JAIMES
JEFE DEL DEPARTAMENTO DE SERVICIOS ESCOLARES.
P R E S E N T E

Por este medio, comunico a usted que de acuerdo con las disposiciones establecidas en los Lineamientos para la Operación de Estudios de Posgrado en el Tecnológico Nacional de México, dependiente de la Secretaría de Educación Pública, la estudiante **Karla Gabriela Juárez Segovia** con número de control M23160047, ha cumplido con todas las recomendaciones que el Comité Revisor hizo respecto a su tesis cuyo título es "Composición química y cuantificación de compuestos fenólicos de extractos de maíz de raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus in vitro*", para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Desarrollo Regional y Tecnológico.

Por lo anterior, la División a mi cargo le concede la autorización para que proceda el trámite correspondiente y la impresión de la misma.

A T E N T A M E N T E

Excelencia en Educación Tecnológica®
Tecnología Propia e Independencia Económica



IVÁN ANTONIO GARCÍA MONTALVO
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE
POSGRADO E INVESTIGACIÓN

C.c.p. Archivo.
IAGM/FFA*cmh



2025
Año de
La Mujer
Indígena

Av. Ing. Víctor Bravo Ahuja No. 125 Esquina Calzada
Tecnológico, C.P. 68030. Tel. 951 50 150 16
e-mail: posgrado.mcdrt@itoaxaca.edu.mx
www.oaxaca.tecnm.mx





Educación

Secretaría de Educación Pública



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Instituto Tecnológico de Oaxaca
División de estudios de posgrado e investigación
Maestría en Ciencias en Desarrollo Regional y Tecnológico

Oaxaca de Juárez, Oaxaca, **29/septiembre/2025**

Oficio No. DEPI-452/2025

ASUNTO: Autorización de impresión de tesis

KARLA GABRIELA JÚAREZ SEGOVIA
ESTUDIANTE DEL PROGRAMA DE MAETRÍA EN CIENCIAS
EN DESARROLLO REGIONAL Y TECNOLÓGICO
PRESENTE

De acuerdo con las disposiciones para la Operación de Estudios de Posgrado e Investigación del Tecnológico Nacional de México, dependiente de la Secretaría de Educación Pública y habiendo cumplido con todas las indicaciones que la Comisión Revisora le hizo con respecto a su Tesis para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Desarrollo Regional y Tecnológico, cuyo título es "Composición química y cuantificación de compuestos fenólicos de extractos de maíz de raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus in vitro*", los abajo firmantes, integrantes de la Comisión Revisora le concedemos la autorización para que proceda a la impresión de la misma.

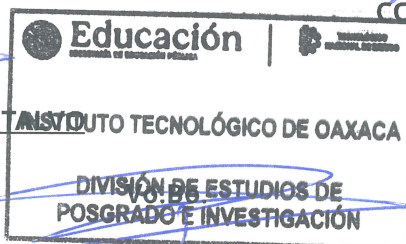
ATENTAMENTE

Excelencia en Educación Tecnológica®
Tecnología Propia e Independencia Económica

DR. MARCO ANTONIO SÁNCHEZ MEDINA
DIRECTOR DE TESIS

DR. CARLOS FRANCISCO VARAPIZUELA SÁNCHEZ
CO-DIRECTOR

DR. IVÁN ANTONIO GARCÍA MONTALVO
ASESOR



IVÁN ANTONIO GARCÍA MONTALVO
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE
POSGRADO E INVESTIGACIÓN

C.c.p. Archivo.
IAGM/FFA*cmh



2025
Año de
La Mujer
Indígena

Av. Ing. Víctor Bravo Ahuja No. 125 Esquina Calzada
Tecnológico, C.P. 68030. Tel. 951 50 150 16
e-mail: posgrado.mcdrt@itoaxaca.edu.mx
www.oaxaca.tecnm.mx





CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez, Oaxaca, el día 26 del mes de septiembre del año 2025, el(la) que suscribe Karla Gabriela Juárez Segovia estudiante del programa de Maestría en Ciencias en Desarrollo Regional y Tecnológico, con número de control M 23160047, manifiesta que es autor(a) intelectual del presente trabajo de tesis, que se desarrolló bajo la dirección de Dr. Marco Antonio Sánchez Medinay cede los derechos del trabajo titulado: "Composición química y cuantificación de compuestos fenólicos de extractos de maíz de raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus in vitro*"

al TecNM/Instituto Tecnológico de Oaxaca para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información del presente trabajo no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autory/o director del trabajo. Este puede ser obtenido solicitándolo a la siguiente dirección o contacto: karla.segovia2803@gmail.com

Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

Atentamente.

Karla Gabriela Juárez Segovia

Nombre y firma

Agradecimientos

A la **Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación** (antes CONAHCYT) por la beca otorgada durante este proceso, así como al **Instituto Tecnológico de Oaxaca** por permitirme regresar a sus instalaciones y desarrollar mi proyecto de investigación.

A **mis profesores**, que durante este periodo compartieron su conocimiento y consejos.

A **mis asesores**, el Dr. Marco y el Dr. Carlos gracias por su apoyo, confianza y por permitirme desarrollar este proyecto de la mano de ustedes.

A **mis compañeros y amigos**, Aurora, Gabriel, Regina, Williams y Vanessa gracias por su apoyo y consejos durante esta etapa, pero sobre todo, gracias por las risas y pláticas que hicieron mi estancia más amena.

A **mi papá**, por seguir apoyándome en cada proceso de aprendizaje.

A **Daniel**, gracias por estar conmigo en esta etapa y siempre alentarme a seguir creciendo.

Dedicatoria

A **mi mamá**, por siempre apoyarme en todo y estar ahí incondicionalmente, sin duda eres la mejor, te quiero demasiado.

Resumen

Los granos pigmentados de maíz contienen compuestos que cumplen diferentes funciones durante el desarrollo de la planta, pero también contiene sustancias como los compuestos fenólicos que cumplen la función de dar color a estos granos, poseen propiedades antioxidantes y tienen actividad contra algunos hongos patógenos. Por lo que el objetivo de este estudio fue evaluar la composición química y fenólica de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus in vitro*. Se evaluó el grano de maíz de las dos variedades para determinar, humedad, cenizas, fibra cruda, extracto etéreo, proteínas, carbohidratos, parámetros cromáticos, así como los micro y macroelementos. Se obtuvieron los extractos a partir de los granos de dos muestras de maíz, se cuantificaron polifenoles, flavonoides, taninos condensados y se determinó la capacidad antioxidante. El efecto del extracto sobre el desarrollo del hongo se evaluó mediante unidades formadoras de colonias en agar papa dextrosa después de 48 horas de incubación. Los datos se analizaron por prueba t de Student para muestras independientes con un nivel de confianza del 95% ($p \leq 0.05$). Los resultados de la composición nutrimental presentaron diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en el contenido de cada uno de los parámetros analizados: humedad (7.46-9.70 %), cenizas (1.47-1.74%), grasa (6.02-7.13%), proteínas (9.21-10.05%), fibra (3.52-4.86%) y carbohidratos (68.74-70.11%). Se identificó la presencia de los macroelementos: Mg, Ca, K, Na, P y los microelementos: Cu, Fe, Zn y Mn, y se determinaron los parámetros cromáticos L^* , a^* , b^* , C^* y h . El extracto de Bolita azul presentó el mayor contenido de polifenoles (185.60 mg EAG 100 g⁻¹), flavonoides (75.28 mg EC 100 g⁻¹), taninos condensados (625.06 mg EC 100 g⁻¹) y capacidad antioxidante evaluada por DPPH (9.64 mg ET g⁻¹) y ABTS (18.51 mg ET g⁻¹), con respecto al extracto de Bolita rojo. Por otro lado, los extractos de maíz promovieron el desarrollo de colonias de *Aspergillus parasiticus*. Los extractos de maíz azul y rojo contienen diferentes compuestos fenólicos, los cuales contribuyen a su capacidad antioxidante y podrían tener un efecto contra *Aspergillus parasiticus*.

Abstract

Pigmented corn kernels contain compounds that perform different functions during plant development, but they also contain substances such as phenolic compounds that give these kernels their color, have antioxidant properties, and are active against some pathogenic fungi. Therefore, the objective of this study was to evaluate the chemical and phenolic composition of extracts from Bolita blue and red corn and their effect on the development of *Aspergillus parasiticus* in vitro. Corn kernels from the two varieties were evaluated to determine moisture, ash, crude fiber, ether extract, proteins, carbohydrates, chromatic parameters, as well as micro and macroelements. Extracts were obtained from the grains of two corn samples, polyphenols, flavonoids, and condensed tannins were quantified, and antioxidant capacity was determined. The effect of the extract on fungal development was evaluated by colony-forming units on potato dextrose agar after 48 hours of incubation. The data were analyzed using Student's t-test for independent samples with a 95% confidence level ($p \leq 0.05$). The results of the nutritional composition showed a significant difference ($p \leq 0.05$) in the content of each of the parameters analyzed: moisture (7.46-9.70%), ash (1.47-1.74%), fat (6.02-7.13%), protein (9.21-10.05%), fiber (3.52-4.86%), and carbohydrates (68.74-70.11%). The presence of the macroelements Mg, Ca, K, Na, and P and the microelements Cu, Fe, Zn, and Mn was identified, and the chromatic parameters L^* , a^* , b^* , C^* , and h were determined. The Bolita azul extract had the highest content of polyphenols (185.60 mg EAG 100 g⁻¹), flavonoids (75.28 mg EC 100 g⁻¹), condensed tannins (625.06 mg EC 100 g⁻¹), and antioxidant capacity evaluated by DPPH (9.64 mg ET g⁻¹) and ABTS (18.51 mg ET g⁻¹), compared to the red Bolita extract. On the other hand, corn extracts promoted the development of *Aspergillus parasiticus* colonies. Blue and red corn extracts contain different phenolic compounds, which contribute to their antioxidant capacity and could have an effect against *Aspergillus parasiticus*.

Índice

Agradecimientos	2
Resumen	3
Abstract	4
I. Introducción	11
II. Marco teórico	13
2.1. Generalidades del maíz	13
2.1.1. Composición nutrimental del maíz	14
2.2. Maíz nativo.....	15
2.2.1. El maíz nativo en México.....	15
2.2.2. El maíz nativo en Oaxaca.....	16
2.3. Metabolitos secundarios	17
2.3.1. Compuestos fenólicos	18
2.3.1.1. Ácidos fenólicos	20
2.3.1.2. Flavonoides.....	21
2.4. Hongos Microscópicos	24
2.4.1. Hongos filamentosos	25
2.4.2. Reproducción	27
2.4.3. <i>Aspergillus</i>	28
2.4.3.1. <i>Aspergillus parasiticus</i>	30
2.4.3.2. Producción de aflatoxinas.....	30
III. Antecedentes	33
IV. Planteamiento Del Problema	35
V. Justificación	36
VI. Objetivos	38
6.1. Objetivo general.....	38
6.2. Objetivos específicos	38
VII. Hipótesis.....	39
VIII. Metodología	40

8.1.	Composición nutrimental, química y parámetros cromáticos del grano de las variedades de maíz.....	40
8.1.1.	Colecta e identificación racial	40
8.1.2.	Contenido nutrimental.....	40
8.1.3.	Contenido de minerales	40
8.1.4.	Análisis de color del grano de maíz	41
8.2.	Obtención de extractos, cuantificación de taninos, flavonoides y fenoles totales.....	41
8.2.1.	Preparación de los extractos	41
8.2.2.	Cuantificación de taninos condensados.....	42
8.2.3.	Cuantificación de flavonoides	42
8.2.4.	Cuantificación de polifenoles	42
8.3.	Capacidad antioxidante de los extractos.....	43
8.3.1.	Capacidad secuestradora del radical DPPH	43
8.3.2.	Capacidad secuestradora del radical ABTS	43
8.3.3.	Poder reductor del hierro III.....	44
8.3.4.	Capacidad antioxidante total (ensayo con molibdato de amonio).....	44
8.4.	Evaluación del extracto de maíz (<i>Zea mays L.</i>) sobre el desarrollo de <i>Aspergillus parasiticus</i> 44	
8.4.1.	Preparación del inoculó	44
8.4.2.	Unidades formadoras de colonias (UFC)	45
8.5.	Análisis estadístico	45
IX.	Resultados y Discusión	46
9.1.	Composición nutrimental, química y parámetros cromáticos del grano de las variedades de maíz.....	46
9.1.1.	Identificación de la muestra	46
9.1.2.	Contenido nutrimental.....	47
9.1.3.	Contenido de minerales	49
9.1.4.	Análisis de color de los granos de maíz	51
9.2.	Cuantificación de polifenoles, flavonoides y taninos condensados	53

9.3.	Capacidad antioxidante de los extractos.....	55
9.4.	Características macroscópicas y microscópicas de <i>Aspergillus parasiticus</i>	57
9.5.	Evaluación del extracto de maíz (<i>Zea mays L.</i>) sobre el desarrollo de <i>Aspergillus parasiticus</i>	58
X.	Conclusiones	63
XI.	Bibliografía	64
XII.	Anexos	80

Índice de tablas

Tabla 9. 1. Variedades de maíces pigmentados de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	46
Tabla 9. 2. Contenido nutrimental del grano de dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	47
Tabla 9. 3. Contenido de macroelementos presentes en el grano de dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	50
Tabla 9. 4. Contenido de microelementos presentes en el grano de dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	50
Tabla 9. 5. Propiedades cromáticas en dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	53
Tabla 9. 6. Polifenoles, flavonoides y taninos condensados de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	54
Tabla 9. 7. Capacidad antioxidante de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México	56
Tabla 9. 8. Unidades formadoras de colonias de <i>Aspergillus parasiticus</i>	60

Índice de figuras

Figura 2. 1. Sección transversal del grano de maíz (CIMMYT, 2020).	14
Figura 2. 2. Estructura de un fenol (Zagoskina et al., 2023)	19
Figura 2. 3. Ejemplos de compuestos fenólicos encontrados en plantas y frutas, agrupados en no flavonoides y flavonoides (Lund, 2021).	19
Figura 2. 4. Las estructuras de la mayoría de los ácidos fenólicos (Samec et al. 2021).	20
Figura 2. 5. Fuentes naturales de flavonoides, posibilidades de obtención y actividad biológica (Liga et al., 2023)	22
Figura 2. 6. Estructura base de un flavonoide (Zagoskina et al., 2023).	22
Figura 2. 7. Estructura general de flavonoides (Liu et al., 2021).	23
Figura 2. 8. Estructuras de flavan-3-oles catequina y epicatequina (Šamec et al., 2021).	24
Figura 2. 9. Célula fúngica (Zaragoza, 2018).	25
Figura 2. 10. Estructuras microscópicas de micromicetos: (a-c) conidios y conidióforos: (d) hifas, conidios y conidióforos. Barras de escala: (a) 100 μm , (b) 200 μm , (c) 100 μm , (d) 50 μm . Microscopia óptica (Villalba, 2021).	26
Figura 2. 11. Hifas: a) Hifas hialinas segmentadas a grandes intervalos denominadas cenocíticas (400x), b) Hifas pigmentadas, con septos regulares a poca distancias entre si (1000x) (Gómez, s/f).	27
Figura 2. 12. Partes y estructura del hongo <i>Aspergillus</i> spp. (García-Conde et al., 2024).	29
Figura 2. 13. Estructuras morfológicas del género <i>Aspergillus</i> : A) Conidióforo: Cc=Cabeza conidial, Ee= Estípote, Pe= Célula pie, Mo=Micelio. B) Cabeza conidial uniseriada: Co= conidio o espora, Fe= Fiálide, Va= Vesícula. C) Cabeza conidial biseriada: Co= Conidio, Fe= Fiálide, Va=Vesícula, Me= Métula (Rangel-Muñoz et al., 2020).	29
Figura 9. 1. <i>Aspergillus parasiticus</i> de 6 días de desarrollo en medio PDA, incubado a $28^{\circ}\text{C}\pm 2^{\circ}\text{C}$: a) anverso, b) reverso	58
Figura 9. 2. Morfología microscópica de <i>Aspergillus parasiticus</i> : a) vista 60x, b) vista 40x	58
Figura 9. 3. Unidades Formadoras de Colonias de <i>A. parasiticus</i> en medio PDA después de 24 h, incubada a $28^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$: a) extracto de maíz azul, b) control sin extracto de maíz azul, c) extracto de maíz rojo, d) control sin extracto de maíz rojo	59

Figura 9. 4. Unidades Formadoras de Colonias de *A. parasiticus* en medio PDA después de 48 h, incubada a $28^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$: a) extracto de maíz azul, b) control sin extracto de maíz azul, c) extracto de maíz rojo, d) control sin extracto de maíz rojo 60

I. Introducción

El cultivo de cereales ha sido un elemento crucial para el desarrollo de muchos países debido a su importancia económica y nutricional. Como alimentos básicos, pueden cubrir una parte significativa de las necesidades energéticas y dietéticas (Shahidi et al., 2021). Dentro de los cereales, el maíz es el que se produce con mayor frecuencia en el mundo y uno de los cultivos más diversificados en la naturaleza (Sahu et al., 2023), además de ser considerado un alimento básico en el contexto de la nutrición mundial, ya que suministra macro y micronutrientes necesarios para el metabolismo humano (Jaradat & Goldstein, 2018).

México concentra la mayor diversidad genética de maíz a nivel mundial, por lo que se considera su centro de origen y domesticación (Ramírez-Vega et al., 2022; Anaya-Esparza et al., 2024). La topografía y los diferentes tipos de climas han influido en esa diversidad, compuesta por 64 razas (Salinas-Moreno et al., 2024), de las cuales 59 se consideran nativas (García et al., 2022). Además, es el principal cultivo en el país debido a su importancia agrícola, socioeconómica, cultural y alimentaria (Ramírez-Vega et al., 2022). Por otro lado, en el estado de Oaxaca se concentran 35 de las razas identificadas en México, lo cual representa una alta variación genética (Aragón et al., 2006). Dentro de estas variedades podemos encontrar genotipos de maíz pigmentado con diferentes colores en el grano (Rodríguez-Salinas et al., 2020), los cuales tienen relevancia no solo por su aporte en nutrientes esenciales, sino también, porque contienen compuestos bioactivos (Shahidi et al., 2021) como los fenoles, que son sintetizados por la planta durante su crecimiento, desarrollo, en respuesta a condiciones de estrés ambiental e infecciones por patógenos (Rodríguez-Salinas et al., 2020), lo cual afecta su acumulación y concentración en los tejidos vegetales (Dar et al., 2017).

Por otra parte, el maíz es susceptible a la contaminación por hongos, los cuales son causantes de enfermedades en las plantas y pueden afectar el rendimiento de los cultivos (Katati et al., 2023). Hongos como *Aspergillus parasiticus*, pueden contaminar al maíz en el campo o durante el almacenamiento (Latham et al., 2023), y algunas cepas pueden sintetizar aflatoxinas, lo cual representar un factor de riesgo para la salud de la población debido a que son altamente tóxicas y pueden estar presentes en una gran variedad de alimentos, afectando a la seguridad alimentaria, la calidad del maíz y los alimentos derivados (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

Las razas nativas con grano pigmentado de Oaxaca poseen una riqueza genética que se ha preservado y enriqueciendo durante cientos de años, por lo que, no solo aportan nutrientes necesarios para la dieta, sino también son ricos en compuestos fenólicos con diferente actividad biológica. Por lo que, el objetivo del presente proyecto de investigación fue determinar la composición química y cuantificar los compuestos fenólicos presentes en los extractos de maíz de raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus in vitro*.

II. Marco teórico

2.1. Generalidades del maíz

En diferentes civilizaciones del mundo cereales como, el trigo, el maíz, el arroz, la avena, el mijo, el centeno y el sorgo han formado parte de su dieta (García-Campos et al., 2020), y de la mayor parte de la población del mundo que los consume (Urango, 2018). Dentro de estos, el maíz (*Zea mays* L.) es la planta más domesticada y evolucionada del reino vegetal (Alegría-Marroquín et al., 2020), pertenece a la familia botánica de las *Gramineas*, género *Zea*, especie, *mays* (Ortigoza et al., 2019), conformada por raíces, tallos, hojas, flores, inflorescencias, frutos y semillas compuesta por tres partes principales: el embrión, endospermo y pericarpio (Urango, 2018).

Existe evidencia antropológica que la domesticación del maíz se inició en Mesoamérica hace más de 9000 años (Preciado-Ortiz & Vázquez-Carrillo, 2022) por lo que concentra la mayor diversidad genética de este grano (Alegría-Marroquín et al., 2020). Su centro de origen, domesticación y diversificación esta registrado en México (Anaya-Esparza et al., 2024), esta amplia variabilidad de maíces, los cuales difieren en genética, morfología y ecología, se ha dado gracias al patrimonio ecogeográfico y cultural, lo que ha conducido a diferenciarlas en grupos y razas (Barrera-Guzmán et al., 2020). Este proceso de domesticación implicó la selección de diferentes regiones agroecológicas y su adaptación a diferentes ambientes, además se guía por la identificación y priorización de los rasgos vegetales que son de interés económico y nutricional para los humanos (Salinas-Moreno et al., 2024). Los pobladores aprendieron sobre el uso, selección, conservación, almacenaje, mezcla de varios cultivos y producción, dando origen al maíz que conocemos (Agricultura, 2024).

El maíz es el producto agrícola más cultivado y producido alrededor del mundo (Michel et al., 2020; Salinas-Moreno et al., 2024), el cual tiene importancia tanto económica como alimentaria, ya que se utiliza para el consumo humano, forraje animal (Michel et al., 2020) y la industria, lo cual ha potenciado su cultivo, teniendo una producción en 2024 de 1.23 billones de toneladas métricas en todo el mundo (USDA, 2025), donde México se posicionó en el octavo lugar con 23.3 millones de toneladas producidas (SIAP, 2025).

2.1.1. Composición nutrimental del maíz

Una de las fuentes de alimento más importantes en el mundo, es el maíz (*Zea mays* L.) (Chan-Chan et al., 2021). Su grano (Figura 2.1.) está conformado por embrión (10-11%), endospermo (82-83%), pericarpio (5-6%), y el ápice (0.8-1.0%) (Michel et al., 2020), el cual presenta propiedades fisicoquímicas notables, lo que permiten su amplio uso en la alimentación humana y animal (Orizano-Ponce et al., 2024) ya que, sus componentes químicos como almidón, carbohidratos, proteínas, grasas, vitaminas, minerales, aminoácidos, ácidos grasos, fibra dietética y antioxidantes complementan la dieta diaria de las personas (Michel et al., 2020; Sahu et al., 2023).

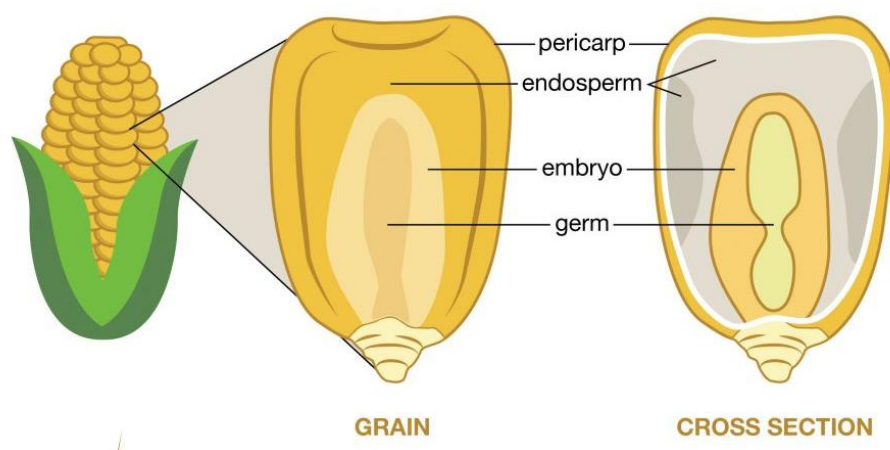


Figura 2. 1. Sección transversal del grano de maíz (CIMMYT, 2020).

El mayor componente en el maíz es el almidón, el cual constituye 73% del grano, seguido por la proteína que varía hasta en un 11% y está representada principalmente por las proteínas del endospermo (75%), las proteínas con mejores perfiles de aminoácidos se encuentran en el embrión. Después del almidón y la proteína, el tercer componente más importante es la grasa en forma de aceite (3.5 a 6%) del grano de maíz (el embrión contiene aproximadamente el 80%, mientras el endospermo el 1%). La fibra constituye hasta el 7% de la composición total del grano, la cual está presente en el pericarpio que es una barrera semipermeable que recubre el

grano de maíz, y en el caso del contenido mineral, está influenciado por la calidad del suelo (Michel et al., 2020).

Cabe mencionar que factores como la genética, las condiciones de cultivo, el manejo postcosecha, así como la relación entre el ambiente y el genotipo afecta las características del grano de maíz (Mex-Álvarez et al., 2016).

2.2. Maíz nativo

Con el paso de los años el maíz ha evolucionado y se ha preservado gracias a los conocimientos y saberes de las y los agricultores, quienes han seleccionado semillas con características deseables. Esta selección es importante para la conservación de variedades nativas, en particular en el cultivo de maíz (Reza-Solis et al., 2024). La denotación de maíz nativo se utiliza para indicar los tipos de maíces propios de una comunidad, región o estado, que son diferenciados por los agricultores dado su color, textura, forma del grano, forma de la mazorca, ciclo de cultivo y uso. Dentro de estos, se han definido distintas razas, que hace referencia a las características fenotípicas, tipo de grano, lugar o región donde inicialmente fue colectada o por el nombre del grupo indígena o mestizo que la cultiva (Pliego et al., 2021).

La mayor diversidad de especies nativas de maíz se encuentran en el medio rural (Reza-Solis et al., 2024), debido a que su cultivo es realizado por agricultores tradicionales que practican la conservación *in situ* (Pliego et al., 2021). Estos pequeños productores han influido en la preservación, conservación, diversificación y generación de la variedad genética en maíces nativos, debido a los diferentes tipos de cultivo y técnicas utilizadas (García-Campos et al., 2020). Los rendimientos de dichos granos son de aproximadamente una tonelada por hectárea y son empleados para el autoconsumo de la familia productora o como un recurso de ingreso económico, y su conservación es de vital importancia por cuestiones culturales y genéticas, dado que algunas variedades están muy adaptadas a ambientes limitantes de agua y enfermedades (Pliego et al., 2021).

2.2.1. El maíz nativo en México

El maíz es el cereal de mayor consumo en México (García-Campos et al., 2020), por lo que su cultivo es importante en la dieta, sociedad, la cultura y la economía del país (Rodríguez-Salinas

et al., 2020), además, es un elemento estratégico de la soberanía y seguridad alimentaria en sus distintas formas de usos, especialmente para el medio rural (González-Cortés et al., 2016).

México es el centro de origen y domesticación del maíz, ya que concentra la mayor diversidad genética de este grano a nivel mundial (Ramírez-Vega et al., 2022; Anaya-Esparza et al., 2024). La topografía y los diferentes tipos de climas han influido en esa diversidad, compuesta por 64 razas (Salinas-Moreno et al., 2024), de las cuales 59 se consideran nativas, lo que representa un porcentaje significativo de las 220 a 300 razas presentes en América (García et al., 2022). Esta diversidad es el resultado de tres influencias: su cultivo, domesticación y la diversidad de prácticas agrícolas y de usos de más de 80 pueblos originarios (SADER, 2023), pero también la topografía y los diferentes tipos de climas han influido en esta diversidad (Salinas-Moreno et al., 2024), dado que, en México el maíz nativo se siembra en zonas cálidas, templadas, húmedas, montañas, laderas, etc., y bajo diversos sistemas de manejo (Reza-Solis et al., 2024).

Dentro de las razas nativas identificadas en México, existe una gran diversidad de genotipos de maíz pigmentado, que generalmente se producen para el autoabastecimiento de las comunidades rurales (Rodríguez-Salinas et al., 2020). Estas variedades producen granos en colores amarillo, negro, azul, morado, naranja y rojo, los cuales tienen un valor agregado debido a su contenido en compuestos fenólicos y su capacidad antioxidante (Alegría-Marroquín et al., 2020; Rodríguez-Salinas et al., 2020), por lo que, los agricultores prefieren no usar variedades mejoradas para poder conservar esas poblaciones de maíz nativo, principalmente la de granos pigmentados. Por ejemplo, en estados como Guerrero, Oaxaca y Chiapas, siembran sus parcelas esencialmente con variedades nativas, las cuales son cultivadas principalmente en condiciones de temporal (Torres-Escamilla et al., 2019), es decir que la producción de cultivos depende directamente de las condiciones del suelo y las lluvias (CIMMYT, 2019). Sin embargo, la demanda de este grano ha generado que las importaciones aumenten, causando vulnerabilidad en los productores locales y riesgo de pérdida de estas variedades (Hernández-Santoyo & Ayala-Ortiz, 2024).

2.2.2. El maíz nativo en Oaxaca

El estado de Oaxaca se ha considerado como una de las zonas más antiguas e importante de domesticación y diversificación del maíz, ya que concentra 35 razas nativas de las 59

identificadas en el país, por lo que es uno de los reservorios genéticos de maíz en México y en el mundo más importantes (Rendón-Aguilar et al., 2015). En el estado se ha evidenciado una estrecha relación entre los grupos indígenas y las razas de maíz que cultivan, indicando, por ejemplo, que el maíz Zapalote chico se produce principalmente en el Istmo de Tehuantepec por habitantes zapotecas de esta región y que los Zapotecos de Valles Centrales siembran el maíz Bolita (Jaspeado et al., 2013), el cual es considerado de uno de los símbolos bioculturales en la cultura y gastronomía de Oaxaca, ya que se distingue por la elaboración de téjate y tlayudas (Diego-Flores et al., 2023).

Como sistema de cultivo, el maíz se siembra prácticamente en todas las comunidades del estado de Oaxaca (Vásquez et al., 2017), y las variaciones morfológicas (forma y tamaño de la mazorca y plantas) observadas a través del ciclo de vida de la planta, se han generado gracias a la relación entre las diferentes condiciones ambientales (humedad, tipo de suelo, orografía) presentes en el territorio, así como la aplicación del conocimiento tradicional. Por otro lado, los productores locales han logrado reconocer caracteres ecológicos como las diferencias en la respuesta a la presencia de enfermedades y plagas, y así denominar una variedad tradicional (llamada también: variedad criolla, nativa o local. Este proceso es constante, debido a que cada año el maíz se expone a variaciones en el ambiente y los agricultores van seleccionando la semilla que mejor responda a estas condiciones (Rendón-Aguilar et al., 2015).

2.3. Metabolitos secundarios

Una característica única de las plantas, además de la fotosíntesis, es su habilidad para formar varios compuestos especializados de bajo peso molecular que no participan en el metabolismo primario, puesto que, los metabolitos primarios son cruciales para el crecimiento y desarrollo de la planta (Zagoskina et al., 2023), mientras que los metabolitos secundarios son moléculas orgánicas que no parecen tener función directa en procesos respiratorios, fotosintéticos, asimilación de nutrientes, transporte de solutos o síntesis de carbohidratos, proteínas, lípidos (Martin 2018), ya que son vistos como compuestos esenciales para la relación de la planta con el medio ambiente (Zagoskina et al., 2023). Además, algunos grupos no están distribuidos uniforme en el reino vegetal, es decir, no todos los metabolitos secundarios está presentes en todos los grupos de plantas, se sintetizan en pequeñas cantidades y no de forma generalizada,

estando a menudo su producción restringida a un determinado género, familia o incluso a algunas especies de plantas (Martin 2018).

Los metabolitos secundarios están vinculados a los metabolitos primarios por enzimas biosintéticas y bloques de construcción (Abdul y M., 2021), y protegen a las plantas contra estrés biótico y abiótico, incluyendo depredadores, infecciones, radiación ultravioleta, estrés hídrico o salino, además de aportarles sabor y color a las frutas y verduras (Gasaly et al., 2020). Estos compuestos se encuentran clasificados en terpenos, alcaloides, glucósidos cianogénicos y polifenoles (Zagoskina et al., 2023).

2.3.1. Compuestos fenólicos

Los polifenoles o compuestos fenólicos son una familia de compuestos orgánicos naturales, presentes principalmente en frutas, verduras y cereales (Brimson et al., 2021). Estos compuestos participan en el sistema de defensa de las plantas y en su respuesta de adaptación al medio ambiente (Rocchetti et al., 2022), por lo que la producción de estos metabolitos es esencial para el crecimiento, desarrollo y protección de la planta contra varios factores bióticos y abióticos (Zagoskina et al., 2023). Además, que desempeñan una función estructural y contribuyen a las características organolépticas de frutas, flores y hortalizas (Rocchetti et al., 2022).

Estos pueden ser un compuesto simple o un polímero complejo. Los cuales están categorizados en varias clases y subclases basado en su estructura química, el número de anillos fenol (Figura 2.2.), la posición de grupos funcionales o el esqueleto de carbono. Y actualmente, se han identificado más de 10,000 compuestos fenólicos (Zagoskina et al., 2023), los cuales están clasificados comúnmente como flavonoides y no-flavonoides (ácidos fenólicos, lignanos y estilbenos) (Figura 2.3.) (Lund 2021). Sus propiedades están influenciadas por su estructura química, ya que su habilidad para formar puentes de hidrogeno (intermolecular e intramolecular) radica en el grado de hidroxilación del anillo benceno y la posición del grupo hidroxilo. Del mismo modo, la presencia de grupos hidroxilo y carboxilo en sus moléculas, permite que formen conjugados con azúcares, ácidos orgánicos, aminas vegetales y otros. Con lo cual se sintetizan compuestos glucosídicos, metilados, metoxilados y acilados de naturaleza fenólica (Zagoskina et al., 2023).

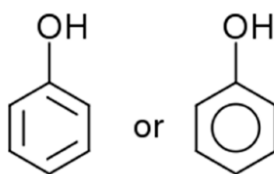


Figura 2. 2. Estructura de un fenol (Zagoskina et al., 2023)

NON-FLAVONOIDS:

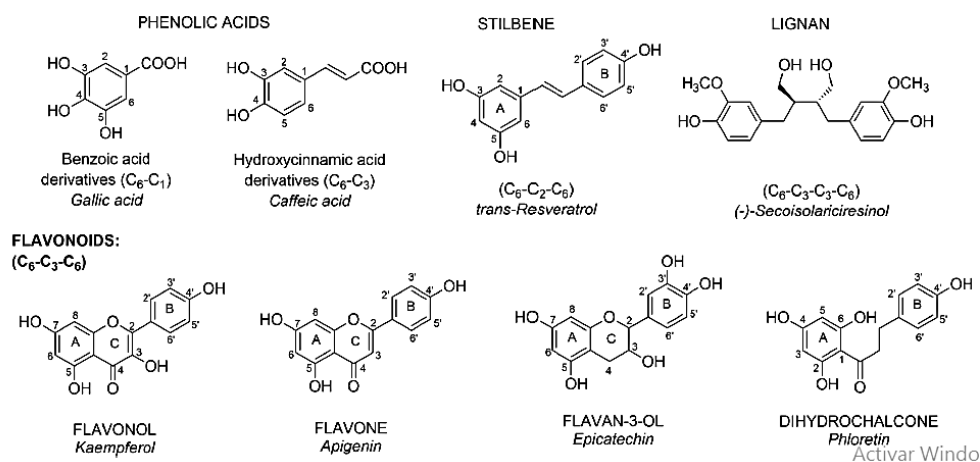


Figura 2. 3. Ejemplos de compuestos fenólicos encontrados en plantas y frutas, agrupados en no flavonoides y flavonoides (Lund, 2021).

Estos compuestos se caracterizan por tener propiedades antioxidantes y propiedades de unión, que se atribuyen a su actividad quelante de metales y a su afinidad por proteínas, incluyendo enzimas, proteínas de transporte y receptores. Estas propiedades determinan la actividad biológica de estos metabolitos secundarios tanto en las células vegetales como animales (Zagoskina et al., 2023).

El maíz es de los cereales que mayor cantidad de compuestos fenólicos acumula en sus granos, los cuales se integran principalmente en dos grupos: los ácidos fenólicos y los flavonoides (Salinas-Moreno et al., 2023).

2.3.1.1. Ácidos fenólicos

Estos compuestos están ampliamente distribuidos en diferentes productos vegetales e intervienen en diversos procesos bioquímicos. Contienen un grupo fenilo sustituido por un grupo carboxilo y al menos un grupo hidroxilo (Rocchetti et al., 2022). Los ácidos fenólicos, raramente se encuentran de forma libre, a menudo están unidos por enlaces éter, acetal o éster a componentes estructurales de una célula vegetal (celulosa, proteínas, lignina), moléculas orgánicas más pequeñas (ácido tartárico, glucosa), moléculas más grandes (flavonoides) o productos naturales (terpenos) (Samec et al., 2021).

Existen dos clases de ácidos fenólicos: los ácidos hidroxibenzoicos y los ácidos hidroxicinámicos (Figura 2.4.) (Ratnavathi 2019). Los ácidos hidroxibenzoicos son derivados del ácido benzoico, como el ácido *p*-hidroxibenzoico produciendo, ácido salicílico, ácido gálico y ácido vainílico. Las hidroxilaciones y metilaciones en la estructura del anillo aromático producen variaciones en la estructura de los ácidos hidroxibenzoicos, y los ácidos hidroxicinámicos incluye a los ácidos *p*-cumárico, cafeico, ferúlico y sináptico, y sus conjugados esterificados y eterificados. Las formas conjugadas son ésteres de ácidos hidroxílicos como el quínico, shikímico y el ácido tartárico (Samec et al., 2021).

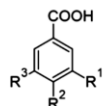
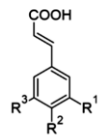
 hydroxybenzoic				 hydroxycinnamic			
	R ¹	R ²	R ³		R ¹	R ²	R ³
benzoic	H	H	H	cinnamic	H	H	H
gallic	OH	OH	OH	caffeic	OH	OH	H
protocatechuic	OH	OH	H	p-coumaric	H	OH	H
p-hydroxybenzoic	H	OH	H	ferulic	OCH ₃	OH	H
vanillic	OCH ₃	OH	H	sinapic	OCH ₃	OH	OCH ₃

Figura 2. 4. Las estructuras de la mayoría ácidos fenólicos (Samec et al. 2021).

Estos compuestos están presentes en todos los cereales, por ejemplo, los ácidos fenólicos libres se encuentran en las capas externas del grano (pericarpio, testa y aleurona), mientras que los ácidos fenólicos ligados se asocian a la pared celular (Ratnavathi, 2018). Así mismo, los ácidos fenólicos presentes en maíz pigmentado son de gran importancia debido a su actividad biológica. Los reportados principalmente en estas variedades son el ácido *p*-cumárico, gálico y ferúlico (Libron et al., 2021), siendo este último el más abundante, localizado básicamente en el pericarpio y la capa de aleurona (Bani et al., 2023).

2.3.1.2. Flavonoides

Los flavonoides son una clase de metabolitos secundarios de bajo peso molecular con estructura de polifenoles (Shah y Smith 2020), los cuales presentes en vegetales, frutas, flores, hierbas, tallos, cereales, nueces y semillas (Figura 2.5.) (Chen et al., 2023), por lo que son considerados compuestos polifenólicos naturales, los cuales exhiben una multitud de actividades biológicas (Liga et al., 2023). Son responsables de las características de color, olor y sabor (Shah y Smith 2020), por lo que constituyen uno de los principales pigmentos, como las antocianinas (pigmentos rojo, naranja, azul y morado); chalconas y auronas (pigmentos amarillos); y flavonoles y flavonas (pigmentos blanco y amarillo pálido) (Liu et al., 2021). Además, son responsables de muchas funciones, como atraer insectos polinizadores, regular el crecimiento celular y proteger contra el estrés biótico y abiótico. Por ejemplo, los flavonoides vegetales pueden funcionar como moléculas de señalización, filtros UV y captadores de especies reactivas de oxígeno (ROS), además que tienen varias funciones en la tolerancia a la sequía, el calor, la congelación (Dias et al., 2021), la infección por patógenos y la alimentación de insectos. Por lo que algunos flavonoides tienen un papel impórtate en la defensa y desarrollo de la planta (Liu et al., 2021).

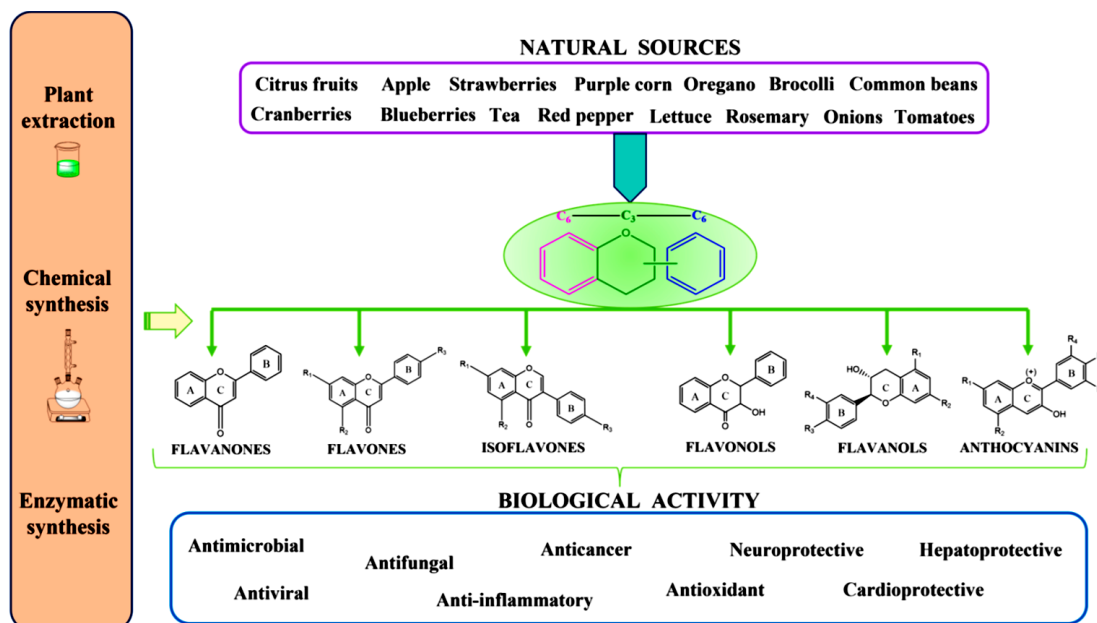


Figura 2. 5. Fuentes naturales de flavonoides, posibilidades de obtención y actividad biológica (Liga et al., 2023)

Su estructura está compuesta por una pareja de dos anillos fenólicos unidos por un anillo heterocíclico de 3 carbonos (C6-C3-C6), en total tienen un esqueleto de 15 carbonos (Figura 2.6.) (Aboody y Mickymaray 2020). La ubicación del anillo B del catecol en el anillo C del pirano, el número y la posición de los hidroxilo en el catecol del anillo B influye en la capacidad antioxidante de los flavonoides. Los grupos funcionales hidroxilo en los flavonoides pueden donar electrones por resonancia para estabilizar los radicales libres y mediar la protección antioxidante (Días et al., 2021).

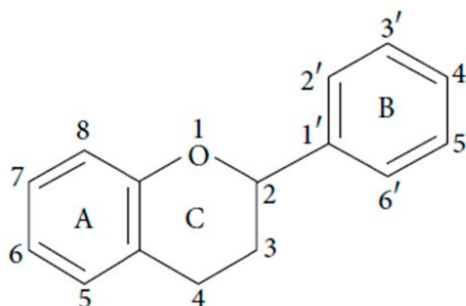


Figura 2. 6. Estructura base de un flavonoide (Zagoskina et al., 2023).

Estos pueden ser clasificados en diferentes grupos dependiendo del grado de oxidación del anillo heterocíclico o el número de hidroxilos o grupos metilo en los anillos benceno (Liu et al., 2021), los cuales pueden producir varios derivados y subclases de compuestos con diferentes sustituciones en la estructura básica. Los subgrupos principales de flavonoides son: flavonoles, flavonas, flavanonas, flavanoles, antocianinas, isoflavonas y chalconas (Chen et al., 2023), pero también se pueden encontrar otros compuestos como las auronas, estilbenos, flobafenos, proantocianidinas y leucoantocianidinas (Figura 2.7.). De igual forma, varias modificaciones (glicosilación, acilación y otras) y la polimerización conduce a la formación de un gran número de compuestos del tipo flavonoide (Liu et al., 2021).

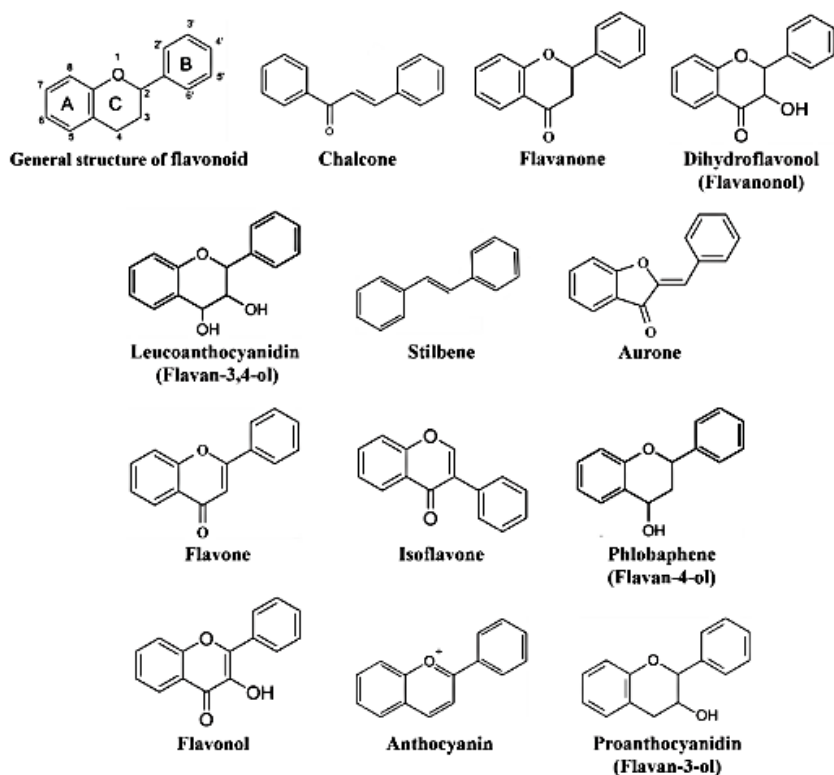


Figura 2. 7.Estructura general de flavonoides (Liu et al., 2021).

Los flavonoides suelen aparecer en la naturaleza tras sufrir reacciones de glicosilación, esterificación y polimerización. Por ejemplo, la polimerización de flavan-3-oles, como la catequina y la epicatequina (Figura 2.8.), dan lugar a moléculas grandes conocidas como taninos

condensados, los cuales se encuentran usualmente en bayas, frutos secos y cereales (Rocchetti et al., 2022).

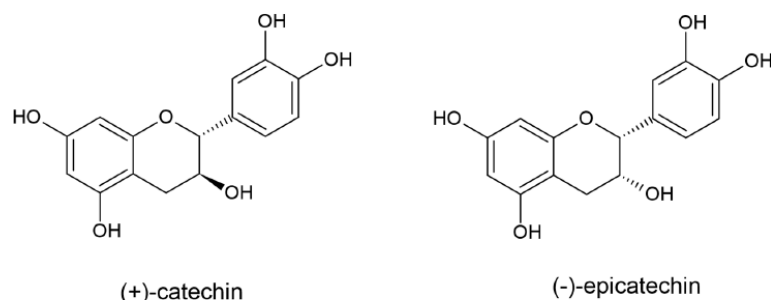


Figura 2. 8. Estructuras de flavan-3-oles catequina y epicatequina (Šamec et al., 2021).

2.4. Hongos Microscópicos

Los hongos pertenecen a un amplio grupo de organismos, que se clasifican en el reino Fungi (McConnaughey, 2014), se aíslan prácticamente de cualquier ambiente, superficie y organismo vivo, por lo que son uno de los grupos más grandes (Zaragoza, 2018), ya que esta específicamente adaptados para crecer en superficies sólidas y también para invadir sustratos y tejidos (McConnaughey, 2014), por lo que se consideran organismos ubicuos, es decir que son capaces de colonizar todas las matrices (suelo, agua, aire). Son organismos únicos debido a sus características morfológicas, fisiológicas y genéticas (Villalba, 2021). Son eucariontes, que presentan un núcleo bien diferenciado con membrana nuclear bien organizada; tienen pared celular conformada por polisacáridos, polipéptidos y quitina; están formados por un complejo fúngico llamado micelio, poseen membrana celular formada por ergosterol (Figura 2.9.) y son heterótrofos (Arenas & Torres, 2020).

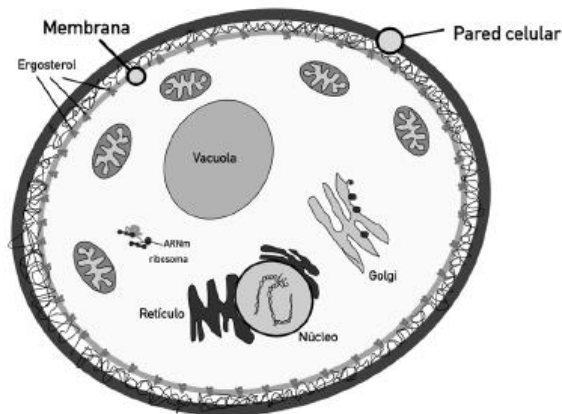


Figura 2. 9.Célula fúngica (Zaragoza, 2018)

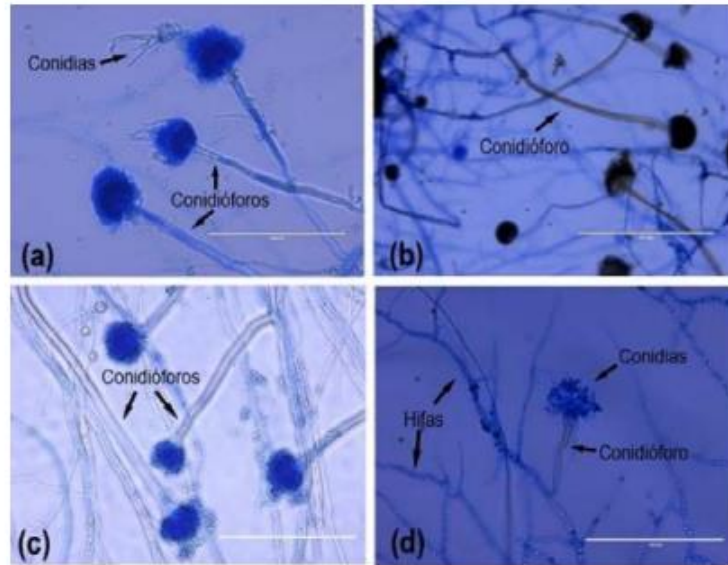
Más del 60% de las especies de este reino son microscópicas, lo cual está determinado por el tamaño de su cuerpo fructífero, también conocido como esporóforos o conidióforo (Villalba, 2021). Los hongos microscópicos se dividen en dos grupos: hongos filamentosos, los cuales crecen formando filamentos alargados, y las levaduras que son capaces de mantenerse en forma unicelular la mayor parte de su vida (Zaragoza, 2018), sin embargo, la morfología de los hongos no es fija, ya que algunos hongos dimórficos, pueden adoptar una morfología de levadura dependiendo de las condiciones ambientales (Estrada & Ramírez, 2019).

Muchos hongos tienen aplicaciones biotecnológicas, pero también tienen su lado negativo ya que algunos hongos son contaminantes frecuentes del maíz, arroz, trigo, tomates y otros cultivos, generando pérdidas anuales en los cultivos y algunos pueden causar enfermedades en los seres humanos (Zaragoza, 2018).

2.4.1. Hongos filamentosos

Los hongos filamentosos, conocidos como mohos, están formados por células llamadas hifas, las cuales, al ramificarse forman el micelio (red entrecruzada de hifas) (Villalba, 2021). En la mayoría de los hongos, la quitina constituye la pared celular la cual está dispuesta en microfibrillas como la celulosa, y en algunos grupos de hongos otros polisacáridos como mananos, galactanos y quitosán reemplazan a la quitina. Formada por carbohidratos (80-90%),

las proteínas, polifosfatos y iones inorgánicos son el material cementante (Suárez-Contreras & Peñaranda-Figueroa 2022).



3.

Figura 2. 10. Estructuras microscópicas de micromicetos: (a-c) conidios y conidióforos: (d) hifas, conidios y conidióforos. Barras de escala: (a) 100 μm , (b) 200 μm , (c) 100 μm , (d) 50 μm . Microscopia óptica (Villalba, 2021).

Las hifas que crecen sumergidas o en la superficie de un medio de cultivo se llaman hifas vegetativas y las que se proyectan por encima de la superficie del medio se conocen como hifas aéreas las cuales dan lugar a estructuras especializadas o conidias (Estrada & Ramírez, 2019). El crecimiento de las hifas ocurre por extensión de su punta, no por división celular a lo largo del filamento. Algunas hifas forman paredes transversales (hifas septadas), en tanto que otras no lo hacen (hifas no septadas o cenocíticas) (Levinson et al., 2022). Estas también pueden ser hialinas o pigmentadas (Gómez, s/f).

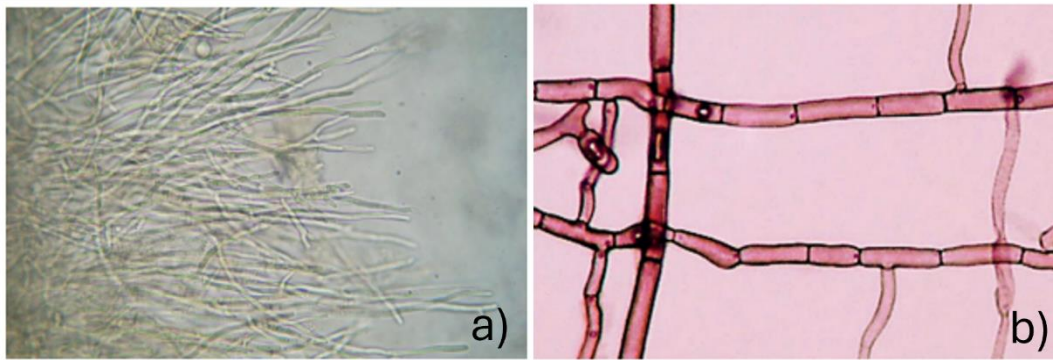


Figura 2. 11. Hifas: a) Hifas hialinas segmentadas a grandes intervalos denominadas cenocíticas (400x), b) Hifas pigmentadas, con septos regulares a poca distancias entre si (1000x) (Gómez, s/f).

2.4.2. Reproducción

Los hongos pueden presentarse como organismos separados con diferente morfología y formas de reproducción. Las formas con reproducción sexual se conocen como teleomorfos, las asexuales como anamorfos y los hongos que presentan ambas formas se llaman holomorfos, por lo que tienen un ciclo de vida particular (Guarro, 2012).

Los hongos filamentosos pueden reproducirse por la fragmentación de las hifas o mediante la formación de estructuras especializadas, conidiógenas o esporangios, las cuales producen las esporas que pueden ser sexuales o asexuales. Cuando estas son externas reciben el nombre de conidios, y solo en los Zigomicetos son internas y se llaman endosporas o esporangiosporas (Estrada & Ramírez, 2019). La mayoría de las esporas proporcionan un medio de diseminación, pero otras están diseñadas para sobrevivir en condiciones desfavorables (Zabel & Morrell, 2020), como condiciones extremas de frío y escasez de agua (McConnaughey, 2014).

En los hongos filamentosos, las esporas asexuales se forman directamente a partir de un hifa sin división meiótica y las esporas sexuales se forman a partir de células hifales donde la fusión nuclear y la meiosis han precedido a la separación en esporas (Zabel & Morrell, 2020). La reproducción asexual se produce mediante esporas vegetativas o mediante fragmentación del micelio, donde este se separa en fragmentos y cada uno crece hasta convertirse en un micelio independiente (McConnaughey, 2014). La reproducción asexual es más sencilla y es donde se forman nuevos hongos genéticamente idénticos al progenitor, por lo que es la más importante

para la propagación de la especie, porque el ciclo asexual se repite varias veces al año y permite la producción de numerosos individuos (Estrada & Ramírez, 2019). Y en la reproducción sexual, una célula diploide se origina a partir de dos células del tipo sexual diferentes que se fusionan y puede reproducirse y mantener la diploidía o entrar en meiosis y producir una progenie de esporas haploides según la especie, (Zaragoza, 2018).

2.4.3. *Aspergillus*

El género *Aspergillus* (Figura 2.12.) se consideran un grupo complejo de ascomicetos que comprende 359 especies aceptadas. Son descritos como hongos filamentosos (García-Conde et al., 2024), y están incluidos en seis subgéneros: *Circumdati*, *Nidulantes*, *Aspergillus*, *Fumigati*, *Polypaecili* y *Cremeri*, y en cada uno de estos se encuentran varias secciones de especies relacionadas (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

Las especies de este género están distribuidas ampliamente en el ambiente, crecen en materia orgánica en descomposición, plantas, animales, el suelo, aire, en los hábitats marinos y de agua dulce. Pueden utilizar diferentes tipos de sustratos orgánicos y adaptarse fácilmente a diferentes condiciones ambientales, producen conidios asexuales que se desplazan fácilmente por el aire y son altamente tolerantes al estrés; además, pueden producir ascosporas sexuales persistentes en el medio ambiente (Vargas et al., 2021). Requieren del 70 al 90% de humedad relativa ambiental y de un 15 a 20% de contenido de agua en el sustrato, pueden crecer en temperatura de 0 a 45°C y a una baja concentración de oxígeno, estas características adaptativas facilitan su subsistencia (Espinosa-Plascencia y Bermúdez-Almada, 2023). Cuando los conidios se depositan en un sustrato adecuado, germinan cuando las condiciones son propicias, colonizando los sustratos mediante el proceso de degradación. Los cultivos y productos agrícolas, en particular los alimentos y piensos, son los sustratos más comunes de *Aspergillus*, lo que provoca su pudrición o deterioro (Zakaria, 2024).

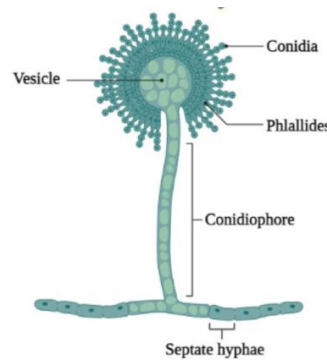


Figura 2. 12. Partes y estructura del hongo *Aspergillus* spp. (García-Conde et al., 2024).

El diámetro, la coloración del anverso y reverso, y textura de las colonias, la presencia de esclerocios, las gotas de exudado y el pigmento difusivo, la disposición de las fiálides sobre la vesícula, las medidas de los estipes, las vesículas y las fiálides, el color de los conidios, de las células de Hulle y de las ascosporas (Figura 2.13.) son características macro y microscópicas del género *Aspergillus* (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023). Su crecimiento cubren toda la superficie de los medios de cultivos formando micelios extendidos (García-Conde et al., 2024) y dependiendo de la especie, la coloración de las colonias puede ir de blanco a amarillo, marrón, verde o negro (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

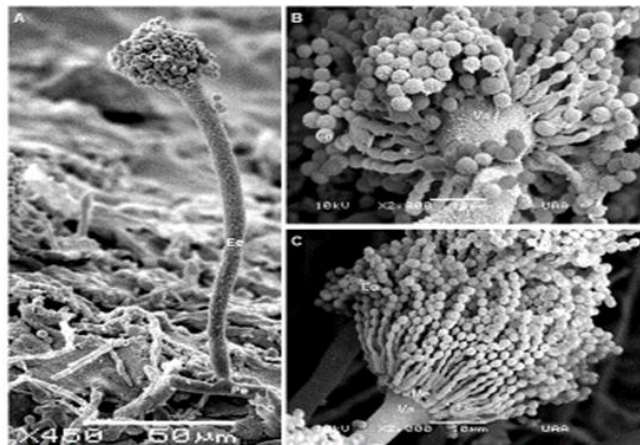


Figura 2. 13. Estructuras morfológicas del género *Aspergillus*: A) Conidióforo: Cc=Cabeza conidial, Ee= Estípites, Pe= Célula pie, Mo=Micelio. B) Cabeza conidial uniseriada: Co= conidio o espóra, Fe= Fiálides, Va= Vesícula. C) Cabeza conidial biseriada: Co= Conidio, Fe= Fiálides, Va=Vesícula, Me= Métula (Rangel-Muñoz et al., 2020).

El género *Aspergillus* contiene varias especies que afectan los cultivos agrícolas tanto en el campo como en la postcosecha (Zakaria, 2024), por lo que, son responsables de alteraciones en plantas y productos almacenados, ya que al ser mohos oportunistas prosperan en condiciones de almacén (García-Conde et al., 2024), ya que, tienen la habilidad de sobrevivir como saprófitos bajo diferentes condiciones ambientales, lo cual hace que puedan permanecer en los granos por largos periodos (Carranza-Mesén et al., 2022). Por otro lado, algunas especies son micotoxigénicas, es decir, producen micotoxinas en los tejidos vegetales lo que provoca la contaminación de productos agrícolas (Zakaria, 2024).

2.4.3.1. *Aspergillus parasiticus*

Aspergillus parasiticus es un hongo filamentoso con colonias planas y aterciopeladas de color verde con centros lanudos formando una masa de esporas en su superficie, su micelio es de apariencia algodonosa, abundante y denso. Produce conidios rugosos o espinosos, de uniformidad esferoidal y relativamente pesados. Esta presente frecuentemente en zonas tropicales y subtropicales, y se puede encontrar en suelos provocando daño a los frutos (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

En general *Aspergillus parasiticus* se considera un hongo saprofito no especializado, ya que puede degradar biopolímeros como celulosa, pectina, lignina y lípidos en el suelo mediante sus enzimas catabólicas (Seböck et al., 2016). Es considerado un patógeno oportunista, que puede contaminar cereales, en particular el maíz, tanto en el campo como en el almacenamiento (Latham et al., 2023). Esta especie se encuentra dentro de los hongos que comúnmente atacan al maíz (*Zea mays*), causando contaminación y daño en los granos, así como pérdidas económicas debido a su presencia durante los periodos de cosecha y almacenamiento, ya que puede colonizar a las plantas de maíz estresadas por la temperatura, sequía y falta nutrientes (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

2.4.3.2. Producción de aflatoxinas

Las micotoxinas son metabolitos secundarios producidos por algunos hongos filamentosos que se encuentran en alimentos y piensos. La presencia de estos compuestos en la cadena alimentaria

es motivo de preocupación debido a su capacidad para inducir efectos tóxicos agudos y crónicos en la salud animal y humana (Lorán et al., 2022).

Las aflatoxinas son micotoxinas de bajo peso molecular que se caracterizan por ser cristalinas e inodoras, su color puede ser blanco o amarillo pálido, son solubles en solventes orgánicos como metanol, cloroformo, acetonitrilo y acetona. Cuando se someten a procesos de pasteurización, tostado y horneado, presentan poca o nula descomposición, por lo que son muy estables a temperaturas que superan los 100°C. Existen cuatro tipos principales de aflatoxinas: AFB₁, AFB₂, AFG₁ y AFG₂, y se les ha denominado como B₁, B₂, G₁ y G₂, con base en su fluorescencia (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023). Estas toxinas pueden ser producidas por especies de hongos del género *Aspergillus*, y contaminar una gran variedad de productos agrícolas, especialmente los cereales (Rangel-Muñoz et al., 2020).

La sección Flavi de *Aspergillus* incluye a especies de hongos como *Aspergillus flavus* y *Aspergillus parasiticus*, los cuales pueden producir aflatoxinas (AF) (Katati et al., 2024). El primero produce AFB₁ y AFB₂, mientras *Aspergillus parasiticus* produce los cuatro tipos, AFB₁, AFB₂, AFG₁ y AFG₂ (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

La contaminación por aflatoxinas se produce por la infección de cultivos, los hongos se dispersan desde el suelo, la materia orgánica y los huéspedes alternativos hasta los cultivos en desarrollo. La infección de cultivos y la consiguiente producción de aflatoxinas son elevadas en condiciones cálidas y se secas, durante el desarrollo del cultivo; cálidas y húmedas después de la maduración o la cosecha (Kachapulula et al., 2017). Sin embargo, se requiere la presencia del hongo productor y de las condiciones ambientales que favorezcan su producción, por lo que, la formación de aflatoxinas no es un proceso continuo. Factores como el contenido químico del sustrato, la cantidad de agua, las condiciones ambientales (humedad, temperatura, la concentración de CO₂ y el oxígeno), daños mecánicos en los granos, el tipo de planta, el uso de fungicidas y plaguicidas, la presencia de insectos y el número de esporas, influyen en la propagación del hongo y la producción de aflatoxinas. Por lo que, no existe relación directa entre la presencia del hongo y la concentración de la toxina; es decir, el hongo que produce aflatoxinas puede ya no estar presente y el alimento tener una concentración considerable de ellas (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

En el campo, los daños causados por aves e insectos en el cultivo de maíz contribuyen a la proliferación de micotoxinas, y, además, durante el almacenamiento, la presencia de plagas aumenta la humedad en los granos, lo que favorece la presencia de toxinas fúngicas (Cabrera-Meraz et al., 2021). La contaminación con aflatoxinas estará influenciada por el tiempo de la cosecha, el proceso de secado de los granos y de su almacenamiento (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

III. Antecedentes

Debido a la importancia que tiene el maíz (*Zea mays* L.) en la alimentación, estudios se han enfocado en conocer la composición química y nutrimental de los granos, así como cuantificar y evaluar la actividad biológica de los metabolitos secundarios presentes en diferentes variedades de maíz pigmentado, ya que, se ha reportado que estos son ricos en compuestos fenólicos, a los cuales se les atribuye actividad antioxidante.

En el estado de Oaxaca, Martínez-Martínez et al. (2019) evaluaron si las áreas de cultivo e interacción con diferentes accesiones afectaba el contenido de compuestos fenólicos y actividad antioxidante en maíces pigmentados nativos de Oaxaca. Recolectaron 30 muestras de maíz amarillo, 13 de rojo y 15 de azul, en 39 municipios de Valles centrales, Sierra Norte, Sierra Sur, Mixteca y Papaloapan. Evaluaron el contenido de antocianinas, fenoles, flavonoides y actividad antioxidante por DPPH y FRAP (capacidad de reducción del hierro), concluyendo que el sitio de cultivo tuvo efectos significativos en la concentración de estos compuestos fenólicos, así como en su actividad antioxidante. Rodríguez-Salinas et al. (2020) analizaron 15 genotipos de maíces nativos obtenidos de comunidades rurales de Nuevo León, México. De las cuales cuantificaron fenoles totales en un rango de 349.39 a 485.71 mgGAE/100 g, total de flavonoides de 24.00 a 105.75 mgCE/100 g, taninos condensados de 33.70 a 158.55 mgCE/100 g y antocianinas de 1.38 a 74.52 mgC3GE/100 g. Además de evaluar la actividad antioxidante por DPPH⁺, ABTS⁺, FRAP y ORAC, con resultados de 1127.70 a 1875.70, 2826.90 a 4263.90, 730.94 a 1340.65 y 3484.80 a 5592.60 expresado en $\mu\text{molTE}/100\text{ g}$ respectivamente.

Por otra parte, han analizado de manera más específica que compuestos fenólicos están presentes en los extractos por medio de técnicas como HPLC (High-Performance Liquid Chromatography). Donde han encontrado la presencia de ácidos fenólicos, como los reportados por Libron et al. (2021), donde analizaron 10 muestras de maíz pigmentado de diferentes regiones de Filipinas, en las que encontraron ácido *p*-cumárico, ferúlico y gálico, en concentraciones de 44.24 a 96.32 $\mu\text{g/g}$, 1.79 a 4.93 $\mu\text{g/g}$ y 9.84 a 25.74 $\mu\text{g/g}$ respectivamente. Además, reportaron presencia de zinc, hierro y la composición proximal, donde obtuvieron grasa en un rango de 4.14-5.67%, proteína de 9.28-15.87%, fibra de 1.30-3.84%, ceniza 1.22-1.62%. Y Razgonova et al. (2022) utilizaron HPLC, espectrometría de masas y localización por

microscopia confocal para la localización de fitoquímicos nutricionales en los tejidos vegetales de granos de *Zea mays* L. (var. *Pioneer*). Encontraron que las antocianinas se encuentran principalmente en la capa de aleurona del grano, y la técnica de HPLC en combinación con la espectrometría de masas reveló la presencia de 56 compuestos, incluyendo 30 polifenoles. Además, con la microscopia confocal determinaron que las antocianinas se encuentran principalmente en la capa de aleurona del grano y que el pericarpio contiene de 30-34 veces más fenoles totales que el endospermo.

A estos compuestos fenólicos se les ha atribuido no solo actividad antioxidante, sino también antimicrobiana y antifúngica. Por lo cual algunos estudios se han centrado en evaluar si existe relación entre la presencia de estos compuestos con el desarrollo de algunos hongos, por ejemplo, Istúriz-Zapata et al. (2019) le atribuyeron la disminuyeron en la producción de esporas de *Fusarium solani* y disminución en los porcentajes de germinación en *Rhizopus stolonifer*, *Colletotrichum acutatum* y *Penicillium oxalicum*, a la presencia de fenoles y antocianinas presentes en los extractos de la piel de higo. Landoni et al. (2020) observaron el rol de los flobafenos y otros flavonoides acumulados en el pericarpio de maíz contra el ataque de *Fusarium* y la acumulación de fumonisinas. Sus datos concuerdan con resultados previos, donde sugieren que estos compuestos están implicados en la resistencia del grano contra la infección por hongos. En particular en la disminución de la cantidad de fumonisinas en líneas coloreadas lo cual podría ser un efecto directo de los flobafenos o al efecto barrera debido al aumento del espesor del pericarpio en líneas coloreadas en comparación con las que no poseen color, ya que encontraron correlación entre la acumulación de flobafenos y el espesor del pericarpio.

Otros estudios han evaluado el efecto del extracto de maíz, por ejemplo, Salinas-Moreno et al. (2023), probaron el extracto de 60 accesiones de grano azul morado, 34 accesiones de grano rojo y 25 accesiones de grano rojo ladrillo contra el desarrollo de *Fusarium oxysporum*, concluyendo que los granos poseían actividad antifúngica asociada al color del grano, no obstante, era necesario determinar que compuestos fenólicos están involucrados en la actividad antifúngica del grano de maíz. Por esta razón, se ha vuelto de interés en diversas investigaciones conocer que compuestos bioactivos están presentes en el maíz con grano pigmentado, así como evaluar su actividad antioxidante y su efecto sobre el desarrollo de hongos patógenos.

IV. Planteamiento Del Problema

El maíz, es un cereal altamente cultivado y consumido en México, y su capacidad de adaptación a diferentes condiciones ambientales ha permitido que exista una amplia diversidad de razas nativas con diferentes coloraciones en el grano. No obstante, estas variedades se producen y consumen principalmente en comunidades rurales e indígenas. Por otro lado, pueden existir alteraciones en las plantas o granos almacenados, debido a la contaminación por hongos del género *Aspergillus*, en particular *Aspergillus parasiticus*. Algunas cepas de esta especie pueden producir aflatoxinas, toxinas altamente tóxicas, y su presencia en el maíz afecta la calidad de los granos constituyendo un riesgo de seguridad alimentaria, para la salud humana e influye en la economía agrícola.

Por otra parte, aunque se ha documentado la composición química y presencia de compuestos fenólicos con actividad bioactiva en diversas variedades de maíz nativo con grano pigmentado, existe aún limitada evidencia sobre el efecto que los compuestos presentes en los extractos de maíz nativo raza Bolita perteneciente a los Valles Centrales de Oaxaca, pueden tener sobre el desarrollo *in vitro* de hongos patógenos como *Aspergillus parasiticus*. Por lo que se plantea la siguiente pregunta de investigación: ¿Cuál es la composición química de los granos de maíz azul y rojo raza Bolita de Valles Centrales de Oaxaca, y que efecto tienen sus extractos sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus in vitro*?

V. Justificación

En México, el maíz (*Zea mays* L.) es considerado el cultivo más importante y un alimento básico de la dieta diaria de cualquier estrato social, ya que aporta un porcentaje importante de calorías, especialmente para las poblaciones más vulnerables socioeconómicamente (Mex-Álvarez et al., 2018), por lo que es considerado un elemento estratégico para la soberanía y seguridad alimentaria (González-Cortés et al., 2016). Además, concentra la mayor diversidad de razas nativas, las cuales forman parte del sustento de miles de familias que viven en la ruralidad (SEGALMEX, 2024).

Sin embargo, se estiman pérdidas del 5 al 10% de la producción mundial debido al deterioro de los alimentos por hongos, lo cual es considerado un problema global, causando degradación, deterioro en su calidad y un impacto económico negativo (Orizano-Ponce et al., 2024). Las pérdidas causadas por especies de hongos productores de micotoxinas es un problema común en la producción de granos, como el maíz, especialmente en países donde se cultiva dos veces al año (Cabrera-Meraz et al., 2021). Dentro de estos hongos se encuentra *Aspergillus parasiticus*, el cual es responsable de alteraciones en plantas y productos almacenados (García-Conde et al., 2024). Algunas cepas pueden sintetizar aflatoxinas, las cuales debido a su extensa distribución en los alimentos y su alta toxicidad, son las micotoxinas de mayor preocupación en seguridad alimentaria, además, que pueden alterar la calidad del maíz y sus alimentos derivados (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023). Su presencia en productos durante la postcosecha, generan cambios cualitativos nutricionales y sensoriales, ya que la infección provoca sabores u olores desagradables, podredumbre y decoloración, además de ser un potencial riesgo para la salud humana y animal, e influyen negativamente en la economía mundial (García-Conde et al., 2024), debido al impacto en el rendimiento de los cultivos, la productividad animal y el comercio internacional (Latham et al., 2023).

Se estima que entre el 60 y 80% del suministro mundial de cultivos está contaminado por micotoxinas (Latham et al., 2023). Por este motivo, diversas investigaciones han evaluado la presencia de aflatoxinas en maíz, por ejemplo, García et al., (2019) en Tlaxcala, reportaron que el 100% de las muestras analizadas estaban contaminadas con aflatoxinas, aunque los niveles estaban en los límites permisibles, estos granos contaminados pueden llegar a contaminar a otro

tipo de semillas. En el estado de Veracruz, Wall-Martínez et al. (2019) analizaron 120 muestras de tortillas de maíz, donde reportaron que el 2.5% excedía los límites permitidos por la legislación mexicana y la aflatoxina B1 estaba presente en el 83% de las muestras, lo cual indica que esta toxina es resistente a procesos térmicos y su presencia persiste en productos derivados de maíz. En la Ciudad de México el 95% del maíz blanco y 60% del maíz amarillo evaluado se encontraba contaminado con aflatoxinas (Lee et al., 2023).

Por otra parte, el uso de extractos de plantas ricos en compuestos fenólicos contra hongos toxigénicos se está extendiendo cada vez más en la investigación. La mayoría de los polifenoles están presentes de forma natural en los alimentos en forma de micronutrientes (Ahmed et al., 2022), y estos se caracterizan por tener propiedades antioxidantes y propiedades de unión a enzimas, proteínas de transporte y receptores, lo cual determina su actividad biológica, tanto en las células vegetales como animales (Zagoskina et al., 2023). Las razas nativas de maíz con grano pigmentado contienen compuestos fenólicos con capacidad antioxidante. Estos compuestos son sintetizados por la planta durante su crecimiento, reproducción (Rodríguez-Salinas et al., 2020), y como respuesta a condiciones de estrés biótico, el cual surge de las interacciones con patógenos y plagas. Ya que las enfermedades causadas por bacterias, virus y hongos comprometen sus defensas, por lo que han desarrollado mecanismos de respuesta, entre los que están la modulación de metabolitos secundarios los cuales contribuyen a la defensa y adaptación de la planta frente al estrés ambiental (Khan et al., 2025).

Esta investigación contribuye para fortalecer el valor agregado de los maíces nativos de Oaxaca, ya que forman parte de la alimentación básica y sustento económico de comunidades indígenas, además que constituyen un pilar importante en la seguridad alimentaria y representan una fuente importante de diversidad genética y nutrimental. Por tanto, el objetivo de la presente investigación fue evaluar la composición química y fenólica de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus* *in vitro*.

VI. Objetivos

6.1. Objetivo general

Evaluar la composición química y fenólica de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita y su efecto sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus in vitro*.

6.2. Objetivos específicos

- a) Determinar la composición química, nutrimental y parámetros cromáticos del grano de maíz azul y rojo raza Bolita
- b) Cuantificar por pruebas espectrofotométricas, taninos condensados, flavonoides y polifenoles en los extractos de las variedades de maíz azul y rojo raza Bolita.
- c) Cuantificar la capacidad antioxidante, mediante las pruebas de DPPH $\cdot$ + y ABTS $\cdot$ +, en los extractos de las variedades de maíz azul y rojo raza Bolita.
- d) Determinar el efecto de los extractos de las variedades de maíz azul y rojo raza Bolita sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus in vitro*.

VII. Hipótesis

Los granos de maíz azul y rojo de la raza Bolita de los Valles Centrales de Oaxaca contienen compuestos químicos en concentraciones similares a las reportadas en la bibliografía, los cuales son necesarios para su desarrollo. Además, sintetizan compuestos fenólicos que aportan color a los granos y participan en la respuesta frente a factores bióticos. Estos compuestos también contribuyen al potencial antioxidante de sus extractos, por lo que su actividad bioactiva afecta el desarrollo *in vitro* de *Aspergillus parasiticus*.

VIII. Metodología

8.1. Composición nutrimental, química y parámetros cromáticos del grano de las variedades de maíz

8.1.1. Colecta e identificación racial

La muestra de maíz rojo fue colectada en San Francisco Telixtlahuaca (17.3176416 N, -96.9070607 E) y la de grano azul en Trinidad Zaachila (16.9372.1 N, -96.7967.1 E), localidades que pertenecen a los Valles Centrales del estado de Oaxaca, México. Ambas muestras de germoplasma se recolectaron en los meses de octubre-noviembre de 2023. Considerando los criterios descritos por Aragón et al. (2006) y CONABIO (2020) en cuanto a morfología y tamaño de la mazorca, número y granos por hilera, tamaño y forma del grano, el germoplasma se clasificó dentro del grupo racial Bolita.

8.1.2. Contenido nutrimental

Para el análisis del contenido nutrimental, se molieron 100 g de grano en un homogenizador hasta obtener una harina. Las determinaciones del contenido nutrimental del grano se realizaron con base a los métodos oficiales de la AOAC (2005), el contenido de proteína total por el método de Kjeldhal (método 984.13), fibra cruda (método 962.09), cenizas (método 942.05), extracto etéreo (método 920.039), humedad (método 930.15), mientras que el contenido total de carbohidratos fue determinado por diferencia según lo establecido por Nielsen (2017), donde a 100% se resta la suma del porcentaje de proteína, fibra cruda, ceniza, extracto etéreo y humedad.

8.1.3. Contenido de minerales

Para el análisis de minerales, 10 g de ceniza de las variedades de maíz fueron enviados al Departamento de Química Analítica el Servicio Geológico Mexicano, Centro experimental Oaxaca. El método para la determinación de elementos en minerales fue por disolución con 4 ácidos: ácido clorhídrico (HCl), ácido nítrico (HNO₃), ácido perclórico (HClO₄) y ácido fluorhídrico (HF)/ICP-OES.

8.1.4. Análisis de color del grano de maíz

El análisis de color de los granos de maíz fue realizado por reflectancia, utilizando el equipo HunterLab Ultra Scan Vis y el software EasyMachQC en el modo #2-RSIN Reflectance Specular Included-9.525 mm. Se obtuvieron los parámetros cromáticos del sistema CIE-LAB (L^* , a^* y b^*), donde L^* es la luminosidad, que indica si el color es claro ($51 \leq L^* \leq 100$) u oscuro ($0 \leq L^* \leq 50$) (Mendoza-Mendoza et al., 2017), a^* y b^* que son las coordenadas cromáticas, a^* (+) indica rojo y a^* (-) verde; b^* (+) amarillo y b^* (-) azul (Rodríguez-Salinas et al., 2020). A partir de estos dos últimos parámetros, se calculó el valor de h° (hue), que es el ángulo de tono que indica el cuadrante correspondiente al color de la muestra, donde 0° =rojo-purpura, 90° =amarillo, 180° =azul verdoso y 270° =azul (García-Campos et al., 2020), y es el parámetro que mayor asociación guarda con la apreciación visual del color (Salinas-Moreno et al., 2021); y el valor de C^* (cromaticidad), que es el índice de saturación de color, con valores elevados en colores puros y valores bajos en colores mate o de menor pureza de color. Utilizando las expresiones de $h^\circ = \arctg(b^*/a^*)$ y $C^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2}$ (Ballesteros et al., 2019). La imagen de color se obtuvo en el sitio web ColorHexa, donde se ingresaron los valores obtenidos para cada una de las muestras analizadas.

8.2. Obtención de extractos, cuantificación de taninos, flavonoides y fenoles totales

8.2.1. Preparación de los extractos

Se pesaron 100 g de granos de maíz de cada variedad, se homogenizaron y se tamizó a un tamaño de partícula de 0.5 mm (Malla #35 Laboratory Test Sieve No. 232647). Para la obtención de los extractos se siguió la técnica descrita por Hagerman (2002) con modificaciones, se pesó 1 g de la harina en una balanza analítica, se depositó en un matraz Erlenmeyer y se mezcló con 20 mL de solvente acetona: agua (70:30 v/v) (Reactivos Química Meyer). Se llevó a un baño sonicador (Cole-Parmer 8890) por 30 minutos, posteriormente se agitó en un agitador magnético (Thermo Scientific Cimarec) por 1 hora a 600 rpm y se centrifugó a 2500 g por 10 minutos. El sobrenadante se recuperó, se filtró en papel Whatman No. 4, se midió el volumen del extracto y se almacenó en frascos ámbar a -20°C hasta su análisis.

8.2.2. Cuantificación de taninos condensados

La cuantificación de taninos se realizó de acuerdo con el método descrito por Robles-Botero et al. (2020) con modificaciones. Para el análisis se tomaron 200 μL del extracto de cada variedad de maíz y se adicionaron 1.2 mL de una solución de vainillina al 4% en metanol. La mezcla se agitó en Vortex, y se dejó reposar durante 5 minutos, posteriormente se agregaron 1.650 mL de ácido clorhídrico al 36%, se preparó un blanco en el cual se sustituyó la solución de vainillina por metanol. La mezcla se mantuvo por 15 minutos en un baño de agua fría y oscuridad (5 ± 1 °C).

Se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 500 nm en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV), y utilizando una curva de calibración de catequina ($R=0.9934$) se calculó la concentración y se expresó en miligramos equivalentes de catequina por 100 gramos de muestra ($\text{mg EC } 100 \text{ g}^{-1}$).

8.2.3. Cuantificación de flavonoides

La cuantificación de flavonoides se realizó en base al método de cloruro de aluminio descrito por Salinas Moreno (2019) con modificaciones. En un tubo de ensayo se agregaron 3.4 mL de etanol (Reactivos Química Meyer) al 20% (etanol:agua v/v), 340 μL de extracto, 150 μL de NaNO_2 (Golden Bell Reactivos), se agitó en Vortex y se dejó reposar 5 minutos. Posteriormente se agregaron 150 μL de Cloruro de aluminio al 10% (Fermont PA), se agito en Vortex y se dejó reposar 5 minutos. Finalmente se agregó 1 mL de hidróxido de sodio (Fermont PA) 1 M, se agito en Vortex y se dejó reposar por 10 minutos.

Se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 506 nm en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV), y utilizando una curva de calibración de catequina ($R^2=0.9995$) se calculó la concentración y se expresó en miligramos equivalentes de catequina por 100 gramos de muestra ($\text{mg EC } 100 \text{ g}^{-1}$).

8.2.4. Cuantificación de polifenoles

La cuantificación de polifenoles se realizó en base al método establecido por Ricco et al. (2015). En un tubo de ensayo se agregaron 100 μL de extracto y 400 μL de agua desionizada, se

agregaron 250 μL del reactivo de Folin Ciocalteu 1N y 1.25 mL de carbonato de sodio al 20%. Se agitó en Vortex y se dejó reposar 40 minutos.

Se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 725 nm en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV), y utilizando una curva de calibración de ácido gálico ($R^2=0.9985$) se calculó la concentración y se expresó en miligramos equivalentes de ácido gálico por 100 gramos de muestra ($\text{mg EAG } 100 \text{ g}^{-1}$).

8.3. Capacidad antioxidante de los extractos

8.3.1. Capacidad secuestradora del radical DPPH

La capacidad neutralizante del radical DPPH, se realizó en base al método establecido por Rodríguez-Salinas et al. (2020), donde se utilizó una solución de trabajo de DPPH al 60 μM con absorbancia ajustada a 0.7 a una longitud de onda de 517 nm, posteriormente se mezclaron 0.2 ml del extracto con 3.3 ml de la solución de trabajo de DPPH y se dejó reaccionar durante 30 minutos en oscuridad.

Se determinó la absorbancia en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV) a 517 nm y utilizando una curva de calibración de Trolox ($R^2=0.9979$) se calculó la concentración y se expresó en micromoles equivalentes de Trolox por cada g de muestra ($\mu\text{mol TE g}^{-1}$).

8.3.2. Capacidad secuestradora del radical ABTS

La capacidad neutralizante del radical ABTS, se realizó en base al método establecido por Salinas Moreno (2019) donde se utilizó una solución de ABTS al 7 mM y se mezcló en proporción 2:1 v/v con una solución de persulfato de potasio 2.45 mM para generar el radical catión libre. La mezcla se dejó en reposo a temperatura ambiente y oscuridad por 12-14 horas, y posteriormente la solución de trabajo se ajustó a una absorbancia de 0.7 a una longitud de onda de 734 nm. Se mezclaron 0.2 ml del extracto con 2.8 ml de la solución de trabajo de ABTS y se dejó reaccionar durante 30 minutos en oscuridad.

Se determinó la absorbancia en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV) a 734 nm y utilizando una curva de calibración de Trolox ($R^2=0.9989$) se calculó la concentración y se expresó en micromoles equivalentes de Trolox por cada g de muestra ($\mu\text{mol TE g}^{-1}$).

8.3.3. Poder reductor del hierro III

El poder reductor de Hierro III, se realizó en base al método establecido por Mex-Álvarez et al. (2013) con modificaciones, en un tubo de ensayo se agregaron 150 μL de extracto, 1.1 mL de buffer de fosfatos 0.2 M (pH 6.6) y 2.5 mL de solución acuosa de ferricianuro de potasio al 1% y se incubó por 20 minutos a 50°C. Posteriormente, se dejó enfriar y se agregó 2.5 ml de ácido tricloroacético al 10%. La mezcla se agitó en Vortex, se tomó una alícuota de 2.5 mL y se diluyó en una cantidad igual de agua desionizada y 0.5 ml de cloruro férrico al 0.1%.

Se determinó la absorbancia en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV) a 700 nm y utilizando una curva de calibración de ácido ascórbico ($R^2=0.99720$) se calculó la concentración y se expresó en miligramos equivalentes de ácido ascórbico por cada 100 g de muestra (mg EAA 100 g^{-1}).

8.3.4. Capacidad antioxidante total (ensayo con molibdato de amonio)

El ensayo de molibdato de amonio se realizó en base al método establecido por Sánchez et al. (2019), en un tubo de ensayo se agregaron 300 μL de extracto y 3 mL de la mezcla de los siguientes reactivos: 1 ml de ácido sulfúrico al 0.6 M, 1 mL de fosfato de sodio 28 mM y 1 mL de molibdato de amonio 4 mM. Las muestras se calentaron por 90 minutos a 95°C, y después se dejaron enfriar.

Se determinó la absorbancia en un espectrofotómetro (VELAB VE-5100UV) a 695 nm y utilizando una curva de calibración de ácido ascórbico ($R^2=0.9951$) se calculó la concentración y se expresó en miligramos equivalentes de ácido ascórbico por cada 100 g de muestra (mg EAA 100 g^{-1}).

8.4. Evaluación del extracto de maíz (*Zea mays L.*) sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus*

8.4.1. Preparación del inóculo

Para los ensayos se utilizó la cepa de *Aspergillus parasiticus* ATCC 16992. Se inocularon por plaqueado 100 microlitros de esporas en placas de Agar Papa Dextrosa (PDA) y se incubaron durante 6 días a $28^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$. Posteriormente, las placas se inundaron con 5 mL de agua con

tritón al 0.01% y se dejaron reposar durante 5 minutos, se repitió el procedimiento anterior una vez más. Con una espátula de Drigalsky estéril se frotó la superficie de toda la placa hasta remover todo el desarrollo fúngico y se vació en un tubo de vidrio estéril. Se realizó el conteo de esporas en cámara de Neubauer y se ajustó a una concentración de 1.5×10^4 esporas/mL. Las esporas se conservaron en refrigeración (4°C) hasta su utilización.

8.4.2. Unidades formadoras de colonias (UFC)

Para evaluar el efecto de los extractos sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus*, este se dejó reposar para su evaporación. La evaluación de UFC se realizó en base a la técnica reportada por Juárez-Segovia et al. (2019). En tubos eppendorf estériles se agregaron 100 µL de esporas (1.5×10^4 esporas/mL) y 200 µL de cada extracto de maíz. Los tubos se incubaron a $28 \text{ °C} \pm 2 \text{ °C}$ por 48 horas, y posteriormente se sembró por vaciado en placas de PDA. Se incubaron las placas a $28 \text{ °C} \pm 2 \text{ °C}$ por 48 horas.

8.5. Análisis estadístico

Los resultados de composición nutrimental, análisis de color, cuantificación de flavonoides, polifenoles, taninos condensados y capacidad antioxidante, se presentaron como el promedio de tres replicas por muestra. Se utilizó el Software PSPP para Windows versión 3 para el cálculo de la media y la desviación estándar. Los datos se analizaron por prueba t de Student para muestras independientes con un nivel de confianza del 95% ($p \leq 0.05$). El análisis geoquímico, se realizó por duplicado con base en lo establecido en la metodología del Servicio Geológico Mexicano

IX. Resultados y Discusión

9.1. Composición nutrimental, química y parámetros cromáticos del grano de las variedades de maíz

9.1.1. Identificación de la muestra

De acuerdo con las características morfológicas como la forma y tamaño de la mazorca, número y granos por hilera, así como la forma y tamaño del grano, las dos muestras recolectadas fueron identificadas y clasificadas morfológicamente como raza Bolita con grano pigmentado rojo y con grano pigmentado azul (Tabla 9.1.). La raza Bolita, posee pocas hileras de granos, apariencia redonda y una amplia variedad de colores, y representa una importante fuente de mejoramiento por sus características de planta de porte bajo, por su resistencia a la sequía y excelente calidad de grano (CONABIO, 2020).

Tabla 9. 1. Variedades de maíces pigmentados de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Raza	Color de grano	Ubicación	Mazorca	Grano
Bolita	Rojo	San Francisco Telixtlahuaca		
Bolita	Azul	Trinidad Zaachila		

9.1.2. Contenido nutrimental

En las dos variedades de maíz Bolita, se encontraron diferencias significativas en el contenido de todos los parámetros analizados (Tabla 9.2), y en general, las concentraciones encontradas en ambas variedades estuvieron dentro del rango de valores reportados en literatura.

Tabla 9. 2. Contenido nutrimental del grano de dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Variedad	Humedad	Ceniza	Grasa	Proteínas	Fibra	Carbohidratos
	%					
Bolita con grano azul	9.70 ± 0.10^a	1.47 ± 0.01^b	6.02 ± 0.31^b	9.21 ± 0.11^b	4.86 ± 0.33^a	68.74 ± 0.35^b
Bolita con grano rojo	7.46 ± 0.13^b	1.74 ± 0.05^a	7.13 ± 0.34^a	10.05 ± 0.32^a	3.52 ± 0.43^b	70.11 ± 0.39^a

Los valores reportados son el resultado del promedio ($n=3$) $\pm$ la desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Para describir las características de la especie estudiada, es necesario determinar los componentes principales y el porcentaje de los macronutrientes presentes, por lo que es importante realizar un análisis de la composición nutrimental (Cadena et al., 2024). En Bolita azul el contenido de humedad fue superior que en Bolita rojo, no obstante, el porcentaje encontrado en las dos variedades se encuentra por debajo de un valor crítico, ya que un contenido superior al 14% se considera grave para cualquier cereal (Cadena et al., 2024), debido a que, esto puede propiciar el deterioro de los granos y afectar su calidad. Valores bajos en el contenido de humedad son importantes para que los cereales tengan mejor resistencia al daño por microorganismos e insectos durante su almacenamiento (García-Campos et al., 2020). Los resultados encontrados fueron similares a lo reportado por Mex-Álvarez et al. (2016) para variedades de maíz del estado de Campeche, con valores entre 7.45 a 10.43% y Rodríguez-Salinas et al. (2020) obtuvieron resultados de 7.98 a 9.67% en genotipos de maíces pigmentados. El contenido de ceniza y grasa fue mayor en Bolita rojo que en Bolita azul; el primer parámetro se relaciona con el contenido de minerales y la mayoría están en el germen del grano, al igual que el contenido de lípidos (Bello-Pérez et al., 2016). Rodríguez-Salinas et al. (2020), indicaron

un contenido de 1.00 a 1.46 % de ceniza, y entre 3.38% a 6.15% de grasa en maíces pigmentados; mientras que Chan-Chan et al. (2021), reportaron entre 1.36 y 1.50% de cenizas, y de 5.01 a 5.05% de grasa en dos variedades de Yucatán. Las diferencias en el contenido de cenizas pueden deberse al uso de fertilizantes y factores ambientales, además que un maíz de buena calidad no debe contener arriba de 2 % de cenizas; valores por arriba de este porcentaje puede deberse a contaminación por calcio, sal y poca limpieza durante la cosecha y recolección de las muestras (Rodríguez et al., 2023).

En cuanto al contenido de proteínas y carbohidratos, se observó que fue superior en Bolita rojo; una gran parte del contenido de proteínas se encuentra en el endospermo del grano, y en maíces pigmentados puede ser entre 8.2 hasta 9.4%, además, existe una relación positiva entre la dureza del grano y el contenido de proteínas que se atribuye a una mayor presencia de cuerpos proteínicos (prolaminas) que rodean los gránulos de almidón en algunas formas segregantes de la raza Bolita (Bello-Pérez et al., 2016). Mex-Álvarez et al. (2016), reportaron un porcentaje menor de proteínas en una variedad morada y roja, 6.76 y 7.45% respectivamente, sin embargo, Rodríguez-Salinas et al. (2020), a diferencia de los resultados obtenidos en Bolita azul, reportaron un contenido más alto de proteína entre 9.72 a 12.57%. Los carbohidratos son el componente mayoritario en el grano de maíz, siendo el almidón el principal, formado por amilosa (componente lineal) y amilopectina (componente ramificado) (Bello-Pérez et al., 2016). El contenido de carbohidratos reportado por Mex-Álvarez et al. (2016), fue superior, siendo de 72.31% para la variedad roja y 74.30% para la variedad morada.

El contenido de fibra hace referencia al material vegetal que es resistente a la digestión enzimática (Dhingra et al., 2012), en el maíz, está constituida principalmente por arabinoxilanos, heteroxilanos, celulosa y ácidos fenólicos, y se encuentra en el pericarpio (Bello-Pérez et al., 2016). Los compuestos fenólicos en la fibra dietética se encuentran enlazados químicamente con diferentes macromoléculas insolubles, por lo que granos con un mayor contenido en fibra, puede asociarse a una mayor presencia de compuestos fenólicos ligados (Gálvez et al., 2021). El contenido de este parámetro fue superior en Bolita azul; inclusive fue superior al intervalo reportado por Rodríguez-Salinas et al. (2020), quienes obtuvieron valores de 1.20 a 1.76%. Sin embargo, Mex-Álvarez et al. (2016) reportan en maíz

de grano rojo un porcentaje mayor de fibra, 6.39%, y menor en maíz con grano morado, 3.32%. En el aspecto nutricional, el rango establecido para cada uno de los parámetros es amplio, debido a que la proporción de cada uno de los macronutrientes en el maíz dependerá de factores genéticos, ambientales y de las condiciones de cultivo.

9.1.3. Contenido de minerales

En cuanto al contenido de minerales en el grano de Bolita rojo y Bolita azul, se encontró que los principales minerales fueron el magnesio (Mg), fósforo (P), calcio (Ca), potasio (K) y sodio (Na) denominados macroelementos (Tabla 9.3), ya que son necesarios para el desarrollo de la planta. Pero minerales como hierro (Fe), zinc (Zn), cobre (Cu) y manganeso (Mn) denominados microelementos esenciales (Tabla 9.4), son imprescindibles ya que cumplen una función fisiológica en el organismo, y pueden contribuir significativamente al contenido mineral de la dieta (Saulnier, 2012; Caballero et al., 2014).

En el grano de Bolita rojo y Bolita azul, los macro y microelementos identificados son de interés para la dieta y salud de los seres humanos, y animales alimentados con cereales (Jordan-Meille et al., 2021), además que constituyen una parte importante de la calidad de la semilla (Jaradat & Goldstein, 2018). Los compuestos mayoritarios fueron P, K y Mg, sin embargo, Bolita rojo presentó un contenido superior de Mg y P; y Bolita azul de K. Rodríguez-Salinas et al. (2020), analizaron 15 genotipos de maíces criollos pigmentados y también encontraron como mayoritarios a estos tres elementos; P (334.40 a 719.99 mg 100 g⁻¹), K (314.20 a 397.18 mg 100 g⁻¹) y Mg (116.24 a 146.75 mg 100 g⁻¹), no obstante los resultados variaron con respecto a lo reportado en este estudio, ya que la concentración de K superó a la cuantificada en Bolita rojo y Bolita azul, y la concentración de P y Mg también fue superior en estos maíces con respecto al contenido determinado en Bolita azul. El contenido de Ca encontrado en las dos variedades fue inferior a lo reportado por Rodríguez-Salinas et al. (2020) quienes detectaron concentraciones de 24.58 a 32.63 mg 100 g⁻¹, sin embargo, Chí-Sánchez et al. (2021) encontraron concentraciones inferiores, en maíces criollos cultivados en regiones de Yucatán, México, 3.8 y 5.61 mg 100 g⁻¹ en maíz morado y rojo respectivamente. En el caso de Na, las concentraciones en las dos variedades fueron inferiores a lo reportado por Rodríguez-Salinas et al. (2020), con resultados de 24.08 a 70.30 mg 100 g⁻¹.

Tabla 9. 3. Contenido de macroelementos presentes en el grano de dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Variedad	Macroelementos (mg 100 g ⁻¹ muestra)				
	Mg	Ca	K	Na	P
Bolita con grano azul	108.66	5.32	271.72	1.53	309.89
Bolita con grano rojo	135.72	7.41	258.73	1.10	365.63

En cuanto a la concentración de microelementos se encontró que fue superior en Bolita rojo (Tabla 9.4). El contenido de Cu en las dos variedades estudiadas se encontró dentro del intervalo reportado por Rodríguez-Salinas et al. (2020) quienes obtuvieron resultados de 0.20 a 0.53 mg 100 g⁻¹, y superó a las concentraciones reportadas por Chí-Sánchez et al. (2021), que obtuvieron de 0.0073 a 0.1169 mg 100 g⁻¹. La concentración de Fe fue mayor en Bolita rojo y Bolita azul, que las encontradas por Chí-Sánchez et al. (2021) con concentraciones de 0.454 a 1.8 mg 100 g⁻¹, pero menor a lo que reporta Qamar et al. (2017) con resultados de 8.20 a 11.5 mg 100 g⁻¹ en maíz blanco y amarillo respectivamente. En el caso de Zn, este se encontró en concentraciones menores en Bolita azul a las mostradas por Rodríguez-Salinas et al. (2020), quienes encontraron valores de 2.80 a 4.50 mg 100 g⁻¹ y en Mn, encontraron concentraciones de 0.3 a 0.73 mg 100 g⁻¹, los valores obtenidos para las dos variedades analizadas se encuentran dentro de este intervalo.

Tabla 9. 4. Contenido de microelementos presentes en el grano de dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Variedad	Microelementos (mg 100 g ⁻¹ muestra)			
	Cu	Fe	Zn	Mn
Bolita con grano azul	0.22	2.00	1.98	0.51
Bolita con grano rojo	0.24	2.58	2.87	0.57

A pesar de ser de la misma raza, las dos variedades de maíz presentaron diferencias en el contenido de minerales, ya que hay factores que determinan la concentración de nutrientes en

el grano. Dourado et al. (2015) indicaron que la concentración de estos se ve afectada por su disponibilidad en el suelo, la cual a su vez es afectada por factores como la textura, la materia orgánica y el pH. La textura del suelo tiene una influencia importante. Por ejemplo, suelos arcillosos generalmente están asociados a granos más enriquecidos con minerales que los arenosos (Jordan-Meille et al., 2021). De igual manera, las diferencias en el pH del suelo, influye en la solubilidad de los minerales y como consecuencias en la absorción de la planta y la composición del grano (Gálvez et al., 2021), por ejemplo, un incremento del pH del suelo reduce la disponibilidad de Cu, Mn y Zn, elementos de importancia ya que el Cu y Mn participan en los mecanismos de defensa y pueden conferir diferentes niveles de resistencia a las plantas (Dourado et al. (2015) y en el caso de Zn y Fe son microelementos esenciales, necesarios para cubrir necesidades metabólicas humanas. Por lo que, la biogeoquímica del suelo tiene un gran impacto e influye en la solubilidad de minerales, su absorción potencial por los cultivos y su contenido mineral en sus granos y tejidos. No obstante, otro de los factores que también influye en esa disponibilidad, son las prácticas agrícolas, como la fertilización y el encalado, para neutralizar la acidez del suelo (Jordan-Meille et al., 2021). La fertilización adicional al cultivo puede disminuir la disponibilidad de ciertos micronutrientes o aumentar la solubilidad de los nutrientes suministrados, debido a que estos pueden interactuar con otros nutrientes y el pH del suelo (Chí-Sánchez et al., 2021). Se ha reportado que la presencia de P en grano de maíz esta influenciado por el uso de fertilizantes fosforados en el suelo y el contenido de Ca puede ser influenciado por su concentración en el suelo donde fue cultivado (Martínez et al., 2017).

9.1.4. Análisis de color de los granos de maíz

En la Tabla 9.5 se muestran los valores de los parámetros de color del grano de las dos variedades de maíz analizadas. Los resultados fueron significativos en todos los parámetros y muestran en general que las dos variedades presentan un color oscuro, sin embargo, Bolita rojo presentó un valor menor en L^* , parámetro que indica la luminosidad o brillantes de la muestra, su ángulo de tono (h°) y croma (C^*) se encontró dentro de la escala de color rojo; Bolita azul presentó un valor croma mucho menor con un ángulo de tono que sitúa a esta variedad en el área de un amarillo verdoso, con tonos grises.

Los valores de L^* indicaron que los granos del germoplasma estudiado son oscuros, y Bolita rojo presentó menor luminosidad del grano en comparación con Bolita azul. Rodríguez-Salinas et al. (2020), reportaron valores de L^* de 25.13 a 42.75 para genotipos de grano morado, Bolita azul se ubica dentro de este intervalo, en contraste, Mendoza-Mendoza et al. (2017) encontraron en granos morado intenso y morado rojizo valores de L^* que oscilaron entre 5.7 y 24.5, mostrando ser granos más oscuros. En Bolita rojo, el resultado de L^* fue de 32.43 cercano a la media de 34.41 reportada por Salinas-Moreno et al. (2021) para granos rojo cereza e inferior al que reportaron Rodríguez-Salinas et al. (2020) para un genotipo rojo con un valor de 38.22. Salinas et al. (2012), también reportaron valores superiores, 38.5 y 51.4 para variedades rojo magenta y rojo claro respectivamente. En cuanto a C^* (grado de saturación de color), se observó que Bolita rojo mostró un color más saturado, ya que valores elevados indica colores puros y valores bajos colores mate o de menor pureza (Ballesteros et al., 2019), en este sentido el grano de Bolita azul presentó un color con menor pureza. Rodríguez-Salinas et al. (2020) indicaron que, en genotipos morados, C^* fluctuó de 2.41 a 22.17, el valor de Bolita azul se encontró dentro de este intervalo, además dos de los genotipos tuvieron un valor similar al resultado obtenido, 2.41 y 3.63. De igual manera, Mendoza-Mendoza et al. (2017) reporta granos morado intenso con baja saturación de color, con resultados de 1.8 y 2.5. Bolita rojo presentó un color más encendido que el reportado por Mendoza-Mendoza et al. (2017) en líneas de grano morado rojizo, rojo y azul oscuro, con valores de 6.2 a 11.8 y por Rodríguez-Salinas et al. (2020) con un color de 16.54 para un genotipo rojo.

En cuanto al parámetro h° (tono o ángulo de tono), en maíces de grano azul morado su valor puede ser similar a los que se asocian con un tono amarillo o amarillo verdoso Salinas-Moreno et al. (2021) debido a que el color en la superficie del grano no es uniforme, áreas como el pedicelo y la región germinal comúnmente no tienen pigmentos, además que el pericarpio es traslúcido por lo que al medir el color en la superficie del grano los valores de tono obtenidos no corresponde a las características del tono azul-púrpura (Salinas-Moreno et al., 2024). El color del grano en Bolita rojo fue más uniforme y se ubicó en la zona de tonos rojos. Sin embargo, el valor de h° en Bolita azul lo ubicó dentro de la zona de tonos amarillo-verdosos. Se ha observado que existe una correlación entre el color del grano y el contenido de compuestos de tipo

antociano, ya que han encontrado que, a medida que disminuyen los valores de L^* , C^* y h° el contenido de antocianinas aumenta (Rodríguez-Salinas et al., 2020), es decir granos más oscuros, tiene un contenido mayor de estos compuestos.

Tabla 9. 5. Propiedades cromáticas en dos variedades de maíz pigmentado de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Variedad	Parámetro de color					Imagen de color
	L^*	a^*	b^*	C^*	h°	
Bolita azul	37.36 ± 0.52^a	0.44 ± 0.30^b	2.58 ± 0.59^b	2.62 ± 0.64^b	81.05 ± 4.51^a	
Bolita rojo	32.43 ± 0.43^b	26.85 ± 1.39^a	14.60 ± 0.90^a	30.57 ± 1.65^a	28.76 ± 0.59^b	

Los valores reportados son el resultado del promedio ($n=3$) $\pm$ la desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

9.2. Cuantificación de polifenoles, flavonoides y taninos condensados

Los resultados de la cuantificación de taninos condensados, flavonoides y polifenoles (Tabla 9.6), de las dos variedades de maíz analizadas, presentaron diferencias significativas. Donde el extracto de maíz Bolita azul presentó una mayor concentración de polifenoles, flavonoides y taninos condensados, superando en un 7.7%, 11% y 59% al extracto de maíz Bolita rojo respectivamente. Las concentraciones fueron expresadas en mg equivalentes de catequina por cada 100 g ($\text{mg EC } 100 \text{ g}^{-1}$) para taninos y flavonoides, y en mg equivalente de ácido gálico por cada 100 g ($\text{mg AT } 100 \text{ g}^{-1}$) para fenoles.

Tabla 9. 6. Polifenoles, flavonoides y taninos condensados de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Variedad	Polifenoles (mg EAG 100 g ⁻¹)	Flavonoides (mg EC 100 g ⁻¹)	Taninos condensados (mg EC 100 g ⁻¹)
Bolita con grano azul	185.60 ±2.05 ^a	75.28 ±0.50 ^a	625.06 ± 43.92 ^a
Bolita con grano rojo	171.31 ±2.77 ^b	66.96 ±0.99 ^b	255.27 ± 19.39 ^b

Los valores reportados son el resultado del promedio (n=3) ± la desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas (p≤0.05). EC: equivalentes de catequina, EAG: equivalentes de ácido gálico

El interés creciente en los maíces con grano pigmentado es debido a que la capacidad antioxidante de sus extractos está dada principalmente por la presencia de compuestos fenólicos (Magaña-Cerino et al., 2020), ya que estos metabolitos secundarios pueden desempeñar un papel ecológico importante para las plantas, debido a que participan en el sistema de defensa contra patógenos y herbívoros, en las interacciones planta-planta y actúan como inhibidores o promotores del crecimiento (Malheiros et al., 2019).

En este estudio las dos variedades de maíz analizadas mostraron diferencias significativas en el contenido de polifenoles, flavonoides y taninos condensados, de manera que el perfil de compuestos fenólicos puede variar a pesar de ser muestras de la misma raza, ya que estas fueron cultivadas en diferentes zonas. Así mismo, Martínez-Martínez et al. (2019) evaluaron el efecto de la interacción de localidades de cultivo-accesiones de grano, encontrando una alta variabilidad entre accesiones en el contenido de fenoles totales y flavonoides, que siguieron además los patrones asociados al grupo de color del grano, reportando un contenido más alto de fenoles en granos de color azul, 123.55 mg GAE 100 g⁻¹, que en los de color rojo, 113.458 mg GAE 100 g⁻¹, de igual forma, Cadena et al. (2024) reportaron una concentración superior de polifenoles en maíz morado que, en maíz rojo, 173.68 y 22.88 mg GAE 100 g⁻¹ respectivamente. Sin embargo, estos valores son inferiores a los encontrados en este estudio. Por otra parte, Gálvez et al. (2021) encontraron en granos de maíz morado de zonas bajas y altas de Perú, una concentración superior 586 y 889 mg GAE 100 g⁻¹ respectivamente.

En el caso de los flavonoides, Martínez-Martínez et al. (2019), reportaron concentraciones inferiores a las encontradas en este estudio, 12.9 mg CE 100 g⁻¹ en granos azules y 12.3 mg CE 100 g⁻¹ en granos rojos, al igual que Salinas Moreno (2019), que obtuvo para granos de color rojo ladrillo, 65.77 mg EC 100 g⁻¹, azul/morado, 56.27 mg EC 100 g⁻¹ y rojo cereza, 53.06 mg EC 100 g⁻¹. No obstante, Cadena et al. (2024) reportaron cantidades superiores, 575.10 mg de quersentina 100 g⁻¹ en maíz morado y 305.22 mg de quersentina 100 g⁻¹ en maíz rojo, cabe mencionar que las diferencias entre el contenido de fenoles y flavonoides entre las dos variedades de maíz puede estar asociada a la polaridad intrínseca del disolvente empleado, así como la habilidad de dichos compuestos para experimentar procesos de esterificación y/o glicosilación. Por otra parte, el contenido de taninos condensados en las dos variedades de maíz fue superior al contenido de polifenoles y flavonoides. Los resultados obtenidos superaron a los reportados por Salinas Moreno (2019), que obtuvo para granos de color rojo ladrillo, 10.32 mg EC 100 g⁻¹, rojo cereza, 7.65 mg EC 100 g⁻¹ y en granos azul/morado, 4.32 mg EC 100 g⁻¹ de igual manera Rodríguez-Salinas et al. (2020), reportaron valores inferiores, con una variación de 39.00 a 158.55 mg CE 100 g⁻¹ en genotipos de maíz azul y 67.67 mg CE 100 g⁻¹ en un genotipo de maíz rojo.

Las diferencias en los resultados de este estudio en comparación con lo reportado por otros autores con respecto a la composición fenólica en variedades de maíz con grano pigmentado, puede estar en función de factores genéticos, su interacción con las condiciones ambientales, las particularidades del método de cuantificación (Salinas-Moreno et al., 2024) y estándar de comparación utilizado, las condiciones específicas utilizadas en el proceso de extracción (tiempo y solvente empleado) (Cadena et al., 2024), así como las propiedades físicas de los granos, en especial del pericarpio, que es donde se encuentran principalmente estos compuestos (Maldonado-Astudillo et al., 2021).

9.3. Capacidad antioxidante de los extractos

En los ensayos de DPPH y ABTS (Tabla 9.7.), el extracto de Bolita azul tuvo mayor capacidad de captura de estos dos radicales, en términos equivalentes de trolox, 9.64 y 18.51 $\mu\text{mol TE } 100 \text{ g}^{-1}$ respectivamente. Sin embargo, en ABTS, no hubo diferencias significativas entre los dos

extractos. En los ensayos de poder reductor de hierro III y el ensayo con molibdato de amonio (Tabla 9.7.), el extracto de Bolita azul mostró un mayor poder reductor del hierro III.

Tabla 9. 7. Capacidad antioxidante de los extractos de maíz azul y rojo raza Bolita de la región de Valles Centrales, Oaxaca, México

Variedad	DPPH ($\mu\text{mol ET g}^{-1}$)	ABTS ($\mu\text{mol ET g}^{-1}$)	Poder reductor de hierro III (mg EAA g^{-1})	Ensayo con molibdato de amonio (mg EAA g^{-1})
Bolita con grano azul	9.64 ± 1.16^a	18.51 ± 1.06^a	2.59 ± 0.14^a	1.09 ± 0.04^a
Bolita con grano rojo	7.20 ± 0.89^b	16.64 ± 1.17^a	2.58 ± 0.05^a	0.95 ± 0.03^b

Los valores reportados son el resultado del promedio ($n=3$) $\pm$ la desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$). ET: equivalentes de trolox, EAA: equivalentes de ácido ascórbico

Los compuestos bioactivos identificados en fuentes vegetales han sido asociados con actividades biológicas como la antioxidante y antimicrobiana (López-Romero et al., 2023). Evaluar la capacidad antioxidante, puede contribuir a estimar el potencial del conjunto de compuestos bioactivos presentes en los granos de maíz para reducir radicales libres (Martínez-Martínez et al., 2019), y su actividad es atribuida a su anillo aromático, que puede estabilizar y deslocalizar un electrón desapareado en su estructura, lo cual facilita la donación de los átomos de hidrogeno o electrones de sus grupos hidroxilo para la eliminación de radicales libres o para la quelación de metales (Cömert & Gökmen, 2017). Además, debido al efecto de resonancia que se produce en la molécula, la presencia de los dobles enlaces en estos compuestos les da mayor estabilidad a los radicales fenólicos generados (López-Romero et al., 2023).

En otros estudios se ha evaluado y demostrado la capacidad antioxidante de los extractos de maíces pigmentados, por ejemplo, Martínez-Martínez et al. (2019), reportaron para genotipos con grano azul y rojo, capacidad de 4.84 y 4.79 $\mu\text{mol TE g}^{-1}$ en ensayo con DPPH, respectivamente. Estos resultados son inferiores a los encontrados, ya que Bolita azul y Bolita rojo superaron en un 50 y 33% respectivamente, la capacidad neutralizante de estas variedades

que presentaban un color de grano similar. De igual forma, Salinas Moreno (2019), reportó valores inferiores en genotipos de grano azul ($3.3\text{-}7.4\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$), rojo cereza ($2.0\text{-}3.0\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$) y rojo ladrillo ($1.7\text{-}5.5\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$). Por otro lado, en el ensayo de ABTS se obtuvieron resultados superiores que en DPPH, lo cual concuerda con lo reportado por otros autores. En el mismo sentido, Žilić et al. (2012), indicaron que el radical ABTS es más sensible a los compuestos fenólicos que DPPH. Por ejemplo, Rodríguez-Salinas et al. (2020), reportaron concentraciones de $6.87\text{ a }9.35\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$ en genotipos de grano azul y $8.77\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$ en un genotipo de grano rojo, no obstante, estos resultados fueron inferiores a los encontrados en este estudio, y Salinas Moreno (2019), obtuvo concentraciones que variaron entre $13.9\text{ a }23.9\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$ en granos azul/morado, $11.8\text{ a }18.8\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$ en granos rojo cereza y $18.3\text{ a }31.1\ \mu\text{mol TE g}^{-1}$ en granos rojo ladrillo.

Se ha demostrado que existe una correlación positiva entre la actividad antioxidante con el contenido de compuestos fenólicos evaluados en diversos cereales (Maldonado-Astudillo et al., 2021), y la capacidad antioxidante de los granos de maíz pigmentado, está relacionada con la cantidad de compuestos bioactivos (polifenoles, flavonoides, antocianinas, etc.). Sin embargo, esta capacidad se ve afectada por las características propias de los genotipos, además del lugar y las condiciones de crecimiento de la planta (García et al. 2022), de igual forma, algunos tipos de fenoles pueden proteger a la planta contra algunas enfermedades, mientras que otros contribuyen a dar textura y color (López-Muñoz et al., 2019).

9.4. Características macroscópicas y microscópicas de *Aspergillus parasiticus*

En la figura 9.1 se observan las características macroscópicas de *Aspergillus parasiticus*. Las colonias son inicialmente blancas, con micelio de aspecto algodonoso, y a medida que el hongo envejece, las colonias adquieren una apariencia plana y aterciopela, tornándose de color verde amarillento (Espinosa-Plascencia & Bermúdez-Almada, 2023).

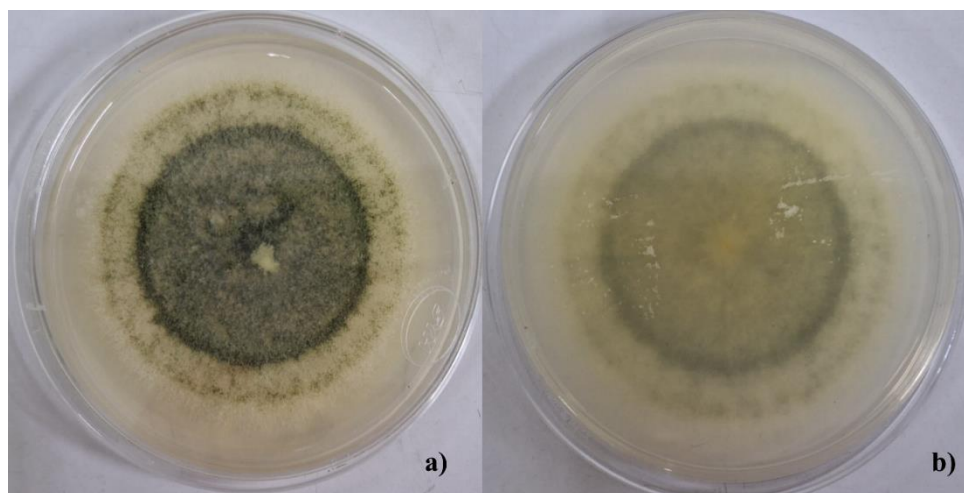


Figura 9. 1. *Aspergillus parasiticus* de 6 días de desarrollo en medio PDA, incubado a $28^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$: a) anverso, b) reverso

Se observó en el microscópico óptico la morfología característica del hongo (Figura 9.2). Se identificó el conidióforo, célula pie, estipe, vesícula, fiálides y conidios.

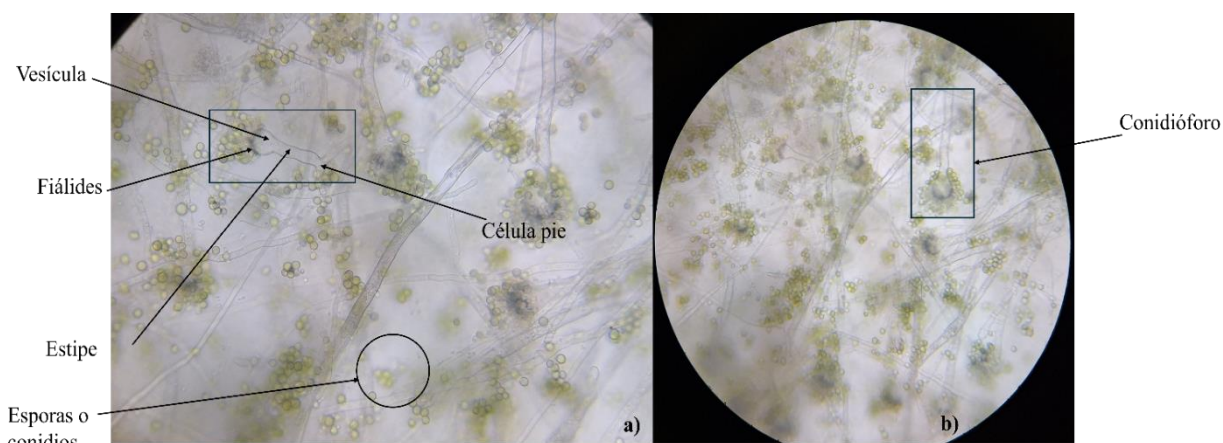


Figura 9. 2. Morfología microscópica de *Aspergillus parasiticus*: a) vista 60x, b) vista 40x

9.5. Evaluación del extracto de maíz (*Zea mays L.*) sobre el desarrollo de *Aspergillus parasiticus*

Para evaluar la viabilidad de las esporas, posterior al contacto con los extracto de maíz, se realizó la prueba de UFC (Figura 9.3 y 9.4). Los resultados obtenidos muestran que los extractos de

maíz Bolita azul y rojo favorecieron el desarrollo de colonias de *Aspergillus parasiticus* (Tabla 9.4).

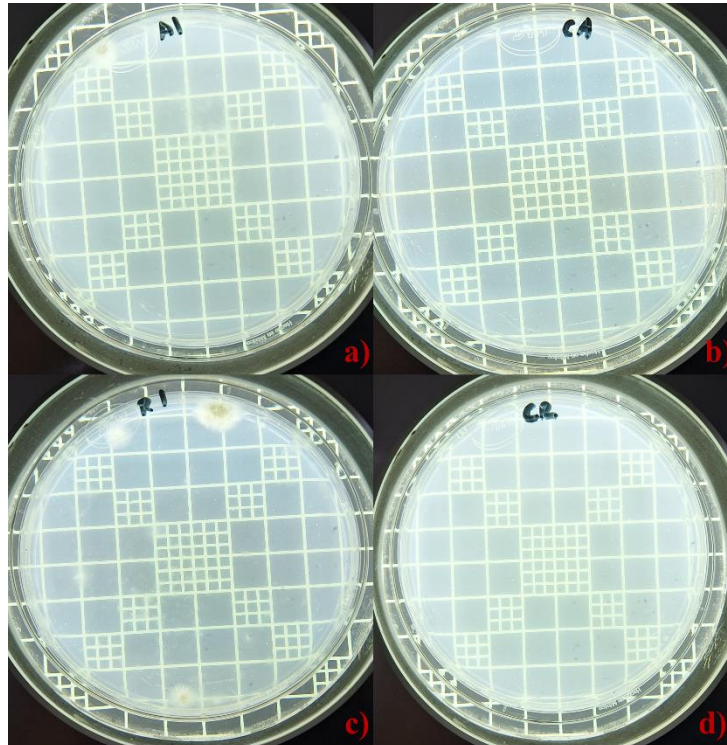


Figura 9. 3. Unidades Formadoras de Colonias de *A. parasiticus* en medio PDA después de 24 h, incubada a $28^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$: a) extracto de maíz azul, b) control sin extracto de maíz azul, c) extracto de maíz rojo, d) control sin extracto de maíz rojo

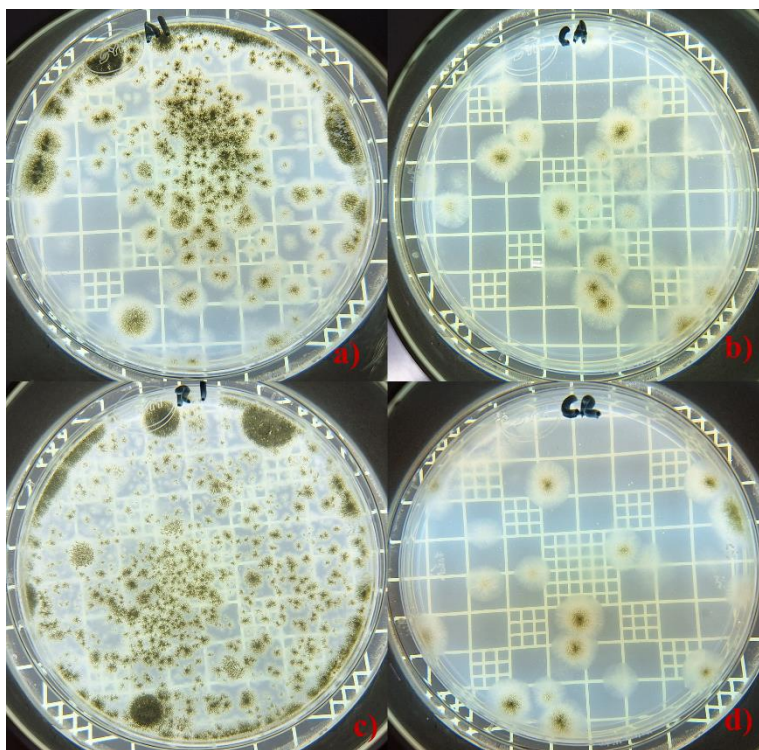


Figura 9. 4. Unidades Formadoras de Colonias de *A. parasiticus* en medio PDA después de 48 h, incubada a $28^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$: a) extracto de maíz azul, b) control sin extracto de maíz azul, c) extracto de maíz rojo, d) control sin extracto de maíz rojo

Tabla 9. 8.Unidades formadoras de colonias de *Aspergillus parasiticus*

Tiempo de incubación	UFC			
	Extracto		Extracto	
	Bolita azul	Control	Bolita rojo	Control
24 h	74±6	0	102±9.8	0
48 h	176±10.5	41±1	268±8	46±2

Los valores reportados son el resultado del promedio ($n=3$) $\pm$ la desviación estándar.

Los extractos de plantas y sus compuestos fenólicos relacionados son una valiosa fuente de compuestos bioactivos, ya que estos pueden afectar la producción de micotoxinas o el desarrollo fúngico (Ahmed et al., 2022). Los compuestos fenólicos están presentes en las capas externas

de los granos, y se ha informado que inhiben el crecimiento fúngico y la producción de micotoxinas en especies de *Aspergillus*. No obstante, se observan diferencias en la respuesta de los hongos a estos compuestos, dependiendo del compuesto fenólico y la cepa fúngica productora (Lorán et al., 2022). Los mecanismos que se cree que están implicados en la acción antifúngica y antimicotoxina incluyen: modificaciones de la membrana fúngica que afectan la permeabilidad y el funcionamiento, reducción del estrés oxidativo e inhibición de las oxidasas, así como la regulación negativa de la expresión de genes. Una vez que los compuestos fenólicos han atravesado la membrana fúngica podrían interactuar con enzimas clave para el desarrollo fúngico y la producción de micotoxinas (Ahmed et al., 2022).

Con respecto a los resultados obtenidos, se observó que los extractos de maíz Bolita azul y rojo favorecieron el desarrollo de colonias de *Aspergillus parasiticus* y su esporulación, con respecto al control, en este sentido, Malheiros et al. (2019) encontraron que el extracto etanólico de *E. dysenterica* a una concentración de 10000 mg/L redujo en un 1,8% el crecimiento micelial de *Aspergillus* sp., en comparación con el control. Sin embargo, este extracto a una concentración de 400 mg/L estimuló en un 75% la esporulación en comparación con los controles, la cual tendía a reducir a medida que aumentaba la concentración del extracto. Esto demuestra la necesidad de probar concentraciones más altas de extracto o su fraccionamiento a estas concentraciones para aislar e identificar que compuesto es responsable de esta tendencia observada en *Aspergillus* sp. Por otra parte, Lorán et al. (2022), obtuvieron resultados inhibitorios sobre el crecimiento micelial de *Aspergillus parasiticus*, al probar diferentes concentraciones de ácidos fenólicos (ácido cafeico, clorogénico, ferúlico y *p*-cumárico), cabe resaltar que la presencia de estos compuestos es abundante en cereales. Probablemente la concentración de los compuestos fenólicos presentes en los extractos de maíz evaluados en esta investigación, no estaban en las concentraciones requeridas como para afectar el desarrollo de *Aspergillus parasiticus*, ya que al ser extractos crudos la concentración de estos compuestos no fue suficiente como para causar un efecto negativo en el desarrollo del hongo, y quizás solo generó un estrés leve que estimuló la esporulación del hongo como medio de defensa, debido a esto, controlar las dosis de estos compuestos naturales es crucial, ya que concentraciones debajo de las óptimas podrían estimular tanto el crecimiento como la acumulación de toxinas (Lorán

et al., 2022). Por otro lado, el hecho que los extractos estimulen el desarrollo fúngico pudiera estar asociado a la presencia de alguna sustancia promotora de crecimiento, ya que, las especies de *Aspergillus* tienen un crecimiento favorecido a altas concentraciones de azúcar (Malheiros et al., 2019), y cabe mencionar que algunos compuestos fenólicos del tipo flavonoide presentes en los extractos de maíz están unidos a azúcares.

X. Conclusiones

Los datos obtenidos demostraron variaciones significativas en la composición nutrimental, mineral y parámetros cromáticos entre las dos variedades de maíz analizadas y datos publicados por otros autores, especialmente en macroelementos como Ca y Na, y microelementos como Cu, Fe y Zn, donde los granos de Bolita rojo presentaron la mayor concentración, al igual que en el porcentaje de carbohidratos, proteínas, grasas y cenizas. La luminosidad baja (L^*) de los granos, los clasificó como oscuros, lo cual está influenciado por los pigmentos en el pericarpio o la capa de aleurona.

Por otro lado, el extracto de Bolita azul presentó el mayor contenido de polifenoles, flavonoides, taninos condensados y capacidad antioxidante. Ambos extractos ejercieron un efecto sobre la proliferación de colonias y esporulación de *Aspergillus parasiticus*, lo cual evidencia que los compuestos presentes en los extractos de maíz Bolita azul y rojo afectan el desarrollo del hongo, ya sea por la presencia de compuestos que promueven su desarrollo o porque estos generan estrés, causando esa respuesta como medio de defensa.

XI. Bibliografía

- Abdul, M., & M, S. (2021). Phenolic Compounds. In L. Queiroz, T. C. Do, & E. Jacob-Lopes (Eds.), *Bioactive Compounds - Biosynthesis, Characterization and Applications* (pp. 1–304). <https://doi.org/10.5772/intechopen.91131>
- Aboody, M. S. Al, & Mickymaray, S. (2020). Anti-Fungal Efficacy and Mechanisms of Flavonoids. *Antibiotics*, 9(45), 1–42. <https://doi.org/10.3390/antibiotics9020045>
- Agricultura. (2024, March 20). *Agricultura Yucatán*. Maíces Nativos: De Semilla a Artesanía. <https://www.gob.mx/agricultura/yucatan/articulos/maices-nativos-de-semilla-a-artesania-358314?idiom=es>
- Ahmed, O. S., Tardif, C., Rouger, C., Atanasova, V., Richard-Forget, F., & Waffo-Tégou, P. (2022). Naturally occurring phenolic compounds as promising antimycotoxin agents: Where are we now? *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 21(2), 1161–1197. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12891>
- Alegria-Marroquín, J., Castillo-Ruíz, O., & Saldaña -Trinidad, S. (2020). Caracterización fisicoquímica de maíz (*Zea mays* L.) pigmentado para potenciar su consumo. *Investigación y Desarrollo En Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 5, 272–276.
- Anaya-Esparza, L. M., Gómez-Rodríguez, V. M., Ramírez-Vega, H., Hernández-Estrada, S., Hernández-Villaseñor, L. A., & Villagrán de la Mora, B. Z. (2024). Propiedades nutricionales, fisicoquímicas, funcionales, compuestos fenólicos y actividad antioxidante de harinas de tres accesiones de maíz azul nativo de México. *INGENIERÍA: Ciencia, Tecnología e Innovación*, 11(1), 23–39. <https://doi.org/10.26495/z1k1kc46>
- AOAC. (2005). *Official Methods of Analysis of AOAC International* (18th ed.). Ed. Gaithersburg MD.
- Aragón, F., Taba, S., Hernández, J. M., Figueroa, J. de D., & Serrano, V. (2006). *Actualización de la información sobre los maíces criollos de Oaxaca*. www.conabio.gob.mx

- Arenas, R., & Torres, E. (2020). Micología Médica Ilustrada. In *Micología Médica Ilustrada* (6th ed.).
- Ballesteros, G., Zarazúa, P., Salinas, Y., & De La Cruz, L. (2019). Fijación del color en grano y características físicas, tecnológicas y nutraceuticas en maíz Elotes Occidentales. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 10(3), 585–599.
- Bani, C., Di Lorenzo, C., Restani, P., Mercogliano, F., & Colombo, F. (2023). Phenolic Profile and In Vitro Antioxidant Activity of Different Corn and Rice Varieties. *Plants*, 12(448), 1–14. <https://doi.org/10.3390/plants12030448>
- Barrera-Guzmán, L. A., Legaria-Solano, J. P., & Ortega-Paczka, R. (2020). DIVERSIDAD GENÉTICA EN POBLACIONES DE RAZAS MEXICANAS DE MAÍZ. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 43(1), 121–125.
- Bello-Pérez, L. A., Camelo-Mendez, G. A., Agama-Acevedo, E., & Utrilla-Coello, R. G. (2016). Aspectos nutraceuticos de los maíces pigmentados: digestibilidad de los carbohidratos y antocianinas. *Agrociencia*, 50(8), 1041–1063.
- Brimson, J. M., Prasanth, M. I., Malar, D. S., Thitilertdecha, P., Kabra, A., Tencomnao, T., & Prasansuklab, A. (2021). Plant Polyphenols for Aging Health: Implication from Their Autophagy Modulating Properties in Age-Associated Diseases. *Pharmaceuticals*, 14(982), 1–28. <https://doi.org/10.3390/ph14100982>
- Caballero, J. M., Tejera, R. L., Caballero, A., Rubio, C., González-Weller, D., Gutiérrez, A. J., & Hardisson, A. (2014). Composición mineral de los distintos tipos de gofio canario; factores que afectan a la presencia de Na, K, Mg, Ca, Mn, Fe, Cu y Zn. *Nutricion Hospitalaria*, 29(3), 687–694. <https://doi.org/10.3305/nh.2014.29.3.7099>
- Cabrera-Meraz, J., Maldonado, L., Bianchini, A., & Espinal, R. (2021). Incidence of aflatoxins and fumonisins in grain, masa and corn tortillas in four municipalities in the department of Lempira, Honduras. *Heliyon*, 7. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e08506>

- Cadena, F., Arias, J. L., Rodríguez, G., García, A., Meza, A. R., & Cuevas, D. A. (2024). Actividad biológica de maíz (*Zea mays*) de color mejorado cultivado en el sur de Sonora. *Agronomía Mesoamericana*, 35. <https://doi.org/10.15517/am.2024.55615>
- Carranza-Mesén, F., Blanco-Meneses, M., Granados-Montero, M. del M., & Viñas, M. (2022). *Aspergillus* species associated with grains of groundnuts (*Arachis hypogaea* L.) and common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivated in Costa Rica. *Agronomia Mesoamericana*, 33. <https://doi.org/10.15517/am.v33iEspecial.50810>
- Chan-Chan, M., Moguel-Ordóñez, Y., Gallegos-Tintoré, S., Chel-Guerrero, L., & Betancur-Ancona, D. (2021). Caracterización química y nutrimental de variedades de maíz (*Zea mays* L.) de alta calidad de proteína (QPM) desarrolladas en Yucatán, México. *Biotechnia*, 23(2), 11–21. <http://biotechnia.unison.mx>
- Chen, S., Wang, X., Cheng, Y., Gao, H., & Chen, X. (2023). A Review of Classification, Biosynthesis, Biological Activities and Potential Applications of Flavonoids. *Molecules*, 28(4982), 1–27. <https://doi.org/10.3390/molecules28134982>
- Chí-Sánchez, F. A., Alvarado-López, C. J., Cristóbal-Alejo, J., González-Moreno, A., & Reyes-Ramírez, A. (2021). Contenido mineral de maíces criollos de Yucatán: Análisis mediante M-Fluorescencia de Rayos X. *Terra Latinoamericana*, 39, 1–12. <https://doi.org/10.28940/TERRA.V39I0.454>
- CIMMYT. (2019). *Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo*. De La Siembra a La Cosecha, El Agua Se Aprovecha. <https://www.cimmyt.org/es/noticias/de-la-siembra-a-la-cosecha-el-agua-se-aprovecha-conoce-cosechandoaguagto/>
- CIMMYT. (2020, November 18). *Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo*. Día Internacional Del Grano Entero 2020. <https://www.cimmyt.org/es/noticias/dia-internacional-del-grano-entero-2020/>
- Cömert, E. D., & Gökmen, V. (2017). Antioxidants Bound to an Insoluble Food Matrix: Their Analysis, Regeneration Behavior, and Physiological Importance. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 0, 1–18. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12263>

- CONABIO. (2020). *CONABIO. Razas de Maíz En México*.
<https://www.biodiversidad.gob.mx/diversidad/alimentos/maices/razas-de-maiz>
- Dar, S. A., Wani, A. B., Ganie, A., Kandoo, A. A., & Wani, M. Y. (2017). Resistance against insect pests by phenolics and their derivative compounds. *Journal of Crop and Weed*, 13(2), 187–193. <https://www.researchgate.net/publication/370446040>
- Dhingra, D., Michael, M., Rajput, H., & Patil, R. T. (2012). Dietary fibre in foods: A review. *Journal of Food Science and Technology*, 49(3), 255–266. <https://doi.org/10.1007/s13197-011-0365-5>
- Dias, M. C., Pinto, D. C. G. A., & Silva, A. M. S. (2021). Plant flavonoids: Chemical Characteristics and Biological Activity. *Molecules*, 26(5377), 1–16. <https://doi.org/10.3390/molecules26175377>
- Diego-Flores, P., Padilla-Cortés, E., Martínez-Martínez, L., Carrillo-Rodríguez, J. C., & Chávez-Servia, J. L. (2023). VARIACIÓN FENOTÍPICA ENTRE POBLACIONES PRECOCES DE MAÍZ NATIVO DE OAXACA. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 10(2), 106–117. <https://doi.org/10.60158/rma.v10i2.406>
- Dourado, D., Newton, T., Pavinato, P. S., Nunes, U. R., Dos Santos, O., & Monçon, G. (2015). EL TRATAMIENTO DE SEMILLAS DE MAÍZ CON MICRONUTRIENTES AUMENTA EL RENDIMIENTO DE GRANO. *Revista Caatinga*, 28(3), 86–92. <https://doi.org/10.1590/1983-21252015v28n310rc>
- Espinosa-Plascencia, A., & Bermúdez-Almada, M. del C. (2023). Las aflatoxinas, un tóxico que continúa presente en los alimentos y sus efectos biológicos en los humanos y en los animales. *TIP Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 26, 1–16. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2023.553>
- Estrada, G. I., & Ramírez, M. C. (2019). *Micología General* (C. Castaño, Ed.). Centro Editorial Universidad Católica de Manizales.
- Gálvez, L., Rios-Gonzales, B. A., Ramírez-Pinto, M. F., Fuentealba, C., Pedreschi, R., & Shetty, K. (2021). Primary and Phenolic Metabolites Analyses, In Vitro Health-Relevant

- Bioactivity and Physical Characteristics of Purple Corn (*Zea mays* L.) Grown at Two Andean Geographical Locations. *Metabolites*, 11(722), 1–19. <https://doi.org/10.3390/metabo11110722>
- García, E., Flores, A., Ruiz, N., Camposeco, N., Ramírez, S. N., & Garcia, J. I. (2022). Compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de genotipos de maíz pigmentado (azul/morado). *Temas de Ciencia y Tecnología*, 26(77), 13–19.
- García, G., Hernández, M., Orozco, H., & Suárez, G. (2019). Agroquímicos y presencia de aflatoxinas en maíz de temporal almacenado: riesgos para la seguridad alimentaria en el estado de Tlaxcala, México. *CIBA Revista Iberoamericana de Las Ciencias Biológicas y Agropecuarias*, 8(16), 106–130. <https://doi.org/10.23913/ciba.v8i16.93>
- García-Campos, A. U., Cruz-Monterrosa, R. G., Rayas-Amor, A. A., Jiménez-Guzmán, J., Fabela-Morón, M. F., Salgado-Cruz, Ma. de la P., Cortés-Sánchez, A. de J., 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), 95–100. <https://doi.org/10.32854/agrop.vi.1728>
- García-Conde, K. B., Cerna-Chávez, E., & María Ochoa-Fuentes, Y. (2024). *Aspergillus oryzae*: Una oportunidad para la agricultura. *Mexican Journal of Phytophology*, 42(1), 1–18. <https://doi.org/10.18781/R>
- Gasaly, N., Riveros, K., & Gotteland, M. (2020). Phytochemicals: A new class of prebiotics. In *Revista Chilena de Nutricion* (Vol. 47, Issue 2, pp. 317–327). Sociedad Chilena de Nutricion Bromatologia y Toxilologica. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182020000200317>
- Gómez, F. (n.d.). *Experto en Medicina Tropical*. Características Generales de Los Hongos e Infecciones Sistémicas y Oportunistas de Las Micosis Tropicales. Retrieved August 25, 2025, from https://aula.campuspanamericana.com/_Cursos/Curso01417/Temario/Experto_Med_Tropical/M5T1-Texto.pdf

- González-Cortés, N., Silos-Espino, H., Estrada, J. C., Chávez-Muñoz, J. A., & Tejero, L. (2016). Características y propiedades del maíz (*Zea mays* L.) criollo cultivado en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(3), 669–680.
- Guarro, J. (2012). Taxonomía y biología de los hongos causantes de infección en humanos. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 30(1), 33–39. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2011.09.006>
- Hagerman, A. E. (2002). *The Tannin Handbook*.
- Hernández-Santoyo, A., & Ayala-Ortiz, D. A. (2024). Cultivo de maíz y soberanía alimentaria en regiones lacustres de Michoacán. Consideraciones para su fortalecimiento. *Relaciones Estudios de Historia y Sociedad*, 45(178), 136–166. <https://doi.org/10.24901/rehs.v45i178.1053>
- Istúriz-Zapata, M. A., Pérez-García, M., Contreras-Saavedra, S., & Barrera-Necha, L. L. (2019). Efecto de extracto etanólico de residuos de higo (*Ficus carica*) sobre el crecimiento de hongos postcosecha. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 37(1), 72–79. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1904-6>
- Jaradat, A. A., & Goldstein, W. (2018). Diversity of Maize Kernels from a Breeding Program for Protein Quality III: Ionome Profiling. *Agronomy*, 8(9), 2–31. <https://doi.org/10.3390/agronomy8020009>
- Jaspeado, A., García De Los Santos, G., Carballo, A., Castillo, F., Serratos, J. A., & Cadena, J. (2013). Caracterización morfológica de una muestra etnográfica de maíz (*Zea mays* L.) raza bolita de Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 4(6), 895–907.
- Jordan-Meille, L., Holland, J. E., McGrath, S. P., Glendining, M. J., Thomas, C. L., & Haefele, S. M. (2021). The grain mineral composition of barley, oat and wheat on soils with pH and soil phosphorus gradients. *European Journal of Agronomy*, 126, 1–13. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2021.126281>
- Juárez-Segovia, K. G., Díaz-Darcía, E. J., Méndez-López, M. D., Pina-Canseco, M. S., Pérez-Santiago, A. D., & Sánchez-Medina, M. A. (2019). Efecto de extractos de ajo (*Allium*

- sativum*) sobre el desarrollo in vitro de *Aspergillus parasiticus* y *Aspergillus niger*. *Polibotánica*, 47, 99–111. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.47.8>
- Kachapulula, P. W., Akello, J., Bandyopadhyay, R., & Cotty, P. J. (2017). *Aspergillus* section Flavi community structure in Zambia influences aflatoxin contamination of maize and groundnut. *International Journal of Food Microbiology*, 261, 49–56. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2017.08.014>
- Katati, B., Kovács, S., Njapau, H., Kachapulula, P. W., Zwaan, B. J., van Diepeningen, A. D., & Schoustra, S. E. (2024). Maize *Aspergillus* section Flavi isolate diversity may be distinct from that of soil and subsequently the source of aflatoxin contamination. *Mycotoxin Research*, 40, 351–367. <https://doi.org/10.1007/s12550-024-00532-7>
- Katati, B., Schoenmakers, P., Njapau, H., Kachapulula, P. W., Zwaan, B. J., van Diepeningen, A. D., & Schoustra, S. E. (2023). Preharvest Maize Fungal Microbiome and Mycotoxin Contamination: Case of Zambia's Different Rainfall Patterns. *Applied and Environmental Microbiology*, 89(6), 1–16. <https://doi.org/10.1128/aem.00078-23>
- Khan, A., Kanwal, F., Fahad, M., Tariq, L., Riaz, A., Tanveer, M., & Zhang, G.-P. (2025). Plant Secondary Metabolites-Central Regulators Against Abiotic and Biotic Stresses. *Metabolites*, 15(4), 2–17. <https://doi.org/10.20944/preprints202502.0739.v1>
- Landoni, M., Puglisi, D., Cassani, E., Borlini, G., Brunoldi, G., Comaschi, C., & Pilu, R. (2020). Phlobaphenes modify pericarp thickness in maize and accumulation of the fumonisin mycotoxins. *Scientific Reports*, 10(1417), 1–9. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-58341-8>
- Latham, R. L., Boyle, J. T., Barbano, A., Loveman, W. G., & Brown, N. A. (2023). Diverse mycotoxin threats to safe food and feed cereals. *Essays in Biochemistry*, 67, 797–809. <https://doi.org/10.1042/EBC20220221>
- Lee, S., Cuellar, L., Luzardo, I., & Loarca, G. (2023, July 4). *Hablemos claro de alimentos*. Contaminación de Maíz Con Aflatoxinas: ¿Qué Tan Grave Es Este Problema En México?

<https://hablemosclaro.org/contaminacion-de-maiz-con-aflatoxinas-que-tan-grave-es-este-problema-en-mexico/>

- Levinson, W., Chin-Hong, P., Joyce, E. A., Nussbaum, J., & Schwartz, B. (2022). Microbiología Médica e Inmunología. Una Guía Acerca de las Enfermedades Infecciosas. In *Microbiología médica e inmunología. Una guía acerca de las enfermedades infecciosas* (17th ed.).
- Libron, J. A. M., Cardona, D. E. M., Mateo, J. M., Beltran, A. K., Tuaño, A. P., & Laude, T. (2021). Nutritional properties and phenolic acid profile of selected Philippine pigmented maize with high antioxidant activity. *Journal of Food Composition and Analysis*, 101, 1–11. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2021.103954>
- Liga, S., Paul, C., & Péter, F. (2023). Flavonoids: Overview of Biosynthesis, Biological Activity, and Current Extraction Techniques. *Plants*, 12(2732), 1–25. <https://doi.org/10.3390/plants12142732>
- Liu, W., Feng, Y., Yu, S., Fan, Z., Li, X., Li, J., & Yin, H. (2021). The Flavonoid Biosynthesis Network in Plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(12824), 1–18. <https://doi.org/10.3390/ijms222312824>
- López-Martínez, L. X., & García-Galindo, H. S. (2007). Actividad antioxidante de extractos metanólicos y acuosos de distintas variedades de maíz mexicano. *Revista Electrónica Nova Scientia*, 2(1), 51–65.
- López-Muñoz, N. R., Romero-Bastidas, M., Arce-Amezquita, P. M., & Hernandez-Rubio, J. S. (2019). Actividad antifúngica de antioxidantes derivados de cuatro cultivares de *Capsicum* spp. contra hongos fitopatógenos. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 6(18), 487–498. <https://doi.org/10.19136/era.a6n18.2174>
- López-Romero, J. C., González-Ríos, H., Valenzuela-Melendres, M., Ayala-Zavala, J. F., & Meza-Callado, A. G. (2023). Compuestos químicos, capacidad antioxidante y antimicrobiana de dos extractos metanólicos de hojas de *Agave angustifolia*. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, III(e3644). <https://doi.org/10.19136/era.a10nIII.3644>

- Lorán, S., Carramiñana, J. J., Juan, T., Ariño, A., & Herrera, M. (2022). Inhibition of *Aspergillus Parasiticus* Growth and Aflatoxins Production by Natural Essential Oils and Phenolic Acids. *Toxins*, 14(384), 1–15. <https://doi.org/10.3390/toxins14060384>
- Lund, M. N. (2021). Reactions of Plant Polyphenols in Foods: Impact of Molecular structure. *Trends in Food Science and Technology*, 112, 241–251. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.03.056>
- Magaña-Cerino, J. M., Peniche-Pavía, H. A., Tiessen, A., & Gurrola-Díaz, C. M. (2020). Pigmented Maize (*Zea mays* L.) Contains Anthocyanins with Potential Therapeutic Action against Oxidative Stress – A Review. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*, 70(2), 85–99. <https://doi.org/10.31883/pjfn/113272>
- Maldonado-Astudillo, Y. I., Gutiérrez, A. A., Flores, Y. L., Arámbula-Villa, G., Flores-Casamayor, V., Jiménez-Hernández, J., Ramírez, M., Álvarez-Fitz, P., & Salazar, R. (2021). Propiedades morfológicas, fisicoquímicas y actividad antiproliferativa de maíces pigmentados de Guerrero. *Nova Scientia*, 13(27), 1–26. <https://doi.org/10.21640/ns.v13i27.2825>
- Malheiros, R. P., Santos, F. da S., Machado, L. L., & Mapeli, A. M. (2019). Phytochemical Characterization and Effect of Cagaita Leaf Extracts on *Aspergillus* Sp. *Floresta e Ambiente*, 26(2). <https://doi.org/10.1590/2179-8087.002917>
- Martín, D. A. (2018). LOS COMPUESTOS FENÓLICOS: UN ACERCAMIENTO A SU BIOSÍNTESIS, SÍNTESIS Y ACTIVIDAD BIOLÓGICA. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 9(1), 81–104. <https://doi.org/10.22490/21456453.1968>
- Martínez, M., Ortiz, R., & Raigón, M. (2017). CONTENIDO DE FÓSFORO, POTASIO, ZINC, HIERRO, SODIO, CALCIO Y MAGNESIO, ANÁLISIS DE SU VARIABILIDAD EN ACCESIONES CUBANAS DE MAÍZ. *Cultivos Tropicales*, 38(1), 92–101.
- Martínez-Martínez, R., Vera-Guzmán, A. M., Chávez-Servia, J. L., Aquino-Bolaños, E. N., Carillo-Rodríguez, J. C., & Pérez-Herrera, A. (2019). BIOACTIVE COMPOUNDS AND

- ANTIOXIDANT ACTIVITIES IN PIGMENTED MAIZE LANDRACES. *Intercencia*, 44(9), 549–556. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33961096008>
- McConnaughey, M. (2014). Physical Chemical Properties of Fungi. In *Reference Module in Biomedical Sciences*. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-801238-3.05231-4>
- Mendoza-Mendoza, C. G., Mendoza-Castillo, Ma. del C., Delgado-Alvarado, A., Castillo-González, F., Kato-Yamakake, T., & Cruz-Izquierdo, S. (2017). ANTOCIANINAS TOTALES Y PARÁMETROS DE COLOR EN LÍNEAS DE MAÍZ MORADO. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 40(4), 471–485.
- Mex-Álvarez, R., Bolívar-Fernández, N., Garma-Quen, P., Tut-Heredia, J., & Romero-Guillén, K. (2013). Actividad antioxidante de cinco variedades de maíz cultivadas en Campeche, México. *Boletín Latinoamericano y Del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas*, 12(6), 558–571. www.blacpma.usach.cl
- Mex-Álvarez, R. M. de J., Garma-Quen, P. M., Bolívar-Fernández, N. de J., Escalante-Magaña, R. M. de la A., & Guillén-Morales, M. M. (2018). Actividad hipoglucemiante de variedades criollas de maíz (*Zea mays* L). *Revista CENIC. Ciencias Biológicas*, 49(3). <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=181261083017>
- Mex-Álvarez, R. M. J., Garma-Quen, P. M., Bolívar-Fernández, N. J., & Guillén-Morales, M. M. (2016). Análisis proximal y fitoquímico de cinco variedades de maíz del estado de Campeche (México). *Revista Latinoamericana de Recursos Naturales*, 12(2), 74–80.
- 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, 1–9. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.221>
- Nielsen, S. S. (2017). *Food analysis Laboratory Manual* (D. Heldman, Ed.; Third Edition). <https://doi.org/DOI 10.1007/978-3-319-44127-6>
- Orizano-Ponce, E., Chamorro-Gómez, R. E., Briceño-Yen, H., Cueto-Rosales, C. R., & Zevallos-García, J. (2024a). ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO Y GÉNEROS DE MOHOS EN

- ECOTIPOS CULTIVADOS DE MAÍZ MORADO (*Zea mays* L.). *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 11(1), 7–17. <https://doi.org/10.53287/wobn3885wg89y>
- Ortigoza, J., López, C. A., & Gonzalez, J. D. (2019). *Guía técnica Cultivo de Maíz* (J. Ortigoza, Ed.).
- Pliego, C. E., Ramírez, M. de L., Ortiz, R., & Hidalgo, B. (2021). Caracterización de proteínas, grasa y perfil graso de maíces criollos en poblados del estado de México. *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente*, 21(42), 155–169.
- Preciado-Ortiz, R. E., & Vázquez-Carrillo, M. G. (2022). Generación de maíces especializados para mejorar la salud y nutrición en México. *ACI Avances En Ciencias e Ingenierías*, 14(1), 1–13. <https://doi.org/10.18272/aci.v14i1.2489>
- Qamar, S., Aslam, M., Huyop, F. Z., & Javed, M. A. (2017). A COMPARATIVE STUDY OF THE INORGANIC NUTRIENTS IN DIFFERENT TYPES OF *ZEA MAYS* L. USING INDUCTIVELY COUPLED PLASMA MASS SPECTROMETRY. *The Journal of Animal and Plant Sciences*, 27(4), 1315–1320. <https://www.researchgate.net/publication/318943432>
- Ramírez-Vega, H., Vázquez-Carrillo, G., Muñoz-Rosales, G. M., Martínez-Loperena, R., Heredia-Nava, D., Martínez-Sifuentes, J. Á., Anaya-Esparza, L. M., & Gómez-Rodríguez, V. M. (2022). Physical and Chemical Characteristics of Native Maize from the Jalisco Highlands and Their Influence on the Nixtamalization Process. *Agriculture*, 12, 1–11. <https://doi.org/10.3390/agriculture12091293>
- Rangel-Muñoz, E. J., Valdivia-Flores, A. G., Moreno-Rico, O., Hernández-Delgado, S., Cruz-Vázquez, C., de-Luna-López, M. C., Quezada-Tristán, T., Ortiz-Martínez, R., & Máyek-Pérez, N. (2020). Caracterización de *Aspergillus flavus* y cuantificación de aflatoxinas en pienso y leche cruda de vacas en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana De Ciencias Pecuarias*, 11(2), 435–454. <https://doi.org/10.22319/RMCP.V11I2.5686>

- Ratnavathi, C. V. (2019). Grain Structure, Quality, and Nutrition. In C. Aruna, K. B. R. S. Visarada, B. Venkatesh, & V. A. Tonapi (Eds.), *Breeding Sorghum for Diverse End Uses* (pp. 193–207). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-101879-8.00012-7>
- Razgonova, M., Zinchenko, Y., Pikula, K., Tekutyeva, L., Son, O., Zakharenko, A., Kalenik, T., & Golokhvast, K. (2022). Spatial Distribution of Polyphenolic Compounds in Corn Grains (*Zea mays* L. var. Pioneer) Studied by Laser Confocal Microscopy and High-Resolution Mass Spectrometry. *Plants*, 11(630), 1–21. <https://doi.org/10.3390/plants11050630>
- Rendón-Aguilar, B., Aguilar-Rojas, V., Aragón-Martínez, M. del C., Ávila-Castañeda, J. F., Bernal-Ramírez, L. A., Bravo-Avilez, D., Carrillo-Galván, G., Cornejo-Romero, A., Delgadillo-Durán, E., Hernández-Cárdenas, G., Hernández-Hernández, M., López-Arriaga, A., Sánchez-García, J. M., Vides-Borrell, E., & Ortega-Packzca, R. (2015). DIVERSIDAD DE MAÍZ EN LA SIERRA SUR DE OAXACA, MÉXICO: CONOCIMIENTO Y MANEJO TRADICIONAL. *Polibotánica*, 39, 151–174.
- Reza-Solis, I. J., Romero-Rosales, T., Hernández Galeno, C. del Á., Valenzuela -Lagarda, J. L., & Jiménez-Lobato, V. (2024). Saberes tradicionales en el cultivo de maíces nativos. *Revista Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 12(1), 167–178. <https://doi.org/10.47808/revistabioagro.v12i1.551>
- Ricco, R., Agudelo, I., & Wagner, M. (2015). Métodos empleados en el análisis de los polifenoles en un laboratorio de baja complejidad. *Lilloa*, 52(2), 161–174.
- Robles-Botero, M. V., Ronquillo-de Jesús, E., Quiroz-Reyes, C. N., & Aguilar-Méndez, M. A. (2020). Caracterización e identificación de compuestos bioactivos con actividad antioxidante de la cáscara, pulpa y semilla del fruto de tejocote (*Crataegus mexicana*). *TIP Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 23, 1–10. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.233>
- Rocchetti, G., Perez, R., Lorenzo, J. M., Barba, F. J., García, P., Prieto, M. A., Simal-Gandara, J., Mosele, J. I., Motilva, M. J., Tomas, M., Patrone, V., Capanoglu, E., & Lucini, L. (2022). Functional Implications of Bound Phenolic Compounds and Phenolics–Food Interaction:

- A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 21, 811–842. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12921>
- Rodríguez, G., García, A., Reynaga, F. de J., Mendivil, J. E., Salazar, F. J., & Hidalgo, D. M. (2023). Composición fisicoquímica en granos de maíz morado mejorado (*Zea Mays* L.) en el sur de Sonora, como alternativa funcional a la salud humana. *LATAM Revista Latinoamericana de Ciencias Sociales y Humanidades*, 4(1), 4327–4340. <https://doi.org/10.56712/latam.v4i1.567>
- 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 Mexico. *Arabian Journal for Science and Engineering*, 45, 95–112. <https://doi.org/10.1007/s13369-019-04086-0>
- SADER. (2023, March 2). *Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural*. Maíces Nativos, Patrimonio Biológico, Agrícola, Cultural y Económico . <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/un-apoyo-para-agricultores-de-maices-nativos>
- Sahu, R., Mandal, S., Das, P., Ashraf, G. J., Dua, T. K., Paul, P., Nandi, G., & Khanra, R. (2023). The bioavailability, health advantages, extraction method, and distribution of free and bound phenolics of rice, wheat, and maize: A review. *Food Chemistry Advances*, 3, 1–19. <https://doi.org/10.1016/j.focha.2023.100484>
- Salinas Moreno, Y. (2019). *Caracterización fenólica y de actividades biológicas de maíces con pigmentos antociano entre razas mexicanas*. www.conabio.gob.mx
- Salinas, Y., Cruz, F. J., Díaz, S. A., & Castillo, F. (2012). Granos de maíces pigmentados de Chiapas, características físicas, contenido de antocianinas y valor nutraceutico. *Revista Fitotecnica Mexicana* , 35(1), 33–41.
- Salinas-Moreno, Y., Ramírez, J., Alemán, I., Bautista-Ramírez, E., & Ledesma, A. (2021). Evaluación de dos procedimientos de medición de color en granos de maíces pigmentados. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* , 12(7), 1297–1303.

- Salinas-Moreno, Y., Resendiz-Valencia, J. R., Arteaga-Garibay, R. I., & Zacamo-Velázquez, N. Y. (2023). Actividad antifúngica de accesiones de maíz (*Zea mays* L.) de grano con presencia de fenoles coloridos. *TECNOCENCIA Chihuahua*, 17(1), 1–16. <https://doi.org/10.54167/tch.v17i2.1172>
- Salinas-Moreno, Y., Santillán-Fernández, A., Alemán de la Torre, I., Ramírez-Díaz, J. L., Ledesma-Miramontes, A., & Martínez-Ortiz, M. Á. (2024). Physical Traits and Phenolic Compound Diversity in Maize Accessions with Blue-Purple Grain (*Zea mays* L.) of Mexican Races. *Agriculture*, 14(564), 1–15. <https://doi.org/10.3390/agriculture14040564>
- Šamec, D., Karalija, E., Šola, I., Vujčić Bok, V., & Salopek-Sondi, B. (2021). The Role of Polyphenols in Abiotic Stress Response: The Influence of Molecular Structure. *Plants*, 10(118), 1–24. <https://doi.org/10.3390/plants10010118>
- Sánchez, Y., Jorge, M. E., Pozo, Y., Díaz, N., Rodríguez, M., & Sánchez, P. (2019). Composición fenólica y actividad antioxidante de las hojas de *Psidium friedrichsthalianum* (O. Berg) Nied. *Acta Médica Del Centro*, 13(3), 328–343.
- Saulnier, L. (2012). Les grains de céréales: diversité et compositions nutritionnelles. *Cahiers de Nutrition et de Dietétique*, 47, S4–S15. [https://doi.org/10.1016/S0007-9960\(12\)70292-4](https://doi.org/10.1016/S0007-9960(12)70292-4)
- Sebökö, F., Dobolyi, C., Zágóni, D., Risa, A., Krifaton, C., Hartman, M., Cserháti, M., Szoboszlai, S., & Kriszt, B. (2016). AFLATOXIGENIC ASPERGILLUS FLAVUS AND ASPERGILLUS PARASITICUS STRAINS IN HUNGARIAN MAIZE FIELDS. *Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica*, 63(4), 491–502. <https://doi.org/10.1556/030.63.2016.012>
- SEGALMEX. (2024, July 29). *Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER)*. Maíces Nativos: Fundamentales Para La Seguridad Alimentaria. <https://www.gob.mx/segalmex/es/articulos/maices-nativos-fundamentales-para-la-seguridad-alimentaria?idiom=es>

- Shah, A., & Smith, D. L. (2020). Flavonoids in Agriculture: Chemistry and Roles in, Biotic and Abiotic Stress Responses, and Microbial Associations. *Agronomy*, 10(1209), 1–26. <https://doi.org/10.3390/agronomy10081209>
- Shahidi, F., Danielski, R., & Ikeda, C. (2021). Phenolic compounds in cereal grains and effects of processing on their composition and bioactivities: a review. *Journal of Food Bioactives*, 15, 39–50. <https://doi.org/10.31665/jfb.2021.15281>
- SIAP. (2025). *Anuario estadístico de la producción agrícola*. https://nube.agricultura.gob.mx/cierre_agricola/
- Suárez -Contreras, L. Y., & Peñaranda-Figueroa, F. A. (2022). Identificación molecular de hongos filamentosos y su potencial biotecnológico. *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 20(1), 194–206. <https://doi.org/10.18684/rbsaa.v20.n1.2022.1914>
- Torres-Escamilla, F., Chávez-Servia, J. L., Diego-Flores, P., & Carrillo-Rodríguez, J. C. (2019). Variabilidad agromorfológica entre poblaciones de maíz azul y rojo de la Mixteca oaxaqueña, México. *E-CUCBA*, 12, 29–48.
- Urango, L. A. (2018). Componentes del maíz en la nutrición humana. In *Algunos componentes generales, particulares y singulares del maíz en Colombia y México* (pp. 185–209).
- USDA. (2025). *Foreign Agriculture Service U.S. Department of Agriculture*. Production-Corn. <https://www.fas.usda.gov/data/production/commodity/0440000>
- Vargas, J. E., Vélez, J. F., & Chalela, N. A. (2021). *Aspergillus*, un asesino desconocido. *Acta Neurológica Colombiana*, 37(1 Supl 1), 112–116. <https://doi.org/10.22379/24224022342>
- Vásquez, M., Castañeda, E., Lozano, S., Pérez, M. I., Santiago, G. M., & Robles, C. (2017). CARACTERIZACIÓN DE SISTEMAS DE CULTIVO DE MAÍZ EN REGIONES DEL ESTADO DE OAXACA. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 4(1), 24–37.
- Villalba, A. G. (2021). Nuestra Tierra. *Conociendo a Los Hongos Microscópicos*.

- Wall-Martínez, H., Ramírez-Martínez, A., Wesolek, N., Brabet, C., Durand, N., Rodríguez-Jimenes, G., García-Alvarado, M. A., Salgado-Cervantes, M. A., Robles-Olvera, V. J., & Roudot, A. C. (2019). Risk assessment of exposure to mycotoxins (aflatoxins and fumonisins) through corn tortilla intake in Veracruz City (Mexico). *Food Additives and Contaminants - Part A*, 36(6), 929–939. <https://doi.org/10.1080/19440049.2019.1588997>
- Zabel, R. A., & Morrell, J. J. (2020). The characteristics and classification of fungi and bacteria. In *Wood Microbiology* (pp. 55–98). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-819465-2.00003-6>
- Zagoskina, N. V., Zubova, M. Y., Nechaeva, T. L., Kazantseva, V. V., Goncharuk, E. A., Katanskaya, V. M., Baranova, E. N., & Aksenova, M. A. (2023). Polyphenols in Plants: Structure, Biosynthesis, Abiotic Stress Regulation, and Practical Applications (Review). *International Journal of Molecular Sciences*, 24(13874), 1–25. <https://doi.org/10.3390/ijms241813874>
- Zakaria, L. (2024). An Overview of Aspergillus Species Associated with Plant Diseases. *Pathogens*, 13(813), 1–30. <https://doi.org/10.3390/pathogens13090813>
- Zaragoza, Óscar. (2018). *Los hongos microscópicos ¿Amigos o enemigos?* Los libros de la Catarata.
- Žilić, S., Serpen, A., Akillioğlu, 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, 1224–1231. <https://doi.org/10.1021/jf204367z>

XII. Anexos

Anexo 1. Preparación de medio de cultivo Agar papa dextrosa (PDA)

Para 1 L de medio

Se pesaron 200 g de papa, se mantuvo en hervor durante 45 minutos y posteriormente se filtró a vacío. Se disolvieron 20 gramos de dextrosa y 15 gramos de agar bacteriológico a la solución filtrada y se aforó con agua destilada. El medio se esterilizó durante 15 minutos a 15 psi.

Anexo 2. Curvas patrón para cuantificación de polifenoles, flavonoides y taninos condensados

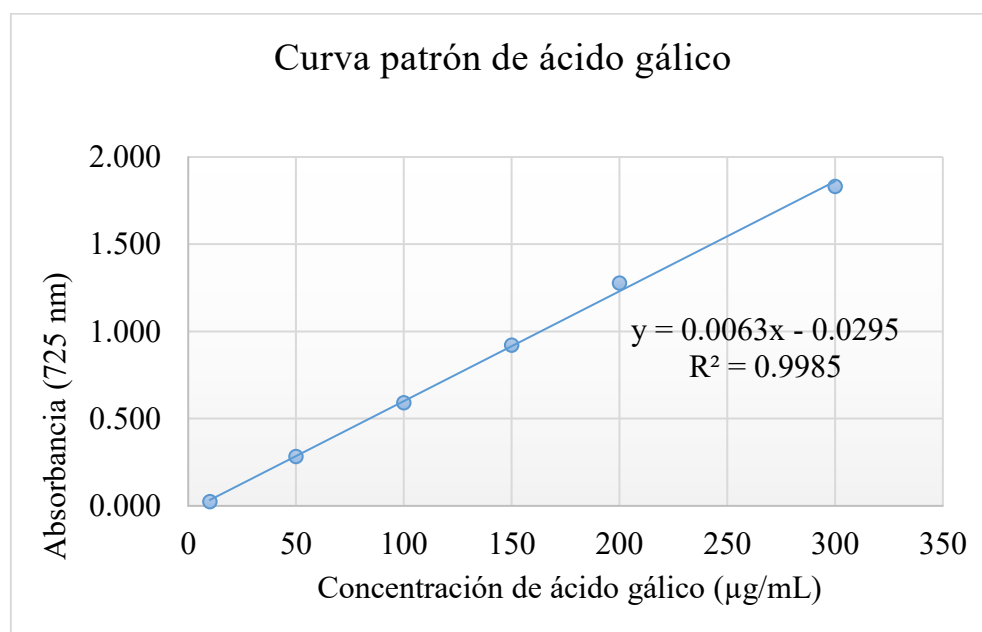


Figura 12. 1. Curva patrón de ácido gálico utilizada para calcular el contenido de polifenoles en los extractos de maíz

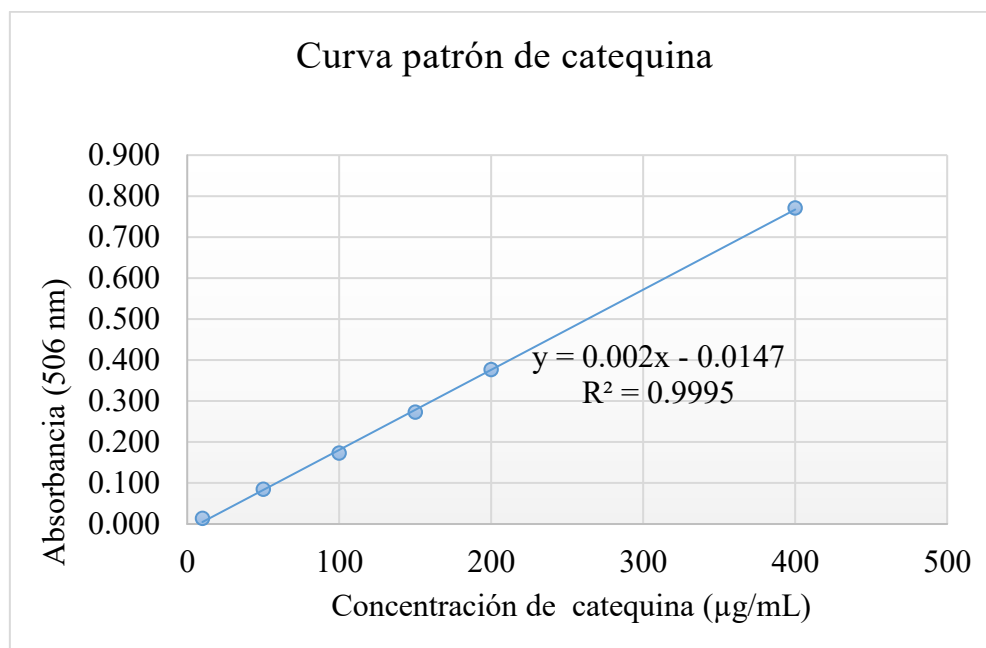


Figura 12. 2. Curva patrón de catequina utilizada para calcular el contenido de flavonoides en en los extractos de maíz

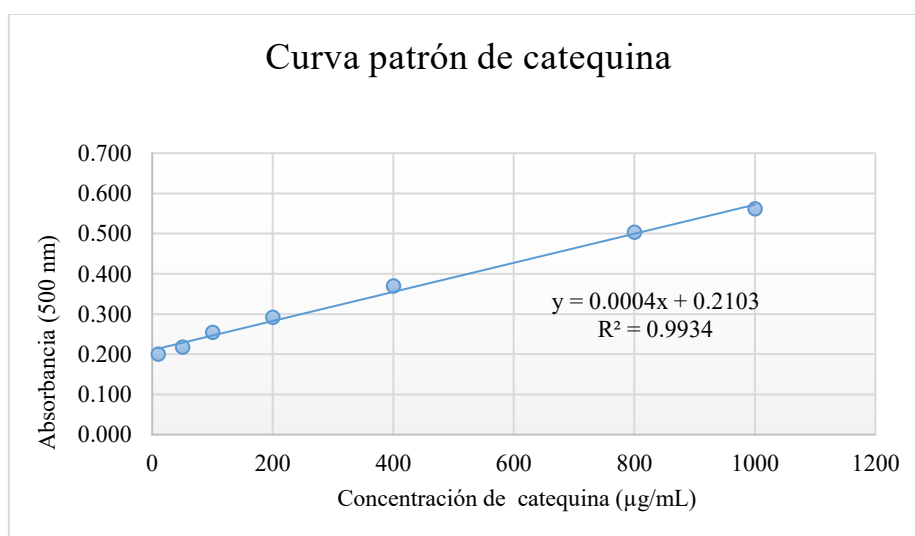


Figura 12. 3. Curva patrón de catequina utilizada para calcular el contenido de taninos condensados en los extractos de maíz

Anexo 3. Curvas patrón para cuantificación la capacidad antioxidante en los extractos de maíz

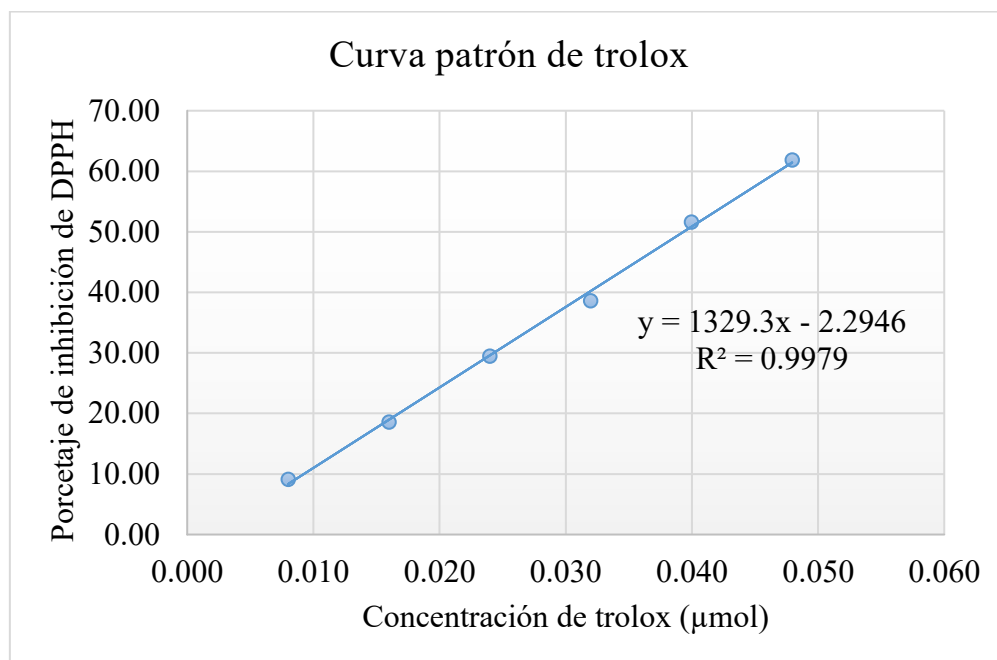


Figura 12. 4. Curva patrón de trolox utilizada para el ensayo de DPPH

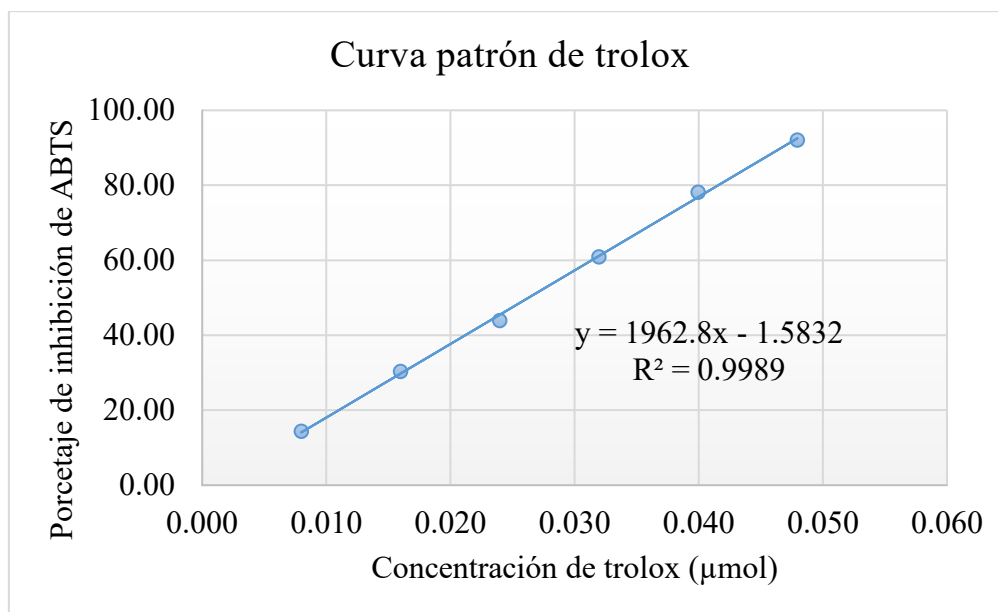


Figura 12. 5. Curva patrón de trolox utilizada para el ensayo de ABTS