



Instituto Tecnológico Superior de Acatlán de Osorio

SEP TecNM

DIVISIÓN DE LA CARRERA DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

OPCIÓN

“Tesis”

Proyecto

**“Caracterización física, química y funcional del fruto de
cuatomate (*solanum glaucescens* Zucc) en dos estados de
madurez”**

Que para obtener el título de:

Ingeniero en Industrias Alimentarias

Presenta

Rosa Isela Vidals Flores

180912041

Acatlán de Osorio, Pue., Octubre de 2023



EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Secretaría
de Educación
Estado de Puebla



Instituto Tecnológico Superior de Acatlán de Osorio
Organismo Público Descentralizado del Gobierno del Estado de Puebla

"2023, Año de Francisco Villa"

ASUNTO: Aprobación de trabajo de titulación.

Acatlán de Osorio, Pue., a 25 de septiembre de 2023.

**I.I.A ELEODORO GABILÁN LINARES
JEFE DE DIVISIÓN DE LA CARRERA DE
INGENIERÍA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
PRESENTE**

Por este medio hago de su conocimiento que el documento bajo el esquema, **OPCIÓN: TESIS PROFESIONAL**, que lleva por nombre "**Caracterización física, química y funcional del fruto de cuatomate (*solanum glaucescens* Zucc) en dos estados de madurez**" que presenta la candidata a Titulación: **C. ROSA ISELA VIDALS FLORES** con numero de control **180912041** de la carrera de Ingeniería en Industrias Alimentarias, fue revisada y aprobada para su impresión por la comisión revisora conformada por: M.I.A Anabel Romero Cruz, M.C Víctor I. Pacheco Contreras y M.I.A Erika López Aranda.

Sin más por el momento, quedo de usted.

ATENTAMENTE
"CONOCIMIENTO COMO GUÍA DEL DESARROLLO"

ING. GABRIELA FORTUNATA LARA RUIZ
PRESIDENTA DE ACADEMIA DE LA CARRERA
DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

Vo.Bo.

M.I.A ANABEL ROMERO CRUZ

Vo.Bo.

M.C VÍCTOR INOCENCIO
PACHECO CONTRERAS

Vo.Bo.

M.I.A ERIKA LÓPEZ ARANDA



CACEI



CARRETERA ACATLÁN-SAN JUAN
IXCAQUIXTLA K.M. 5.5 UNIDAD
TECNOLÓGICA ACATLÁN DE OSORIO
PUEBLA, C.P. 74949
Tel: (052) 52 41977 y 52 41978



2023
AÑO DE
**Francisco
VILLA**

EL REVOLUCIONARIO DEL PUEBLO

AGRADECIMIENTOS

Primero que nada, agradezco a **Dios** por estar conmigo en cada momento y por guiar siempre mi camino, por fortalecer mi corazón en momentos difíciles de mi vida e iluminar mi mente y por haber puesto en mi camino a personas que han sido mi compañía durante todo el periodo de estudio.

A mi mamá **Isidora Flores Cruz** y hermano **Adolfo Hernández Flores** gracias por todo su apoyo que me han brindado para continuar mis estudios, sus consejos y confianza. Gracias a ustedes pude lograr una meta más en mi vida.

Al Instituto **Tecnológico Superior de Acatlán de Osorio** por brindarme sus instalaciones para poder realizar este trabajo.

A la **M.I.A. Anabel Romero Cruz** una excelente maestra con gran valor humano por brindarme la oportunidad de trabajar en este proyecto, por sus conocimientos, dedicación, su valioso tiempo, apoyo durante toda mi carrera profesional, por su amistad, por su colaboración para concluir este trabajo y por confiar en mí.

A la maestra **M.I.A. Erika López Aranda** por la disponibilidad, paciencia y colaboración para apoyarme en el presente trabajo. Gracias por brindarme sus conocimientos durante la carrera.

Al maestro **M.C. Víctor Pacheco Contreras** por colaborar para la revisión de este documento y por el apoyo brindado durante la carrera.

A la **M.C. María Félix Sosa Reyes** por brindarme de sus conocimientos, por su apoyo, sus consejos y por su amistad.

Al Ing. **Eleodoro Gabilán Linares** y a cada uno de los **docentes de la carrera de Ingeniería en Industrias Alimentarias** por los conocimientos brindados y apoyo durante toda mi carrera profesional.

A mis compañeros **Vianey, José Antonio, Gerardo, Esquivel, Aram, Zagnitet** gracias por las horas compartidas, los trabajos realizados en conjunto y las historias vividas y a mi amiga **María de la Concepción** que ha estado conmigo en cada momento, me alegra de haberte conocido en el transcurso de la carrera gracias por brindarme tu amistad por tus consejos y por escucharme.

DEDICATORIAS

Le dedico este trabajo a mi querida madre **Isidora Flores Cruz** por ser lo mejor de mi vida, por ser la inspiración de todo lo que hago, por su apoyo incondicional, por estar ahí en los momentos buenos, así como en los momentos difíciles y por formarme y ser la persona que soy.

A mi hermano **Adolfo Hernández Flores** y a mi cuñada **Alma Morales Vilchis** que siempre han estado junto a mí, brindándome su apoyo, por motivarme a seguir adelante, por sus consejos y por confiar en mí.

A mis hermanos **Luis rey** y **Liliana** por motivarme a seguir adelante, gracias por formar parte de mi vida.

A mis sobrinos **Juliana, Yuyito** y **Ximena** por llenarme de alegría con sus sonrisas, los quiero mucho.

A mi familia en general, porque me han brindado su apoyo incondicional y por compartir conmigo buenos y malos momentos.

Finalmente, a mi novio **Efraín Ramírez**, que durante estos años de carrera ha sabido apoyarme para continuar y nunca rendirme, por siempre estar ahí en los momentos más difíciles, gracias por su amor incondicional.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIAS	IV
ÍNDICE	V
LISTA DE TABLAS.....	XI
LISTA DE FIGURAS	XII
LISTA DE SÍMBOLOS Y/O ABREVIATURAS	XIV
RESUMEN.....	XVI
ABSTRACT	XVII
1.INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos	3
2.3 Hipótesis	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1 Origen y distribución.....	4
3.2 Producción de cuatomate en la región Mixteca Poblana.....	4
3.3 Cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i> Zucc.).....	4

3.4 Taxonomía.....	5
3.5 Descripción botánica	6
3.5.1 Raíz.	6
3.5.2 Tallo.	6
3.5.3 Hojas	7
3.5.4 Flores.....	7
3.5.5 Fruto.....	8
3.5.6 Semillas.....	9
3.6 Condiciones climáticas	9
3.7 Superficie sembrada	9
3.8 Cosecha.....	9
3.9 Plagas.....	10
3.10 Composición nutricional de cuatomate	10
3.11 Usos del Fruto y de la planta de cuatomate	12
3.12 Características fisicoquímicas	12
3.12.1 Propiedades físicas.....	12
3.12.1.1 Peso.	13
3.12.1.2 Diámetro polar.....	13
3.12.1.3 Diámetro ecuatorial.....	13
3.12.2 Propiedades químicas.....	13
3.12.2.1 Análisis de °brix o contenido total de sólidos solubles.....	13

3.12.2.2 Humedad.	14
3.12.2.3 Acidez titulable.	14
3.12.2.4 Contenido de grasas por el método de Soxhlet.	14
3.12.2.5 Proteína por el método Kjeldahl.....	15
3.12.2.6 Cenizas en alimentos.....	15
3.12.2.7 Fibra cruda.....	15
3.13 Propiedades funcionales en frutos	16
3.13.1 Compuestos fenólicos.	16
3.13.2 Métodos usados para la determinación de Fenoles totales.	17
3.13.3 Método de Folin Ciocalteu.....	17
3.13.4 Flavonoides.	18
3.13.5 Antioxidantes.	19
3.13.6 Capacidad antioxidante.	20
3.13.7 Método DPPH.....	20
3.14 Curva de calibración	21
4. MATERIALES Y MÉTODOS	22
4.1 Localización del sitio experimental.....	22
4.2 Obtención de la materia prima.....	22
4.3 Preparación de la muestra.....	23
4.4 Variables de estudio.....	24
4.4.1 Físicas.	24

4.4.1.1	Peso del fruto.....	24
4.4.1.2	Diámetro polar.....	24
4.4.1.3	Diámetro ecuatorial.....	25
4.4.1.4	Número de semillas.....	25
4.4.2	Químicas.....	25
4.4.2.1	Humedad.....	25
4.4.2.2	Cenizas.....	26
4.4.2.3	Proteína.....	27
4.4.2.4	Grasa.....	29
4.4.2.5	Fibra cruda.....	30
4.4.2.6	Carbohidratos totales.....	32
4.4.2.7	Sólidos solubles.....	32
4.4.2.8	pH.....	32
4.4.2.9	Acidez titulable.....	33
4.4.3	Funcionales.....	34
4.4.3.1	Obtención de los extractos de la muestra.....	34
4.4.3.2	Fenoles totales por el método de Folin Ciocalteu.....	34
4.4.3.3	Flavonoides totales (Herrera, 2022).....	35
4.4.3.4	Actividad antirradical.....	36
4.5	Análisis estadístico.....	38
5.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	39

5.1 Características físicas del cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i> Zucc) debido al estado de madurez	39
5.1.1 Efecto del estado de madurez sobre el peso del fruto.	39
5.1.2 Efecto del estado de madurez sobre diámetro polar y ecuatorial.....	40
5.1.3 Efecto del estado de madurez sobre el número de semillas.....	41
5.2 Características químicas del cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i> Zucc) debido al estado de madurez	42
5.2.1 Efecto del estado de madurez sobre la humedad.	42
5.2.2 Efecto del estado de madurez sobre proteínas.	43
5.2.3 Efecto del estado de madurez sobre grasas.....	44
5.2.4 Efecto de estado de madurez sobre cenizas.	45
5.2.5 Efecto de estado de madurez sobre fibra cruda.....	46
5.2.6 Efecto de estado de madurez sobre los carbohidratos totales.	47
5.2.7 Efecto de estado de madurez sobre pH.	48
5.2.8 Efecto de estado de madurez sobre Acidez titulable (% de ác. Cítrico).	49
5.2.9 Efecto del estado de madurez sobre sólidos solubles (°Brix).....	50
5.3 Características funcionales del cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i> Zucc) debido al estado de madurez	51
5.3.1 Contenido de fenoles totales.	51
5.3.2 Efecto del estado de madurez sobre fenoles totales.....	51
5.3.3 Cuantificación de flavonoides totales.	53
5.3.4 Efecto del estado de madurez sobre flavonoides totales.....	53

5.3.5 Evaluación de actividad antioxidante frente al radical DPPH.	54
3.5.6 Efecto del estado de madurez sobre capacidad antioxidante frente al radical DPPH....	55
6. CONCLUSIONES	56
7. RECOMENDACIONES	57
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	58
9. ANEXOS.....	64

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica del Cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i> zucc)	5
Tabla 2. Composición proximal de dos cosechas diferentes de cuatomate <i>solanum glaucescens</i> zucc (%).....	11

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Tallo de cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i>).....	6
Figura 2. Hojas de cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i>).....	7
Figura 3. Flores de cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i>).....	8
Figura 4. Frutos de cuatomate (<i>Solanum glaucescens</i>).....	8
Figura 5. Flavonoides: Estructura básica y tipos.....	19
Figura 6. Ubicación del ITSAO	22
Figura 7. Etiquetado del fruto (a), estado de madurez verde maduro (b) y (c) estado de madurez naranja.....	23
Figura 8. Desinfección de los frutos verde maduro (a) y (b) frutos naranjas de (<i>Solanum glaucescens</i>)	23
Figura 9. Pesado del fruto en balanza analítica modelo AS200, marca OHAUS	24
Figura 10. Medición del fruto con vernier marca Mitutoyo.....	25
Figura 11. Determinación de humedad por termobalanza	26
Figura 13. Obtención de cenizas del fruto de cuatomate	27
Figura 12. Incineración del fruto de cuatomate.....	27
Figura 14. Determinación de proteína por el equipo Kjeldahl combinado	28
Figura 15. Determinación de grasas por el método Soxhlet	30
Figura 16. Determinación de fibra cruda	32
Figura 17. Determinación de pH en cuatomate verde y maduro.....	33
Figura 18. Comparación de medias del peso (g) del cuatomate.....	40
Figura 19. Comparación de medias de diámetro polar y ecuatorial (cm) del cuatomate	41
Figura 20. Comparación de medias del número de semillas del cuatomate	42

Figura 21. Comparación de medias del porcentaje de humedad del cuatomate	43
Figura 22. Comparación de medias del porcentaje de proteínas del cuatomate	44
Figura 23. Comparación de medias del porcentaje de grasa del cuatomate.....	45
Figura 24. Comparación de medias del porcentaje de cenizas del cuatomate	46
Figura 25. Comparación de medias del porcentaje de fibra cruda del cuatomate.....	47
Figura 26. Comparación de medias del porcentaje de carbohidratos totales del cuatomate.....	48
Figura 27. Comparación de medias de pH del cuatomate.....	49
Figura 28. Comparación de medias de ácido cítrico del cuatomate.....	50
Figura 29. Comparación de medias de sólidos solubles del cuatomate	51
Figura 30. Comparación de medias de fenoles totales del cuatomate.....	52
Figura 31. Comparación de medias de flavonoides totales del cuatomate.....	54
Figura 32. Comparación de medias de la capacidad antioxidante del cuatomate	55

LISTA DE SÍMBOLOS Y/O ABREVIATURAS

°C	Grados Celsius
Cm	Centímetro
m	Metro
mm	Milímetro
%	Porcentaje
m²	Metro cuadrado
kg	Kilogramo
g	Gramo
NaOH	Hidróxido de sodio
N	Normalidad
h	Horas
pH	Potencial de hidrogeno
FC	Fibra cruda
nm	Nanómetro
mL	Mililitros

ppm	Partes por millón
min	Minutos
rpm	Revoluciones por minuto
EtOH	Etanol
DPPH	2,2- difenil-1-picrilhidrazilo
Na₂CO₃	Carbonato de sodio
µg	Microgramos
M	Molaridad
EAG	Equivalentes de Ácido Gálico
NaNO₂	Nitrito de sodio
AlCl₃	Cloruro de aluminio
EQ	Equivalentes de Quercetina

RESUMEN

El cuatomate es un fruto muy apreciado en la dieta de los pobladores de la Mixteca baja Poblana, consumido en productos como salsas. Sin embargo, pocos estudios han sido realizados para determinar su composición nutrimental, fisicoquímico y funcional, es por ello que el presente estudio se realizó con el objetivo de evaluar las propiedades físicas, químicas y funcionales del fruto de cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) en dos estados de madurez para estimar su valor nutricional y funcional. Se determinó peso (g), diámetro polar y ecuatorial (cm), pH, acidez titulable (% ácido cítrico), humedad, proteína, lípidos, cenizas, fibra cruda y carbohidratos. El valor funcional se cuantificó determinando fenoles (mg AG), flavonoides (mg Quercetina) y actividad antirradical (IC₅₀) frente al radical DPPH. Se utilizó un diseño factorial completamente al azar. Los resultados muestran diferencia significativa en peso (p= 0.025), frutos en estado de madurez verde presentaron mayor peso (g), no así para diámetro polar, ecuatorial y número de semillas con respecto a frutos en estado maduro. Los frutos maduros presentaron mayor porcentaje de proteína (4.7325 %), grasas (1.7864 %), cenizas (5.4033 %), carbohidratos (1.9394), acidez (0.0503 %) y sólidos solubles (1.5667 °Brix), mientras que en frutos verdes presentó mayor porcentaje en fibra (4.44667%) y pH (5.8565). El efecto del estado de madurez sobre las propiedades funcionales determinó que existe diferencia significativa entre los tratamientos, cuatomates verdes presentaron un contenido mayor de fenoles de 418.57 ± 2.74 mg EAG/100 g de muestra seca con respecto a frutos de cuatomate maduro de 252.277 ± 0.43 mg EAG/100 g de muestra seca. En cambio, el contenido de flavonoides para cuatomate verde fue menor (1162.3 ± 31.7 mg EQ/100 g de ms) que en estado maduro de 2676.8 ± 6.78 mg EQ/100 g de ms. Sin embargo, mayor actividad antirradical DPPH se encontró en cuatomate verde, ya que solo se requiere 12.883 ± 0.503 mg de cuatomate verde para reducir el 50% de la actividad antirradical DPPH con respecto a los cuatomates maduros (97.450 ± 1.105 mg). Los resultados obtenidos indican que los frutos del cuatomate proveen propiedades nutricionales y funcionales significativas que pueden ser utilizados para enriquecer alimentos y bebidas.

Palabras clave: *Solanum glaucescens*, DPPH, Actividad antirradical.

ABSTRACT

The cuatomate is a fruit highly appreciated in the diet of the residents of the Mixteca Baja Poblana, consumed in products such as sauces. However, few studies have been carried out to determine its nutritional, physicochemical and functional composition, which is why the present study was carried out with the objective of evaluating the physical, chemical and functional properties of the cuatomate fruit (*Solanum glaucescens* Zucc) in two maturity states to estimate their nutritional and functional value. Weight (g), polar and equatorial diameter (cm), pH, titratable acidity (% citric acid), humidity, protein, lipids, ash, crude fiber and carbohydrates were determined. The functional value was quantified by determining phenols (mg AG), flavonoids (mg Quercetin) and antiradical activity (IC₅₀) against the DPPH radical. A completely randomized factorial design was used. The results show a significant difference in weight ($p= 0.025$), fruits in a state of green maturity presented greater weight (g), but not for polar and equatorial diameter and number of seeds with respect to fruits in a mature state. Ripe fruits presented a higher percentage of protein (4.7325%), fats (1.7864%), ash (5.4033%), carbohydrates (1.9394), acidity (0.0503%) and soluble solids (1.5667 °Brix), while green fruits presented higher percentage in fiber (4.44667%) and pH (5.8565). The effect of the state of maturity on the functional properties determined that there is a significant difference between the treatments, green cuatomates had a higher phenolic content of 418.57 ± 2.74 mg EAG/100 g of dry sample compared to ripe cuatomate fruits of 252.277 ± 0.43 mg. EAG/100 g of dry sample. On the other hand, the flavonoid content for green cuatomate was lower (1162.3 ± 31.7 mg EQ/100 g of ms) than in the mature state of 2676.8 ± 6.78 mg EQ/100 g of ms. However, greater DPPH antiradical activity was found in green cuatomate, since only $12,883 \pm 0.503$ mg of green cutomate is required to reduce 50% of the DPPH antiradical activity with respect to mature cuatomates ($97,450 \pm 1,105$ mg). The results obtained indicate that cuatomate fruits provide significant nutritional and functional properties that can be used to enrich foods and beverages.

Keywords: *Solanum glaucescens*, DPPH, Antiradical activity

1.INTRODUCCIÓN

La región Mixteca Baja Poblana presenta un clima semicálido, subhúmedo con algunas lluvias en verano y prolongados periodos de sequía con limitada disponibilidad de agua, tanto para el consumo humano como para el desarrollo de la agricultura, el cultivo de cuatomate requiere de sombreado y tutoreo para su buen desarrollo (Vargas, 1998 como se citó en Hernández *et al.*, 2018).

Solanum glaucescens Zucc, es una planta que pertenece a la familia de las solanáceas del género solanum y subfamilia solanoidea localizada en la región Mixteca de los estados de Oaxaca, Puebla y Guerrero. El fruto en estado inmaduro es carnoso y firme, debido a su firmeza puede almacenarse sin refrigeración, con una vida de anaquel de aproximadamente 15 días (Medina *et al.*, 2014). El fruto de cuatomate se recolecta de plantas silvestres, donde es un recurso importante para su autoconsumo y venta (Gutierrez *et al.*, 2011) esto ha llevado a evaluar prácticas para una producción semintensiva.

El cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) es una hortaliza, constituye un componente esencial en la dieta de los pobladores de la Mixteca baja Poblana, en diferentes presentaciones principalmente en salsas; aunque es posible encontrar frutos en todo el año, la mayor producción se concentra en los meses de junio a septiembre que está relacionado con el periodo de lluvias. En la actualidad, ha adquirido importancia económica debido a la alta demanda a nivel regional, ya que se comercializa en comunidades habitados por poblanos en Estados Unidos de América. A pesar de la importancia que tiene en la gastronomía de la región Mixteca baja Poblana y que en ciertos guisos se emplea verde y otros maduros, por sus características sensoriales (olor y sabor) le permiten integrarse como ingrediente en diversas comidas. No existen estudios acerca

de su composición nutricional y funcional durante la etapa fenológica del fruto, que permitan conocer el aporte que tiene a la dieta de los mixtecos. Por tal motivo el objetivo del presente estudio fue evaluar las propiedades físicas, químicas y funcionales del fruto de cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) en dos estados de madurez para estimar su valor nutricional y funcional.

2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1 Objetivo general

Evaluar las propiedades físicas, químicas y funcionales del fruto de cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) en dos estados de madurez para estimar su valor nutricional y funcional.

2.2 Objetivos específicos

- Determinar las propiedades físicas, químicas y funcionales de los frutos fenológicos verde y maduro.
- Estimar el efecto del estado de madurez sobre las propiedades físicas, químicas y funcionales de los frutos.

2.3 Hipótesis

El estado de madurez afecta las propiedades físicas, químicas y funcionales de los frutos del cuatomate.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Origen y distribución

El cuatomate es una planta que se encuentra en forma silvestre en la región Mixteca de los estados de Oaxaca, Puebla y Guerrero. En el Estado de Puebla se pueden encontrar en los municipios de Izúcar de Matamoros, Tehuitzingo, Acatlán de Osorio, San Pablo Anicano, Chiautla de Tapia, Izcamilpa de Guerrero, Tecomatlán, Xayacatlán de Bravo, Tulcingo del Valle, Chila de la Sal, Petlalcingo, Coyoacán, Axutla, Chinantla y Guadalupe Victoria (Hernández, 2017).

3.2 Producción de cuatomate en la región Mixteca Poblana

La Mixteca Poblana se localiza al sur del estado de Puebla y los principales municipios productores del fruto de cuatomate son San Jerónimo Xayacatlán, Acatlán de Osorio, Ahuehuetitla, Axutla, Chiautla de Tapia, Chila de la Sal, Chinantla, Guadalupe Victoria, Izúcar de Matamoros, Piaxtla, San Pablo Anicano, San Pedro Yeloixtlahuaca, Tecomatlán, Tehuitzingo, Tulcingo del Valle (Gutiérrez *et al.*, 2011).

3.3 Cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc.)

Es una planta que pertenece a la familia de las *solanáceae* del género *solanum* y subfamilia solanoidea localizada en la región Mixteca de los estados de Oaxaca, Puebla y Guerrero. El fruto en estado inmaduro es carnoso y firme. Debido a su firmeza puede almacenarse sin refrigeración, con una vida de anaquel de aproximadamente 15 días (Medina *et al.*, 2014). La especie *Solanum glaucescens* Zucc fue localizada por los pobladores entre “cuajiotales” de la Mixteca baja Poblana. Es una planta arbustiva perenne, caducifolia, de hábito trepador a tutores naturales, con requerimientos bajo de luminosidad y de suelos fértiles (Vargas, 1998, como se citó en López, 2011).

3.4 Taxonomía

La clasificación del cuatomate (***Solanum glaucescens Zucc***) pertenece a la familia *Solanaceae* y del género *Solanum* como se muestra en la Tabla 1.

Tabla 1. *Clasificación taxonómica del Cuatomate (Solanum glaucescens zucc)*

TAXONOMÍA	
Reino	<i>Vegetal</i>
Subreino	<i>Embriophyta</i>
Clase	<i>Dicotiledoneae</i>
Orden	<i>Solanales</i>
Familia	<i>Solanaceae</i>
Subfamilia	<i>Solanoideae</i>
Tribu	<i>Solaneae</i>
Genero	<i>Solanum</i>
Especie	<i>Glaucescens zucc.</i>

Fuente: López, (2011)

3.5 Descripción botánica

3.5.1 Raíz.

Posee una raíz pivotante, cuya longitud puede alcanzar, aproximadamente, menos de 40-60 cm en los casos de reproducción por semilla (Huerta *et al.*, 2009, como se citó en López, 2011).

3.5.2 Tallo.

El tallo es de forma cilíndrica, de entrenudos cortos, cada uno de 3-12 cm (Figura 1). Su grosor es variable y durante la fase reproductiva, el meristemo apical termina en inflorescencia. Puede alcanzar una longitud de 8 m en su medio natural (López, 1990, como se citó en López, 2011).



Figura 1. Tallo de cuatomate (*Solanum glaucescens*)

Fuente: López (2011)

3.5.3 Hojas

Vargas (1998), citado por López (2011) describen que las hojas presentan diferentes longitudes de lámina foliar extendida, en función del ambiente dominante y que el largo de la hoja oscila entre 14 y 16 cm, con un ancho de 4.5 a 6.5 cm, así como el color del haz es verde castaño y el del envés es blanquecino, con espinas en la nervadura central (Figura 2).



Figura 2. Hojas de cuatomate (Solanum glaucescens)

Fuente: López (2011)

3.5.4 Flores.

La inflorescencia es cimosa, ya sea axilar o terminal. Antes de cada inflorescencia existe un brote vegetativo. La flor presenta cinco estambres, uno de ellos más largo que los cuatro restantes (Figura 3). La longitud de las anteras va de 5,5 a 7,5 mm desde la base de la flor, y el estambre más grande tiene de 2 a 2,5 mm, siendo más largo que los normales (Vargas, 1998, como se citó en López, 2011).



Figura 3. Flores de cuatomate (Solanum glaucescens)

Fuente: López (2011)

3.5.5 Fruto.

Se pueden diferenciar frutos de dos colores, blanco y verde, ya sea verde oscuro o verde claro, con leves manchas blancas en la base del fruto (Figura 4). El fruto en estado inmaduro es carnoso y firme. Debido a su firmeza puede almacenarse sin refrigeración, con una vida de anaquel de aproximadamente 15 días (Gutiérrez *et al.*, 2011).



Figura 4. Frutos de cuatomate (Solanum glaucescens)

Fuente: López (2011)

3.5.6 Semillas.

La semilla es campilotropa, biconvexa, reniforme, con escotadura en la zona hilar y con el canto de la semilla más engrosado en esta zona, de color rosa pálido (Hernández, 1988, como se citó en López, 2011).

3.6 Condiciones climáticas

El cultivo de cuatomate requiere de sombreado y tutoreo para su buen desarrollo, así como también forman parte de la vegetación natural; crecen sobre los árboles que le dan soporte y sombra, donde, solamente en la época de lluvias de verano que tiene una duración de alrededor de cuatro a cinco meses aproximadamente, florece y fructifica (Guízar *et al.*, 2010).

3.7 Superficie sembrada

Los productores de cuatomate tienen definidos sus espacios productivos de la siguiente manera: 64.7% lo cultiva en el traspatio, 13.8% en sus parcelas, 11.8% en ambos sitios. La superficie destinada al cuatomate en los municipios de Tehuizingo, Chinantla, Piaxtla, Tecamatlán y Tulcingo del Valle es variable: 56.9% de los productores tienen de 10 a 50 m², 21.6% de 51 a 100, 17.7% de 101 a 500 y 4% de 501 a 4000 (Gutiérrez *et al.*, 2011)

3.8 Cosecha

La recolección de los frutos se lleva a cabo cuando alcanzan su mayor tamaño, pero antes de que maduren y se tornen de un color amarillo-naranja. Aunque es posible encontrar frutos todo el año dependiendo de las condiciones de riego, 90.82% de la cosecha se concentra de junio a septiembre en la Mixteca Poblana (Gutiérrez *et al.*, 2011).

3.9 Plagas

Algunas de las plagas que identifican los productores son: mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) (19.4%), gusano barrenador (*Elasmopalpus angustellus*) (14.93%), gusano trozador (*Agrotis ipsilon*) (8.96%) y gallina ciega (*Phyllophaga* spp.) (7.46%). Aunque 49.25% identifica las plagas no las reconoce por su nombre. Respecto a las enfermedades, 88.89% manifiestan que no tienen problemas; sólo 5.56% registran ataques de "chahuixtle" y "secadera" de plantas (Gutiérrez *et al.*, 2011).

3.10 Composición nutricional de cuatomate

En la Tabla 2 se muestra la composición proximal de una investigación realizado por (Medina *et al.*, 2014) en dos cosechas diferentes de cuatomate *Solanum glaucescens* *zucc* como se puede observar en la cosecha de invierno tiene mayor porcentaje de lípidos, cenizas, carbohidratos, fibra soluble, fibra insoluble, fibra total, y en la cosecha de otoño es menor. En el caso de la cosecha de otoño presenta mayor porcentaje de minerales con una diferencia mínima para la cosecha de invierno.

Tabla 2. *Composición proximal de dos cosechas diferentes de cuatomate solanum glaucescens zucc (%)*

Componente	Cosecha de otoño (octubre 2006)	Cosecha de invierno (febrero 2007)
Proteína	13.17	10.53
Lípidos	2.79	2.99
Cenizas	6.53	7.03
Carbohidratos	77.51	79.45
Fibra soluble	1.58	9.14
Fibra insoluble	30.85	31.91
Fibra total	32.44	41.05
Minerales		
Ca	183	123
K	2914	3385
Fe	4.73	4.48
Mg	189	180

Fuente: Medina *et al*, 2014

3.11 Usos del Fruto y de la planta de cuatomate

Las cualidades o utilidades del cuatomate para satisfacer las necesidades de los productores de la Mixteca Baja Poblana relacionadas o equivalente con el autoconsumo se refiere a los siguientes aspectos: el tallo se usa por 15.7% de los productores para propagar asexualmente las plantas fértiles a través de estacas. La flor se usa por 23.6% de los productores como condimento de salsas, mole o chilate de cuatomate (el chilate es un platillo representativo de la gastronomía en la Mixteca Baja Poblana). La hoja es utilizada por 25.5% de los productores para la producción de abono. Los frutos, como la parte principal de la planta son utilizados por 100% de los productores para la elaboración de salsas y otros productos culinarios regionales; además, 21.6% selecciona los mejores en tamaño, color y consistencia para su propagación por vía sexual (Hernández, 1981, como se citó en Gutiérrez *et al.*, 2011).

3.12 Características fisicoquímicas

3.12.1 Propiedades físicas.

El análisis físico-químico de los alimentos es primordial en el aseguramiento de la calidad, ya que ayuda a determinar el valor nutricional y controlar el cumplimiento de ciertos parámetros, además del estudio de adulteraciones, irregularidades, contaminaciones, en alimentos frescos y en los que han sufrido un proceso de transformación.

Las podemos ver y medir sin alterar su composición. En el caso de los alimentos estos pueden ser modificados según la necesidad de cada grupo o persona, esto quiere decir que en el momento de picarlos, cortarlos, rebanarlos estos ya sufren cambios físicos (Cazar, 2016).

Dentro de los análisis físicos se encuentra el olor, color, peso, dimensiones físicas (diámetro polar y ecuatorial), entre otros.

3.12.1.1 Peso.

La unidad principal que se utiliza para medir la masa de cualquier objeto es el gramo y se mide con un instrumento llamado balanza. Pero esta no es la única medida. Al igual que para la longitud y para la capacidad, la masa también tiene sus múltiplos y submúltiplos. Los múltiplos son para expresar unidades más grandes que el gramo, y los submúltiplos son para expresar medidas más pequeñas que el gramo (Sánchez, 2022).

3.12.1.2 Diámetro polar.

Es aquél que se mide por el centro de la fruta, longitudinalmente de la base del pedúnculo hasta el ápice del fruto.

3.12.1.3 Diámetro ecuatorial.

Es aquél que se mide perpendicularmente al diámetro polar de una fruta en su sección mayor (NOM-FF-6, 1982)

3.12.2 Propiedades químicas.

Los análisis comprendidos dentro de este grupo, también conocido como análisis proximales, se aplican en primer lugar a los materiales que se usarán para formular una dieta como fuente de proteína o de energía y a los alimentos terminados, como un control para verificar que cumplan con las especificaciones o requerimientos establecidos durante la formulación (Méndez, 2020).

A continuación, se describen los principales análisis químicos

3.12.2.1 Análisis de °brix o contenido total de sólidos solubles.

La técnica más común de medición de este parámetro, está basada en la refractometría, este sistema de medición específica. La escala Brix se utiliza en el sector de alimentos, para

medir la cantidad aproximada de azúcares en zumos de fruta, vino o líquidos procesados dentro de la industria agroalimentaria ya que en realidad lo que se determina es el contenido de sólidos solubles totales, dentro de esta y centrándonos en la industria agrícola, los técnicos siempre hacen referencia al contenido de azúcares y se utiliza para hacer un seguimiento *in situ* en la evolución de la maduración de frutos y su momento óptimo de recolección.

3.12.2.2 Humedad.

En la industria agroalimentaria la determinación del contenido de humedad es un factor importante en la calidad de frutas ya sean frescas y quizás sobre mayor importancia procesadas, ya que influye decisivamente en la conservación y en el deterioro de las mismas. Todas las frutas contienen agua como componente mayoritario que oscila entre un 60 % y 96 %. Los métodos más utilizados son los métodos de secado, se calcula el porcentaje en agua por la pérdida en peso debida a su eliminación por calentamiento bajo condiciones normalizadas (Masson, s.f.).

3.12.2.3 Acidez titulable.

Determina la concentración total de ácidos contenidos en un fruto. Se determina mediante una volumetría ácido-base (determina los ácidos solubles como cítrico, málico, láctico, oxalacético, succínico, glicérico, fosfórico, clorhídrico, fumárico, galacturónico, glicérico, tartárico, etc.). Los ácidos influyen en el sabor de los alimentos, el color, la estabilidad microbiana y en la calidad de conservación, se determina por medio de una volumetría ácido-base usando como base NaOH 0,1 N y fenolftaleína como indicador.

3.12.2.4 Contenido de grasas por el método de Soxhlet.

Es una extracción semicontinua con disolvente donde una cantidad de disolvente rodea la muestra y se calienta a ebullición, una vez dentro del Soxhlet, el líquido condensado llega a

cierto nivel y es sifoneado de regreso al matraz de ebullición, la grasa se mide por pérdida de peso de la muestra o por cantidad de muestra removida (Salazar *et al.*, 2019).

3.12.2.5 Proteína por el método Kjeldahl.

El método de análisis implica la determinación indirecta de las proteínas después de la determinación del contenido de nitrógeno total en las muestras de alimentos. Estas se someten a un proceso de digestión con un ácido fuerte, seguido de una etapa de destilación, para que se libere el nitrógeno que luego se cuantifica mediante una técnica de titulación. Después de la determinación de nitrógeno, se calcula la cantidad de proteínas a partir de la concentración de nitrógeno en el alimento utilizando un factor de conversión (García *et al.*, 2012).

3.12.2.6 Cenizas en alimentos.

Las cenizas están constituidas por el residuo inorgánico que queda después de que la materia orgánica se ha quemado. Las cenizas obtenidas no tienen necesariamente la misma composición que la materia mineral presente en el alimento original, ya que pueden existir pérdidas por volatilización o alguna interacción entre los constituyentes. Las cenizas se determinan como el residuo que queda al quemar en un horno o mufla los componentes orgánicos a 550 °C durante 5 h. La cantidad de cenizas representa el contenido total de minerales en los alimentos (Márquez, 2009).

3.12.2.7 Fibra cruda.

Se entiende por Fibra Cruda (FC) a todas aquellas sustancias orgánicas no nitrogenadas, que no se disuelven tras hidrólisis sucesivas; una en medio ácido y otra en medio alcalino. La determinación de fibra cruda mediante hidrólisis ácida con un 1,25% de H₂SO₄ para la extracción de azúcares y almidón, seguida del hidrólisis alcalina con un 1,25% de NaOH, que elimina las proteínas y parte de la hemicelulosa y de la lignina. La fibra cruda se suele emplear

habitualmente para evaluar la calidad de los alimentos de origen vegetal partiendo de la premisa de que constituye su parte menos digerible.

Este método permite determinar el contenido de fibra en la muestra, después de ser digerida con soluciones de ácido sulfúrico e hidróxido de sodio y calcinado el residuo. La diferencia de pesos después de la calcinación nos indica la cantidad de fibra presente (García *et al.*, 2008).

3.13 Propiedades funcionales en frutos

3.13.1 Compuestos fenólicos.

Los compuestos fenólicos son sustancias que tienen propiedades antioxidantes y pueden impactar en la prevención del daño oxidativo, muy relacionado con el inicio de diversas enfermedades. La mayoría de los compuestos fenólicos son bioaccesibles y biodisponibles mediante vías mecánicas, enzimáticas y químicas (Cereceres *et al.*, 2020). Los compuestos fenólicos constituyen una de las principales clases de metabolitos secundarios de los vegetales, donde desempeñan diversas funciones fisiológicas. Se trata de compuestos que intervienen en el crecimiento y reproducción de las plantas, así como en procesos defensivos contra agentes patógenos, depredadores o radiación ultravioleta. La cantidad de compuestos polifenólicos y tipos presentes en un alimento varía en función de la especie vegetal, variedad y parte del vegetal considerada (fruto, semillas, brotes, hojas), horas de exposición solar, grado de madurez, condiciones de cultivo, procesado, condiciones de almacenamiento, etc.

Como antioxidantes, los polifenoles pueden proteger las células contra el daño oxidativo y por lo tanto limitar el riesgo de varias enfermedades degenerativas asociadas al estrés oxidativo causado por los radicales libres. El estrés oxidativo se define comúnmente como el desequilibrio entre las especies oxidantes y reductoras a nivel celular en un organismo. Entre los compuestos

fenólicos más importantes se encuentran los flavonoides los cuales, además de su comprobada actividad antioxidante, se les ha atribuido una gran diversidad de efectos terapéuticos, tales como actividades cardiotónicas, antiinflamatoria, hepatoprotectora, antineoplástica, antimicrobial, etc (Gutiérrez *et al.*, 2008).

3.13.2 Métodos usados para la determinación de Fenoles totales.

Los métodos usados comúnmente para determinar y cuantificar fenoles totales en alimentos y vegetales son el ensayo de la vainillina y el de Folin-Ciocalteu. El método de Folin-Ciocalteu se basa en la capacidad de los fenoles para reaccionar con agentes oxidantes.

Para la determinación cuantitativa de fenoles totales, el método espectrofotométrico desarrollado por Folin y Ciocalteu (FC) es el más usado, el cual utiliza la reacción entre grupos hidroxilo de los fenoles con un reactivo de fosfomolibdato (mezcla de ácidos fosfowolfrámico y fosfomolibdico en medio básico), el cual se reduce al oxidar los compuestos fenólicos, originando óxidos azules de wolframio (W_8O_{23}) y molibdeno (Mo_8O_{23}), para cuantificar el contenido de fenoles totales. Si bien esta es una técnica analítica conveniente y simple para determinar cuantitativamente fenoles totales en diversas muestras, entre ellas vinos y extractos vegetales, tiene las desventajas de no usar reactivos ecológicos y de precisar de un prolongado tiempo de procesamiento.

3.13.3 Método de Folin Ciocalteu.

El ensayo de Folin- Ciocalteu se utiliza como medida del contenido en compuestos fenólicos totales en productos vegetales. Se basa en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu, a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible de ser determinada espectrofotométricamente a 765 nm. Este reactivo contiene una mezcla de wolframato sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico y reacciona con los compuestos

fenólicos presentes en la muestra. El ácido fosfomolibdotúngstico (formado por las dos sales en el medio ácido), de color amarillo, al ser reducido por los grupos fenólicos da lugar a un complejo de color azul intenso, cuya intensidad es la que medimos para evaluar el contenido en polifenoles. La oxidación de los polifenoles presentes en la muestra, causa la aparición de una coloración azulada que presenta un máximo de absorción a 765 nm, y que se cuantifica por espectrofotometría en base a una recta patrón de ácido gálico. Se trata de un método preciso y sensible, que puede padecer numerosas variaciones, fundamentalmente en lo relativo a los volúmenes utilizados de la muestra a analizar, concentración de reactivos y tiempo de reacción (García *et al.*, 2015).

3.13.4 Flavonoides.

Son pigmentos naturales presentes en los vegetales y que protegen al organismo del daño producido por agentes oxidantes, como los rayos ultravioletas, la polución ambiental, sustancias químicas presentes en los alimentos, etc. El organismo humano no puede producir estas sustancias químicas protectoras, por lo que deben obtenerse mediante la alimentación o en forma de suplementos. Esta ampliamente distribuidos en plantas, frutas, verduras y en diversas bebidas y representan componentes sustanciales de la parte no energética de la dieta humana. Los flavonoides son compuestos de bajo peso molecular que comparten un esqueleto común de difenilpiranos (C6-C3-C6), compuesto por dos anillos de fenilos (A y B) ligados a través de un anillo C de pirano (heterocíclico). Los átomos de carbono en los anillos C y A se numeran del 2 al 8, y los del anillo B desde el 2 al 6 (Figura 5). La actividad de los flavonoides como antioxidantes depende de las propiedades redox de sus grupos hidroxifenólicos y de la relación estructural entre las diferentes partes de la estructura química (Martínez & González, 2002).

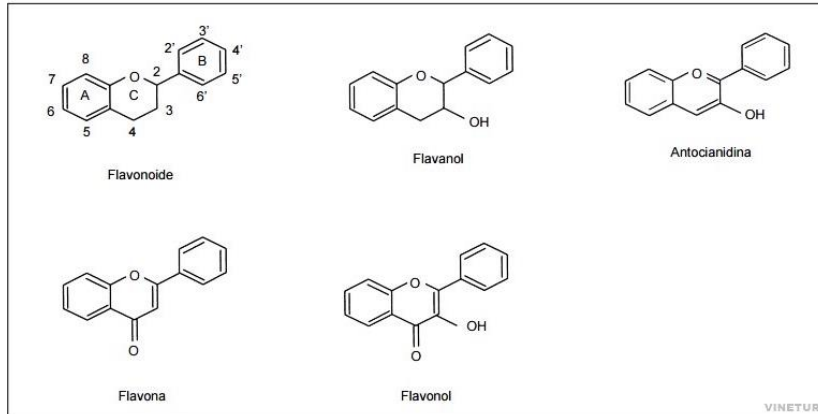


Figura 5. Flavonoides: Estructura básica y tipos

Fuente: Martínez & Gonzales, 2022.

3.13.5 Antioxidantes.

Un antioxidante es una molécula capaz de retardar o prevenir la oxidación de otras moléculas. La oxidación es una reacción química de transferencia de electrones de una sustancia a un agente oxidante. Las reacciones de oxidación pueden producir radicales libres que comienzan reacciones en cadena que dañan las células. Los antioxidantes terminan estas reacciones quitando intermedios del radical libre e inhiben otras reacciones de oxidación oxidándose ellos mismos. Debido a esto es que los antioxidantes son a menudo agentes reductores tales como tioles o polifenoles (Jamanca & Alfaro, 2017).

Los antioxidantes son sustancias que ayudan a prevenir la oxidación de las células y pueden proceder de extractos naturales, alimentos con alta composición en activos o de productos químicos. La oxidación celular destruye las células, y esta se produce como consecuencia de la acción de los llamados radicales libres.

Los radicales libres son átomos que en su composición cuentan con un electrón desaparejado, lo que les convierte en enormemente inestables y reactivos. Esta reacción en

cadena provoca la destrucción de las células, de manera que son la causa del envejecimiento y de la aparición de enfermedades degenerativas. Los encargados de neutralizar a los radicales libres son los antioxidantes, básicamente, unos activos entre los que se pueden encontrar enzimas, vitaminas, sustancias activas de alimentos y productos naturales. Ellos son los encargados de atrapar a los radicales libres para que no circulen por nuestro organismo y se evite su perjudicial efecto sobre nuestra salud (Coronado *et al.*, 2015).

3.13.6 Capacidad antioxidante.

La capacidad antioxidante de un producto alimenticio está determinada por interacciones entre diferentes compuestos con diferentes mecanismos de acción. Por esto mismo, la determinación de la capacidad antioxidante de extractos complejos se lleva a cabo usualmente por diferentes métodos complementarios, que evalúen diversos mecanismos de acción. Algunos de los métodos más utilizados, por su simplicidad y reproducibilidad, son FRAP (Poder antioxidante reductor del hierro, por sus siglas en inglés), DPPH (depleción del óxido 2,2-difenil-1-picrilhidrazil) y ABTS (depleción del 2, 2'-Azinobis-3-etil- benzotiazolina-6-ácido sulfónico) (Mercado *et al.*, 2013).

3.13.7 Método DPPH.

DPPH (2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo) propuesto por Blois en 1958, consiste en un método de captación de radicales libres muy usado para determinar la actividad antioxidante de frutas (zumos), verduras, café, entre otros. Su fundamento se basa en la aceptación de un electrón o átomo de hidrógeno por la molécula 1,1-difenil-2-picrilhidrazina, que en solución de metanol es de color violeta intenso. Este estudio requiere de un espectrofotómetro que mediante una longitud de onda de 517 nm es medida la absorbancia a medida que el electrón es aceptado, en la cual la solución DPPH al reaccionar con un sustrato antioxidante que puede donar un

átomo de hidrógeno, el color violeta presente en la solución inicial se desvanece, pasando del color violeta a un color amarillo (reducción del radical libre por antioxidantes), siendo el amarillo un color indicador de las propiedades antioxidantes de las muestras analizadas de interés (Ruiz, 2020).

3.14 Curva de calibración

La curva patrón debe prepararse cada vez que se lleve a cabo un experimento. Para la preparación de la curva patrón o curva estándar, es necesario realizar diluciones seriadas a partir de una sustancia que se empleará como estándar, el rango de concentraciones que se prepare deberá ser próximo a la concentración esperada de la muestra problema. Cada dilución se ensaya por duplicado o triplicado y tras leer la absorbancia de cada uno, se calcula la media de las mismas para cada dilución. Estos valores de absorbancia se representarán en una gráfica (eje Y) frente a las concentraciones conocidas de la sustancia obtenidas a partir de las diluciones seriadas (eje X).

Una vez obtenida la curva patrón, la concentración de la muestra problema se calcula extrapolando su absorbancia en dicha grafica en programas como Excel o similares.

Si se diera el caso de que la muestra tenga un valor de absorbancia que cae fuera del rango de la curva estándar, esta deberá diluirse antes de su lectura. La concentración obtenida a partir de la curva patrón en estos casos, deberá después multiplicarse por el factor de dilución correspondiente (Raulillo, 2017).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Localización del sitio experimental

El proyecto se realizó en el Laboratorio Básico Multifuncional de la carrera de Ingeniería en Industrias Alimentarias del Instituto Tecnológico Superior de Acatlán de Osorio (Figura 6), ubicado en carretera Acatlán – San Juan Ixcaquixtla km 5.5, unidad tecnológica, C.P. 74949 Acatlán de Osorio, Puebla, México. Con coordenadas geográficas $18^{\circ} 13' 28''$ LN y $98^{\circ} 02' 19''$ LW, a 1211 msnm, con una temperatura anual de 30°C y clima seco, semiárido con lluvias en verano.



Figura 6. Ubicación del ITSAO

4.2 Obtención de la materia prima

Los frutos de cuatomates (*Solanum glaucescens* Zucc) para la parte experimental del proyecto fueron obtenidos de huertos de la comunidad de Santo Domingo Tonahuixtla que se localiza en el Municipio de San Jerónimo Xayacatlán del Estado de Puebla y se encuentra en las coordenadas GPS: Longitud (dec): -97.893611, Latitud (dec): 18.201944. Los frutos desde su aparición hasta el corte fueron etiquetados (Figura 7, letra a) y cortados cuando alcanzaron el estado de madurez verde maduro y naranja respectivamente (Figura 7, letra b y c).

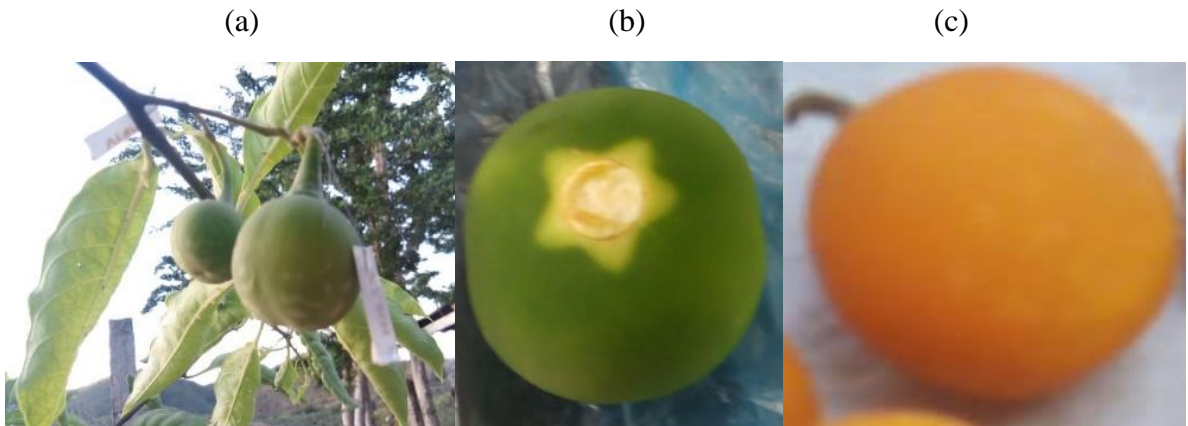


Figura 7. Etiquetado del fruto (a), estado de madurez verde maduro (b) y (c) estado de madurez naranja

Fuente: Elaboración Propia, 2022

4.3 Preparación de la muestra

Se tomó una muestra de 60 cuatomates verdes y 60 cuatomates maduros, se lavaron y se dejaron sumergidos en agua con hipoclorito de sodio 50 ppm durante 15 minutos, para su desinfección (Figura 8, letra a y b). Posteriormente fueron escurridos y secados con papel absorbente.



Figura 8. Desinfección de los frutos verde maduro (a) y (b) frutos naranjas de (*Solanum glaucescens*)

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4 Variables de estudio

4.4.1 Físicas.

4.4.1.1 *Peso del fruto.*

Se pesó cada uno de los frutos utilizando una balanza analítica marca OHAUS modelo AS200 (Figura 9), los valores fueron concentrados en una base de datos del programa Excel.



Figura 9. Pesado del fruto en balanza analítica modelo AS200, marca OHAUS

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.1.2 *Diámetro polar.*

El diámetro se determinó con apoyo de un vernier marca Mitutoyo graduado en milímetros, se midió el diámetro polar que consistió en medir desde la base hasta la punta del cuatomate (Figura 10).



Figura 10. Medición del fruto con vernier marca Mitutoyo
Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.1.3 Diámetro ecuatorial.

El diámetro Ecuatorial consistió en medir con un vernier marca Mitutoyo graduado en milímetros el contorno transversal del fruto, los valores fueron concentrados en una base de datos del programa Excel.

4.4.1.4 Número de semillas.

A cada uno de los cuatomates en dos estados de madurez se cortaron por la mitad y con ayuda de unas pinzas pequeñas de acero se extrajo las semillas para contabilizar el número de semillas por cada fruto.

4.4.2 Químicas.

4.4.2.1 Humedad.

La determinación de humedad en el fruto con estado de madurez (verde maduro y naranja) se realizó de acuerdo a la NMX-F-428-1982 utilizando la termo balanza marca velab, modelo VE-50-5. Se colocó 8.700 gramos de muestra fresca en el platillo a una temperatura de 105 °C y se procedió a deshidratar la muestra hasta que el equipo emitió un sonido que indicó que el contenido total de agua presente en la muestra había sido eliminado. El valor obtenido fue registrado como porcentaje de humedad (Figura 11).

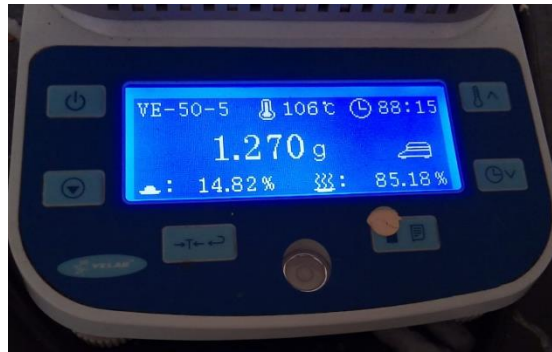


Figura 11. Determinación de humedad por termobalanza

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.2.2 Cenizas.

La determinación de cenizas se realizó de acuerdo a lo establecido en la NMX-F-066-S-1978, se pesó 1 gramo de muestra en una cápsula de porcelana previamente puesta a peso constante, posteriormente se llevó a incineración con apoyo de la flama del mechero hasta que no emitía humo (Figura 12), después se llevó a calcinación completa a 550 °C en una mufla (Marca: Felisa) por 8 horas hasta obtener cenizas totalmente blancas (Figura 13). Se dejó enfriar completamente en el desecador y se pesó en la balanza digital marca OHAUS, modelo AS200.

La determinación del porcentaje de cenizas se obtuvo a partir de la siguiente fórmula establecida en la NMX-F-066-S-1978.

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{(P - p)}{M} * 100 \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde

P = Masa del crisol con las cenizas en gramos.

p = Masa de crisol vacío en gramos a peso constante.

M = Masa de la muestra en gramos.



Figura 13. Incineración del fruto de cuatomate

Fuente: Elaboración propia, 2022



Figura 12. Obtención de cenizas del fruto de cuatomate

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.2.3 Proteína.

El contenido de proteínas en los frutos de cuatomates se determinó de acuerdo a lo establecido en la NMX-F-068-S-1980 con algunas modificaciones, en una balanza analítica marca OHAUS modelo AS200, se pesó 1 gramo de muestra, 2 g de sulfato de cobre pentahidratado, 10 g de sulfato de sodio anhidro y se colocaron en un matraz Kjeldahl, enseguida se agregó 25 mL de ácido sulfúrico concentrado. Se colocó el matraz en el digestor y se sometió a calentamiento hasta que el color de la solución cambió a verde claro transparente, posteriormente se dejó enfriar. Después se añadió 400 mL de agua, unas granallas de zinc y 75 mL de solución de hidróxido de sodio al 40%, se colocó el matraz a un sistema de destilación, el destilado se recibió en un matraz Erlenmeyer de 500 mL que contenía 75 mL de ácido clorhídrico (HCl) al 0.1N y 3 gotas de indicador rojo de metilo (Figura 14). La destilación terminó cuando se recibió 325 mL del destilado, finalmente la muestra fue valorada con hidróxido de sodio al 0.1%.

El porcentaje de proteína se obtuvo a partir de la fórmula establecida en la NMX-F-068-S-1980.

$$\% \text{ de Nitrogeno} = \frac{(V2 - V1) * N * meq}{p.m} * 100 \quad \text{Ecuación 2}$$

$$\%P = \% N2 * 6.25 \quad \text{Ecuación 3}$$

Donde

V2 = mL de NaOH gastados en el blanco

V1 = mL de NaOH gastados en el problema

N = normalidad de NaOH

meq = mil equivalentes de nitrógeno (0.014)

p.m. = peso de la muestra

P = proteína total



Figura 14. Determinación de proteína por el equipo Kjeldahl combinado

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.2.4 Grasa.

El contenido de grasa se determinó de acuerdo a la NMX-F-089-S-1978, método de soxhlet. En una balanza analítica marca OHAUS, modelo AS200, se pesó 3 g de muestra deshidratada en papel filtro, posteriormente se colocó en un cartucho de extracción whatman y finalmente en el interior del extractor. A continuación, se pesó el matraz bola previamente puesto a peso constante con unas perlas de ebullición, enseguida se añadió sobre la muestra 75 mL de éter de petróleo posteriormente se llevó a calentamiento en una parrilla marca Thermo SCIENTIFIC y se dejó calentar el matraz hasta completar un periodo de extracción de aproximadamente 8 horas (Figura 15). Después de este tiempo se recuperó el éter, se retiró el matraz de la fuente de calor llevándolo al horno de secado marca FELISA, Modelo: PT-100, a una temperatura de 100°C por 30 minutos para eliminar totalmente el solvente, pasado el tiempo se pasó al desecador por 15 min y se pesó para hacer los cálculos correspondientes. La muestra desgrasada se secó a temperatura ambiente y se guardó para la determinación de fibra cruda.

Se utilizó la siguiente fórmula establecida en la NMX-F-089-S-1978, para calcular el porcentaje de grasa.

$$\% \text{ Grasa} = \frac{\text{Gramos de residuos en el matraz (grasa)}}{\text{Peso de la muestra}} * 100 \quad \text{Ecuación 4}$$



Figura 15. Determinación de grasas por el método Soxhlet

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.2.5 Fibra cruda.

El contenido de fibra cruda se determinó de acuerdo a la NMX-F-090-S-1978. Se utilizó el extractor de fibra cruda de 6 unidades Marca Tecni-Lab, Modelo:FC-6U, en primer lugar, se pesó 2 g de cuatomate previamente desgrasado y se transfirió a un vaso Berzelius de 600 mL al cual se le agregó 100 mL de ácido sulfúrico al 1.25% hirviendo, enseguida se colocó sobre la placa de calentamiento y se sometió a ebullición durante 30 min (Figura 16), girando el vaso periódicamente para evitar que los sólidos se adhieran a las paredes. Transcurrido el tiempo el vaso se retiró y se filtró en una bomba al vacío marca POWER ELECTRIC, MODELO CPG1446BB-1 A, el residuo fue lavado con agua hirviendo hasta obtener un pH de 7. El residuo fue transferido al vaso Berzelius agregándole 100 mL de hidróxido de sodio al 3.52% hirviendo, se colocó en la placa de calentamiento sometiendo a ebullición durante 30 minutos. Se filtró la muestra con una bomba de vacío, lavando con agua hirviendo hasta obtener un pH de 7. Se hizo el último lavado con 25 mL de solución ácido sulfúrico al 1,25%, después con tres porciones de 50 mL de agua hirviendo y con 25 mL de alcohol etílico (EtOH). El residuo fue colocado a un

crisol a peso constante y secado en una estufa de calentamiento marca FELISA, Modelo: PT-100 a 130°C durante 2 horas, enseguida se dejó enfriar en el desecador durante 30 minutos, se pesó y se calcinó en una mufla marca Felisa a 600 °C durante 30 minutos y se dejó enfriar en el desecador hasta que se enfriara completamente, por último, se pesó en una balanza analítica marca OHAUS, modelo AS200.

La determinación de fibra cruda presente en la muestra se obtuvo a partir de la fórmula que establece la NMX-090-S-1978.

$$\% \text{ Fibra cruda} = \frac{(Ps - Pp) - (Pc - Pcp)}{M} * 100 \quad \text{Ecuación 5}$$

Donde

Ps = masa en gramo del residuo seco a 130°C.

Pp = masa en gramos de papel filtro.

Pc = masa en gramos de las cenizas.

Pcp = masa en gramos de las cenizas del papel.

M = masa de la muestra en gramos



Figura 16. Determinación de fibra cruda

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.2.6 Carbohidratos totales.

El contenido de carbohidratos presentes en la muestra se determinó por diferencias de pesos; considerando como el 100 % de los compuestos presentes en la muestra menos la suma del porcentaje de humedad, proteína, grasa, cenizas y fibra cruda.

4.4.2.7 Sólidos solubles.

Se determinó los sólidos solubles totales del cuatomate con un refractómetro portátil, en una escala de 0 a 32%, con el fin de medir el índice de refracción.

4.4.2.8 pH.

Para la determinación de pH se licuo 10 g de cuatomate *Solanum glaucescens* Zucc con 20 mL de agua destilada, posteriormente fue filtrado con manta. El filtrado fue colocado en un vaso de precipitado de 50 mL y se tomó lectura de pH con un potenciómetro marca J.T. BAKER, serie 6630 previamente calibrado con solución amortiguadora de pH 7 (Figura 17). El análisis se realizó por triplicado.



Figura 17. Determinación de pH en cuatomate verde y maduro

Fuente: Elaboración propia, 2022

4.4.2.9 Acidez titulable.

Se determinó de acuerdo a los procedimientos establecidos en la Norma NMX-F-102-S-1978. Para ello se licuó 30 g de muestra con 80 mL de agua, en una licuadora marca Oster. La mezcla homogeneizada se transfirió a un vaso precipitado de 250 mL y se calentó a 70°C durante una hora. Se filtró y el residuo se lavó con 200 mL de agua caliente. El filtrado se dejó enfriar y se tomó una alícuota de 25 mL y se transfirió a un matraz Erlenmeyer de 100 mL agregándole 50 mL de agua recién hervida y enfriada, 3 gotas de fenolftaleína al 1%. Posteriormente se valoró con NaOH 0.1 N por adición gota a gota desde una bureta hasta observar el cambio de color.

La cuantificación de acidez en equivalentes de ácido cítrico (g de ácido cítrico por cada 100 g de muestra) se determinó a partir de la fórmula establecida por la NMX-F-102.

$$\%Acidez\ titulable = \frac{V * N * PE}{m} * 100 \quad \text{Ecuación 6}$$

Donde:

N= Normalidad del NaOH (meq/mL)

V= Volumen gastado de NaOH (mL)

PE. = Peso equivalente de ácido cítrico =0.064 g/ meq

m = muestra (g)

4.4.3 Funcionales.

4.4.3.1 Obtención de los extractos de la muestra.

En una balanza analítica marca velab, modelo 1: VE-204 se pesó 6 g de cuatomate verde y 6 g cuatomate maduro en matraces Erlenmeyer, enseguida se agregó 30 mL de EtOH al 70% y se sometió a una agitación constante en una parrilla de agitación (marca VELP SCIENTIFICA) durante 60 min, los matraces Erlenmeyer fueron cubiertos con papel aluminio para evitar la degradación de compuestos bioactivos por la presencia de luz. Al término de la agitación se filtró la muestra y se vertió en tubos de ensaye para centrifugar a 5000 rpm durante 30 min. Los sobrenadantes fueron recolectados en frascos ámbar y se almaceno a 4 °C. La extracción de los compuestos se realizó por triplicado (Anexo 1).

Para la cuantificación de fenoles en el extracto de cuatomate verde se realizó una dilución 1:5 (1 mL de muestra + 5 mL de EtOH al 70 %) y para el extracto maduro una dilución 1:4 (1 mL de muestra + 4 mL de EtOH al 70%).

4.4.3.2 Fenoles totales por el método de Folin Ciocalteu.

El contenido de fenoles se determinó por el método propuesto por Herrera (2022) con algunas modificaciones. En un frasco ámbar limpio se le agrego 1 mL del estándar de ácido

gálico o de muestra con 1 mL de reactivo de Folin Ciocalteu 0.1 M. El blanco de los estándares se preparó a partir del estándar de $25\mu\text{g/mL}$ y se le agregó agua destilada en lugar del reactivo de Folin Ciocalteu 0.1 M. Esta mezcla se dejó reposar durante 3 min en ausencia de luz, pasado el tiempo, el frasco ámbar se agitó por 1.5 min a una velocidad variable. Después se adicionó 1 mL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) al 0.05% y se dejó reposar a temperatura ambiente en ausencia de luz durante 30 min. Transcurrido el tiempo se agitó a una velocidad variable por 2.5 min y se tomó lectura en un espectrofotómetro marca VELAB modelo VE-5000V a una longitud de onda de 765 nm.

A partir de los valores de absorbancia de los estándares de ácido gálico se construyó una curva de calibración y con ella se realizó una regresión lineal que permitió generar la ecuación de calibración para poder expresar el contenido de fenoles totales presentes en la muestra verde y madura (Anexo 2). El resultado se expresó en miligramos equivalentes de ácido gálico (mg EAG/g ms). Todas las determinaciones se realizaron por triplicado.

4.4.3.3 Flavonoides totales (Herrera, 2022).

En un frasco ámbar se mezcló 1 mL de extracto o estándar de quercetina con 1 mL de nitrito de sodio (NaNO_2) al 1.5 %, la mezcla se agitó por 5 min en un vórtex a temperatura ambiente. Posteriormente en otro frasco ámbar limpio se vertió 1 mL de esta disolución y se mezcló con 1 mL de cloruro de aluminio (AlCl_3) al 3%. El frasco ámbar se colocó en el vórtex Science MED MX-S y se agitó durante 1 min a velocidad variable. Transcurrido el tiempo se le agregó 1 mL de NaOH 1 M y se llevó a una agitación por 1 min. Posteriormente se tomó lectura en un espectrofotómetro marca VELAB modelo VE-5000V a una absorbancia de 490 nm.

Al blanco del estándar y de la muestra se le adiciono agua destilada en lugar de AlCl_3 . Para el blanco de los estándares se utilizó la disolución de quercetina de 250 $\mu\text{g/mL}$.

Para la cuantificación de flavonoides en cuatomate verde se hizo una dilución 1:1 (1 mL de muestra + 1 mL de EtOH al 70 %) y en maduro dilución de 1:5 (1 mL de muestra + 5 mL de EtOH al 70%).

A partir de los valores de absorbancia de los estándares de quercetina se construyó una curva de calibración y con ella se realizó una regresión lineal que permitió generar la ecuación de calibración que permitió expresar el contenido de flavonoides totales presentes en la muestra verde y madura (Anexo 3). El resultado se expresó en miligramos equivalentes de quercetina (mg EQ/g ms). Todas las determinaciones se realizaron por triplicado.

4.4.3.4 Actividad antirradical.

Para la cuantificación de la capacidad antirradical, primero se elaboró una curva de calibración a partir de diluciones de ácido gálico a concentraciones de 1,2,3,4 y 5 $\mu\text{g/mL}$ (Anexo 4). De cada dilución se tomó 1.5 mL y se mezcló con 1.5 mL de DPPH al 0.004% en un frasco ámbar, la mezcla se mantuvo en reposo durante 30 min a temperatura ambiente en ausencia de luz. Transcurrido el tiempo se agitó en un vórtex a velocidad variable por 1 min y se tomó lectura en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 515 nm.

Para la cuantificación de la capacidad antirradical de las muestras se prepararon diluciones de 1:1,1:2,1:3,1:4,1:5 de extracto verde y del extracto maduro diluciones de 1:6,1:7,1:8,1:9, 1:10 (Anexo5). De cada dilución se tomó 1.5 mL y se mezcló con 1.5 mL de DPPH al 0.004% en un frasco ámbar, la mezcla se mantuvo en reposo durante 30 min a temperatura ambiente en ausencia de luz. Transcurrido el tiempo se agitó en un vórtex a

velocidad variable por 1 min y se tomó lectura en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 515 nm, con estos valores se elaboró la curva de calibración.

El blanco del estándar (AG) se tomó la dilución de mayor concentración y se le agregó 1.5 de etanol al 90% en lugar de DPPH. Los blancos del DPPH se prepararon con EtOH en vez de la disolución de DPPH al 0.004 % (p/v).

El blanco de las muestras se tomó de cada dilución 1.5 ml y se le agregó 1.5 de etanol al 90% en lugar de DPPH.

La actividad antioxidante se expresó con el parámetro de IC₅₀, la concentración necesaria del extracto para inhibir el 50% de la concentración inicial del DPPH. El porcentaje de inhibición se calculó a través de la fórmula retomada por Pérez, 2023.

$$\% \text{ de Inhibición del DPPH} = \frac{(ADPPH - AEXT)}{ADPPH} * 100 \quad \text{Ecuación 7}$$

Donde ADPPH es la absorbancia del DPPH y AEXT es la absorbancia del extracto. A partir de la ecuación obtenida de las curvas de los controles (Anexo 7) y de los extractos (Anexo 8), el parámetro IC₅₀, se reportó en mg/ de extracto o control/mL.

4.5 Análisis estadístico

El efecto del estado de madurez del fruto sobre los parámetros físicos (peso del fruto, diámetro ecuatorial, diámetro polar y cantidad de semillas), químicos (sólidos solubles totales, acidez, pH, cenizas, proteína, grasa, fibra y carbohidratos por diferencia) y funcionales (fenoles, flavonoides y capacidad antirradical), se estimó mediante un análisis de varianza (ANOVA) del diseño factorial completamente al azar de un solo factor de dos niveles. Para cada uno de los tratamientos se realizó la comparación de medias, usando la prueba de Tukey. Todos los análisis se realizaron en el paquete estadístico Minitab 19.0 considerando un nivel de significancia de $\alpha \leq 0.05$.

Los datos fueron ajustados mediante el siguiente modelo:

$$Y_{ij} = \mu + EM_i + \epsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Parámetros físicos, químicos y funcionales.

μ = Media general.

EM_i = Efecto debido *i*-ésimo estado de maduración del fruto.

ϵ_{ij} = Error aleatorio asociado al experimento.

5. RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.1 Características físicas del cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) debido al estado de madurez

En esta sección se muestran los valores promedios obtenidos de las características físicas, químicas y funcionales de frutos de cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) obtenidos de la comunidad de Santo Domingo Tonahuixtla; debido al estado de maduración.

Los datos corresponden a la media de las muestras de 60 repeticiones.

5.1.1 Efecto del estado de madurez sobre el peso del fruto.

Se encontró diferencia significativa en el peso ($p= 0.025$) debido al estado de madurez del fruto, no así para diámetro polar ($p=0.772$), diámetro ecuatorial ($p=0.506$) y número de semillas ($p= 0.731$).

Frutos en estado de madurez verde presentaron mayor peso (12.785g) respecto al fruto maduro (11.274g) (Figura 18). Estos resultados difieren con lo reportado por Hernández *et al.*, (2018) quienes reportaron pesos promedio entre 20 y 23 g.

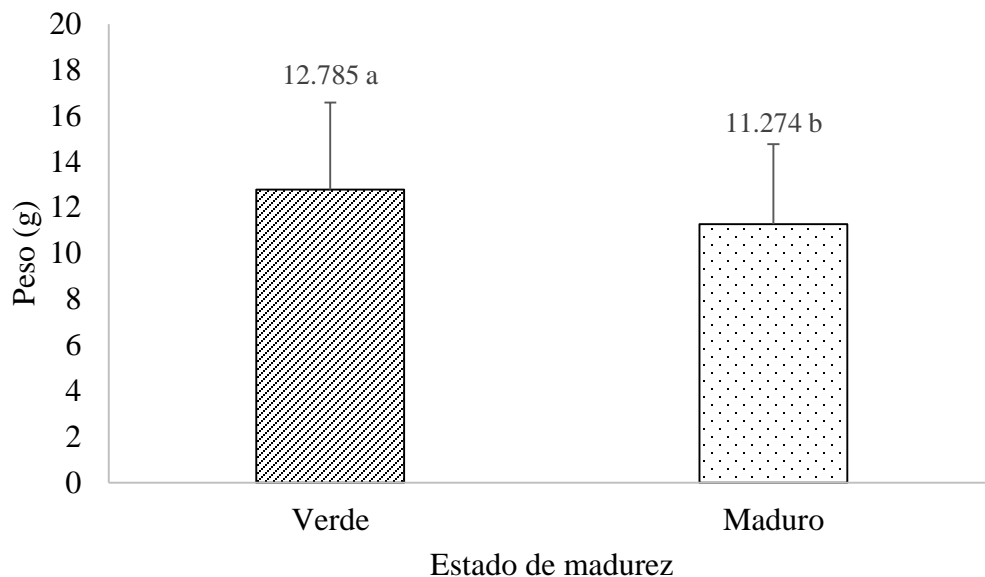


Figura 18. Comparación de medias del peso (g) del cuatomate
Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)
Fuente: Elaboración propia, 2023

5.1.2 Efecto del estado de madurez sobre diámetro polar y ecuatorial.

El estado de madurez no presentó efecto sobre el diámetro polar ($p=0.772$) ni con el diámetro ecuatorial ($p=0.506$). Los frutos verdes presentaron semejanza en diámetro polar promedio de (2.9284 cm) respecto a los frutos maduros con (2.9097 cm), misma relación fue visto con el diámetro ecuatorial en los frutos verdes y en frutos maduros (Figura 19). Los resultados obtenidos en frutos verdes, son menores a los obtenidos por Hernández *et al.*, (2020) en la región de la Mixteca, quienes reportaron valores promedio del diámetro polar de (3.816 cm) y de (3.86 cm) para el diámetro ecuatorial. Comportamiento similar fue observado en frutos maduros de cuatomates ya que los valores registrados en el presente estudio, son inferiores a lo reportado por Bartolón (2015) aunque el estudio fue realizado con tomate rojo (*Solanum lycopersicum L.*) quien reportó un diámetro polar promedio de (4.73 cm) y de (3.80 cm) para diámetro ecuatorial.

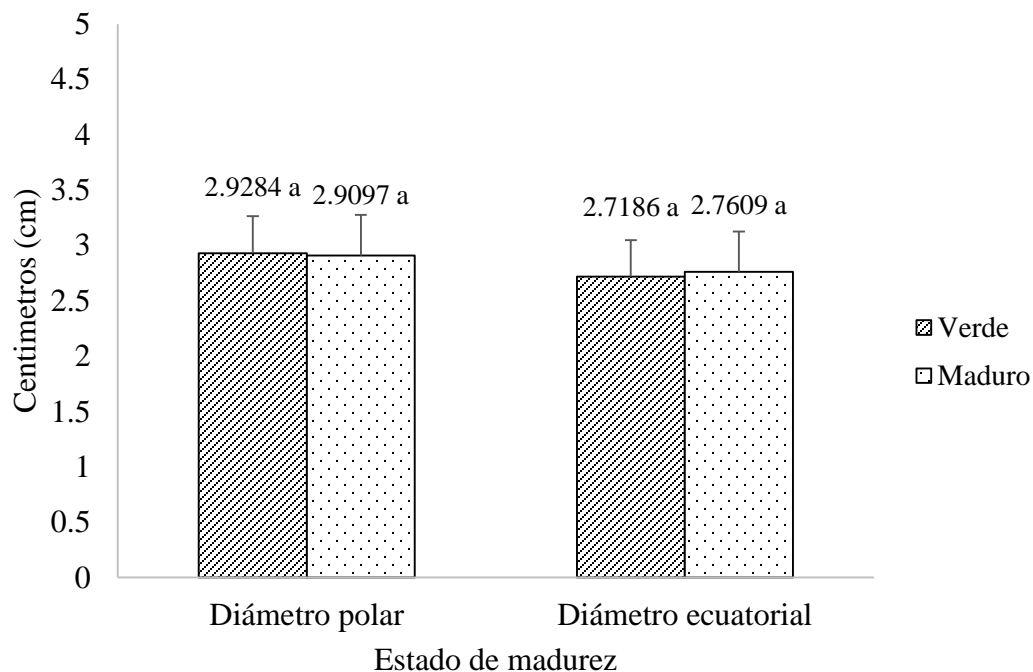


Figura 19. Comparación de medias de diámetro polar y ecuatorial (cm) del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.1.3 Efecto del estado de madurez sobre el número de semillas.

El análisis de varianza mostro que no hubo diferencia significativa en número de semillas ($p=0.731$) debido al estado de madurez. Aunque, los frutos verdes presentaron promedio mayor de semillas respecto a los frutos maduros (Figura 20). Estos resultados son inferiores a lo reportado por Hernández *et al.*, (2020), quienes al estudiar frutos de cuatomates verdes de ocho municipios de la Mixteca Poblana, reportaron valores promedios de 194, 168, 160, 159, 112, 125, 145 y 144 semillas de frutos de cuatomate procedentes de los municipios de Izúcar de Matamoros, Tulcingo, Chiautla de Tapia, Acatlán de Osorio, Guadalupe Santa Ana, San Pedro Yeloixtlahuaca, Tehuitzingo y Chinantla respectivamente; aunque los resultados de los dos últimos municipios no presentaron diferencia significativa, el número de semillas son superiores a lo encontrado en el presente estudio.

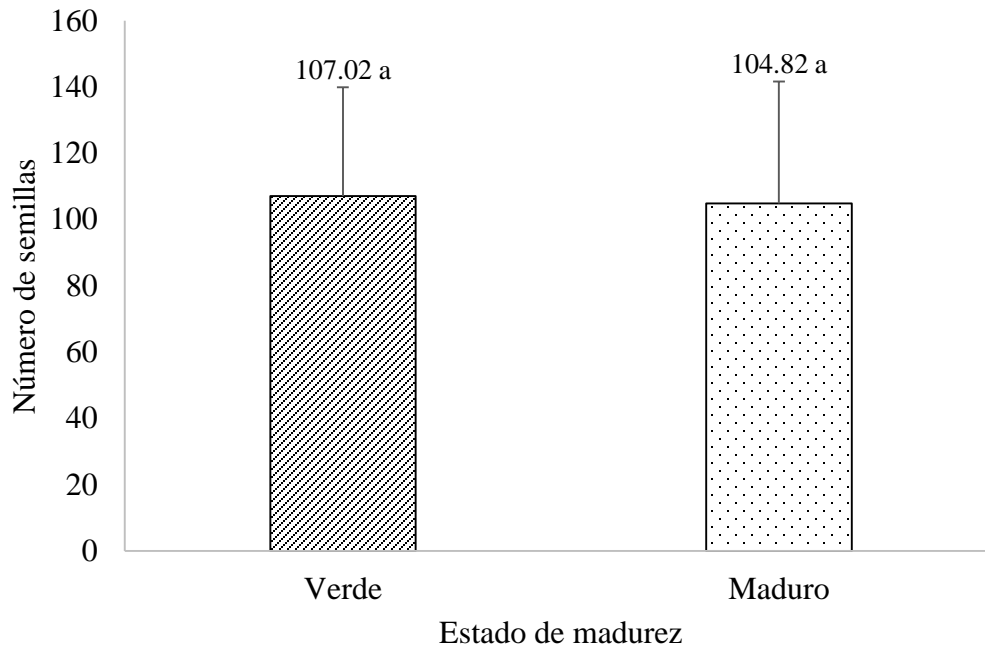


Figura 20. Comparación de medias del número de semillas del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2 Características químicas del cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) debido al estado de madurez

En este apartado se describen los resultados promedios de humedad, proteína, grasas, cenizas, fibra, carbohidratos, pH, acidez titulable expresada en miliequivalentes de ácido cítrico y sólidos solubles en frutos de cuatomate debido al estado de madurez.

5.2.1 Efecto del estado de madurez sobre la humedad.

Diferencia significativa debido al estado de madurez fue encontrado en el porcentaje de humedad ($p=0.000$) en frutos de cuatomate. El porcentaje de humedad fue mayor para los frutos verdes respecto a los frutos maduros como se muestra en la Figura 21. Los resultados obtenidos en este trabajo son similares a lo reportado por Medina *et al.*, (2014) quienes, al evaluar frutos verdes de dos cosechas, reportaron valores promedios de 88.8 ± 0.76 % y 89.61 ± 0.97 % de

humedad para frutos cosechados en otoño e invierno, respectivamente. En cambio, el porcentaje de humedad en frutos maduros encontrado en el presente estudio, son inferiores a lo reportado por Torres (2012) quien registro un porcentaje de humedad del $(87.72 \pm 0.15 \%)$ en pulpa de tomate de árbol.

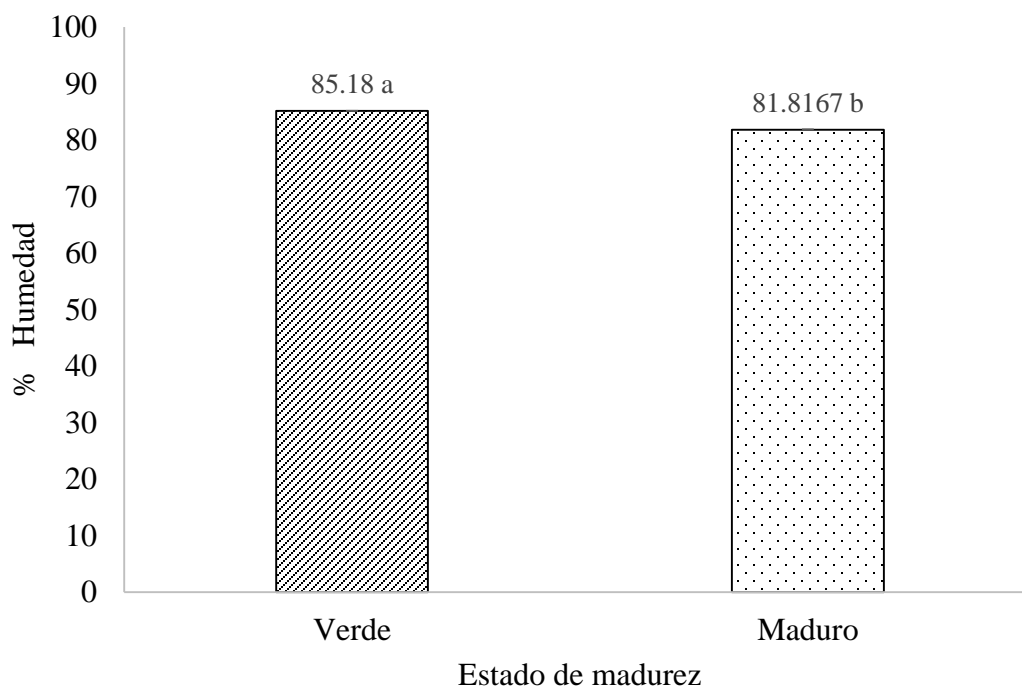


Figura 21. Comparación de medias del porcentaje de humedad del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.2 Efecto del estado de madurez sobre proteínas.

El análisis de comparación de las medias reveló diferencia significativa ($p=0.000$) en el contenido de proteínas en los frutos del cuatomate debido al estado de madurez (Figura 22). El fruto maduro presentó mayor porcentaje de proteínas (4.7325%) que el fruto verde con (4.195%), particularmente, el contenido proteico en frutos verdes es inferior a lo reportado por Medina *et al* (2014) quienes analizaron frutos de cuatomates de dos cosechas, en ambas

cosechas reportaron un alto contenido de ($13.17 \pm 0.29 \%$ y $10.53 \pm 0.27\%$) de proteínas para la cosecha de otoño e invierno, respectivamente. En cambio, el resultado obtenido en este estudio para el cuatomate maduro es mayor a lo reportado por Torres (2012) quien al analizar pulpa madura de tomate de árbol reportó un porcentaje de proteínas de ($1.78 \pm 0.14 \%$).

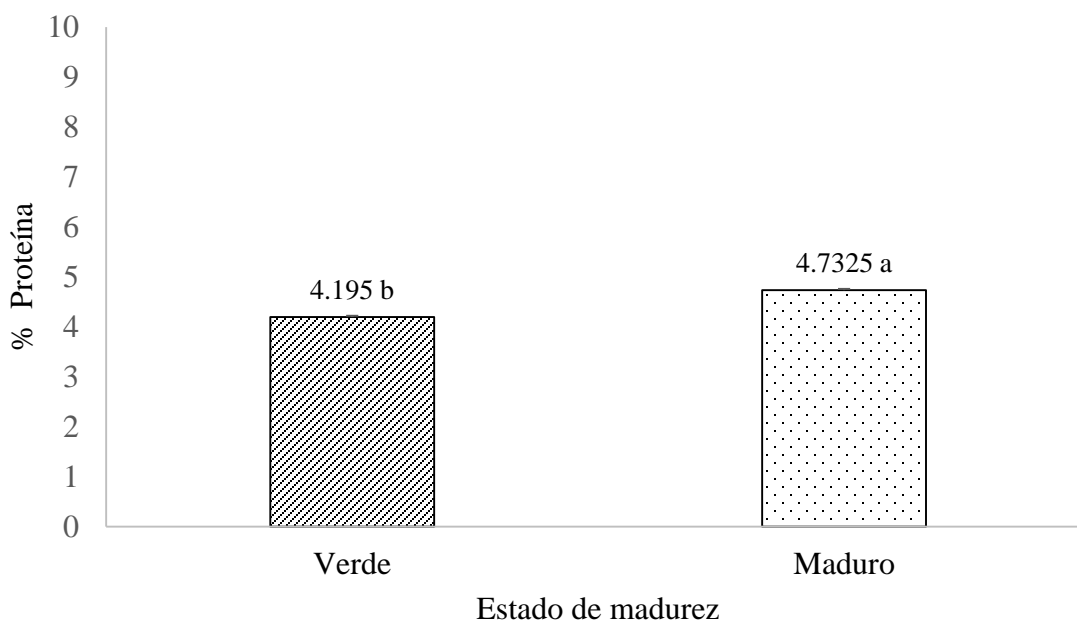


Figura 22. Comparación de medias del porcentaje de proteínas del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.3 Efecto del estado de madurez sobre grasas.

Diferencia significativa fue encontrada en porcentaje de grasa ($p=0.000$) en los frutos debido al estado de madurez, mayor contenido de grasa presentó el fruto maduro como se muestra en la Figura 23. Los cuatomates verdes presentaron menor contenido de grasa comparado con un estudio de dos cosechas diferentes de cuatomate verde, reportado por Medina *et al* (2014) quien determinó que frutos cosechados en otoño presentaron $2.79 \pm 0.03 \%$ mientras que los frutos cosechados en invierno fue de $2.99 \pm 0.05\%$ de grasa. En cuatomate maduro el

resultado fue de 1.7864 % de grasa, este resultado es mayor a lo reportado por Torres (2012) en un estudio realizado en pulpa de tomate de árbol maduro quien reportó un porcentaje de 0.16 % de grasa, esto se debe que en este proyecto se utilizó el fruto completo de cuatomate.

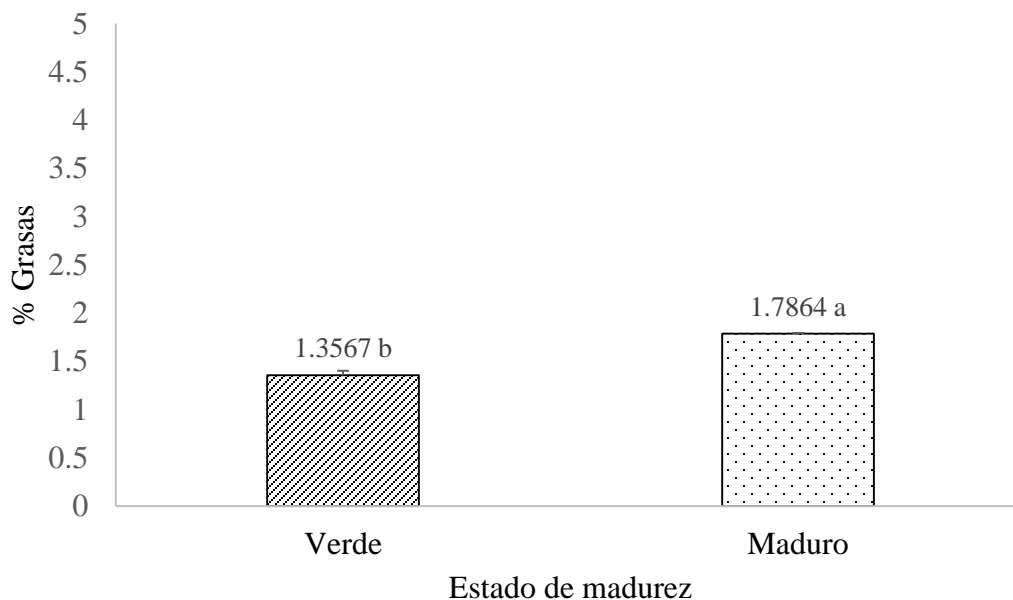


Figura 23. Comparación de medias del porcentaje de grasa del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)
Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.4 Efecto de estado de madurez sobre cenizas.

Diferencia significativa fue encontrada entre el porcentaje de cenizas ($p=0.000$) en los frutos del cuatomate debido al estado de madurez. Mayor porcentaje de cenizas fue encontrado en los frutos maduros de cuatomate (Figura 24). El porcentaje de ceniza en cuatomate verde es inferior a lo reportado por Medina *et al* (2014) en dos cosechas diferentes de cuatomate, menciona que el porcentaje de ceniza para la cosecha de otoño es de 6.53 ± 0.18 % y en la cosecha de invierno es de 7.03 ± 0.20 %; mientras que en cuatomate maduro, Torres (2012) reportó que para pulpa madura de tomate de árbol presentó un porcentaje de 0.88 ± 0.01 % este resultado es menor a lo obtenido en este estudio.

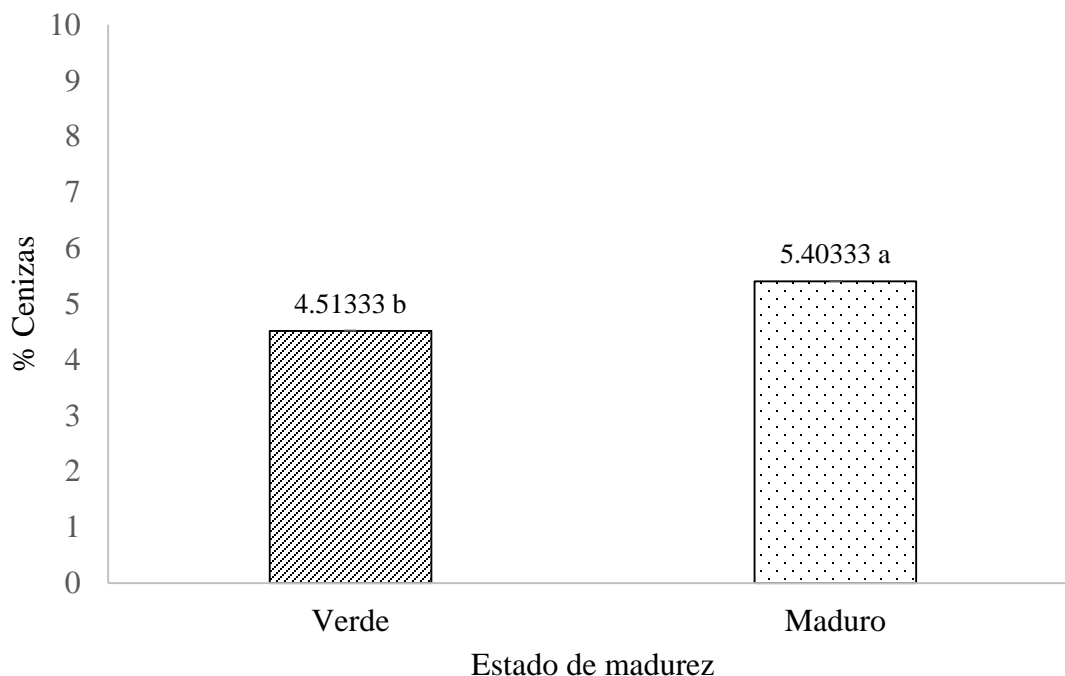


Figura 24. Comparación de medias del porcentaje de cenizas del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.5 Efecto de estado de madurez sobre fibra cruda.

En el análisis de varianza del contenido de fibra a partir del estado de madurez, se encontró que existe diferencia significativa. Los cuatomates verdes tienen mayor porcentaje de fibra con respecto a los cuatomates maduros (Figura 25). Estos resultados son mayores a lo reportado por Pantoja *et al* (2009) en tomate de árbol (*Solanum betaceum*) en las variedades, armella ($0.91 \pm 0.03\%$) y vermelha ($0.87 \pm 0.02\%$).

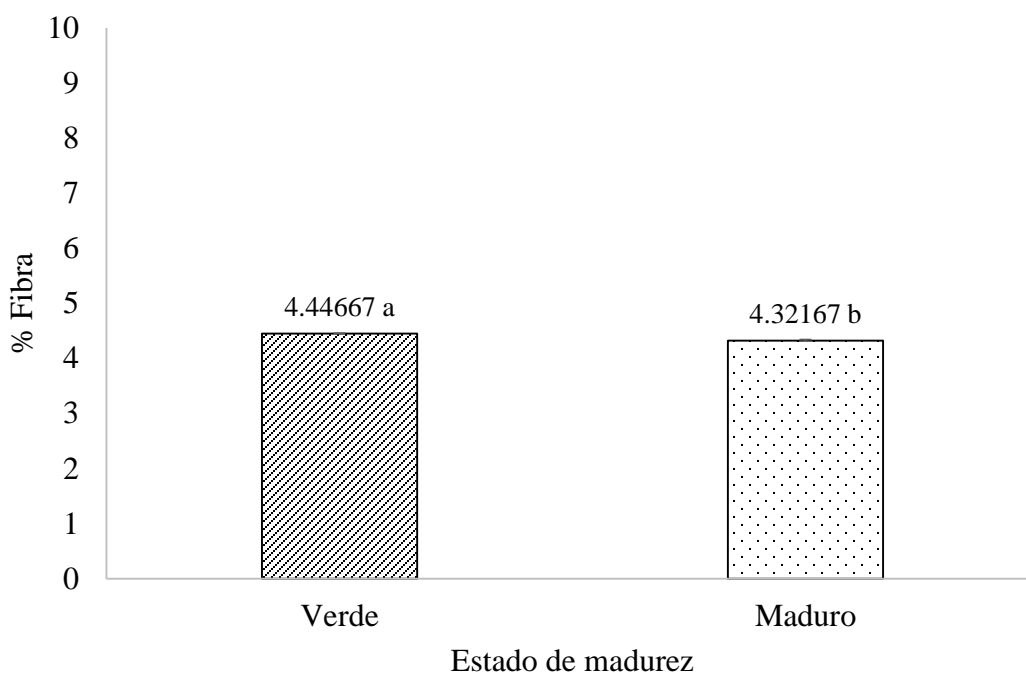


Figura 25. Comparación de medias del porcentaje de fibra cruda del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.6 Efecto de estado de madurez sobre los carbohidratos totales.

El análisis estadístico indicó que en el porcentaje de carbohidratos totales existe diferencia significativa ($p=0.000$) debido al estado de madurez del fruto. Los frutos maduros presentaron mayor contenido de carbohidratos totales como se muestra en la Figura 26. A pesar de que en estado maduro el contenido de azúcares es alto, este resultado es inferior a lo reportado por Torres (2012) en pulpa madura de tomate de árbol (*Cyphomandra betacea*) con un porcentaje de 5.36. Mientras que en cuatomates verdes de acuerdo a lo reportado por Medina *et al.*, (2014) en dos temporadas de cosechas de cuatomate, obtuvo para la cosecha de otoño un porcentaje de 77.51 y la cosecha de invierno de 79.45 de carbohidratos totales, estos resultados son mayores a lo obtenido en el presente estudio, ya que ellos también determinan los

carbohidratos por diferencia, pero solo lo obtienen de los resultados de proteínas, grasas y cenizas.

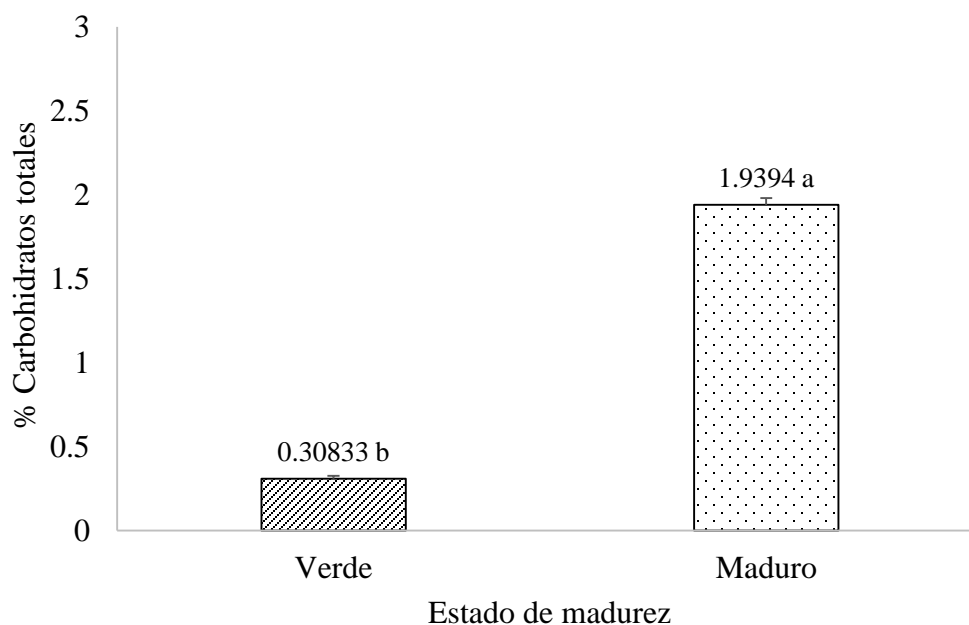


Figura 26. Comparación de medias del porcentaje de carbohidratos totales del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.7 Efecto de estado de madurez sobre pH.

Diferencia significativa fue encontrada en los valores de pH ($p=0.000$) en los frutos, debido al estado de madurez. Los frutos verdes presentaron mayor pH promedio de 5.8567 respecto a los frutos maduros con 4.97333 (Figura 27), estos resultados son mayores a lo reportado por Pantoja *et al.*, (2009) para tomate de árbol (*solanum betaceum*) en las variedades, armella (3.00 ± 0.03) y vermelha (3.84 ± 0.02).

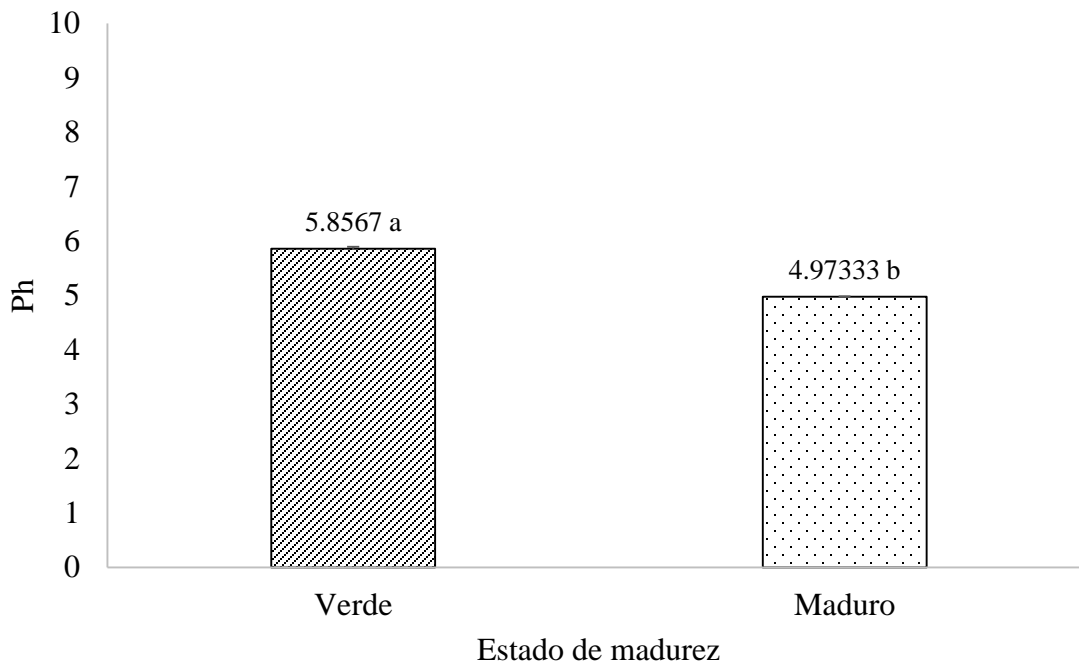


Figura 27. Comparación de medias de pH del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.8 Efecto de estado de madurez sobre Acidez titulable (% de ác. Cítrico).

Diferencia significativa fue encontrada en valores de acidez titulable ($p=0.000$) debido al estado de madurez de los frutos. La medición de acidez titulable indicó que en frutos maduros presentaron mayor promedio con respecto a los frutos verdes (Figura 28). Aun así, estos valores resultaron inferiores a lo reportado por Pantoja *et al.*, (2009) quienes indicaron que el tomate de árbol de la variedad armella registró un porcentaje de 1.65 ± 0.02 y vermelha de 1.65 ± 0.035 . Torres (2012) reportó que para pulpa madura de tomate de árbol (*Cyphomandra betacea*) obtuvo un porcentaje de 0.20 ± 0.00 , este resultado es mayor a lo obtenido en cuatomate maduro.

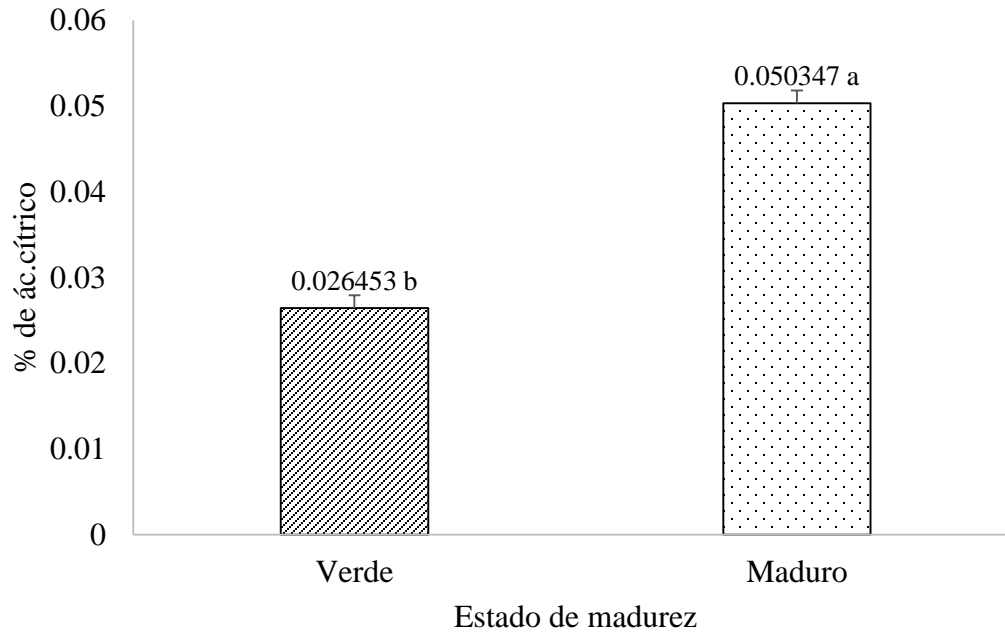


Figura 28. Comparación de medias de ácido cítrico del cuatomate
 Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)
 Fuente: Elaboración propia, 2023

5.2.9 Efecto del estado de madurez sobre sólidos solubles ($^{\circ}$ Brix).

El análisis estadístico mostró que existe diferencia significativa ($p=0.000$) en la concentración de sólidos solubles expresados en Brix, debido al estado de madurez del fruto, siendo frutos maduros los que presentaron mayor promedio de sólidos solubles a diferencia de los frutos verdes (Figura 29). De acuerdo a lo reportado por Camacho (2019) quien al estudiar tomates de árbol (*Solanun betaceum*), registró valores de 10.6 ± 0.1 a 12.9 ± 0.1 $^{\circ}$ Brix, estos resultados son mayor a los obtenidos en el presente estudio.

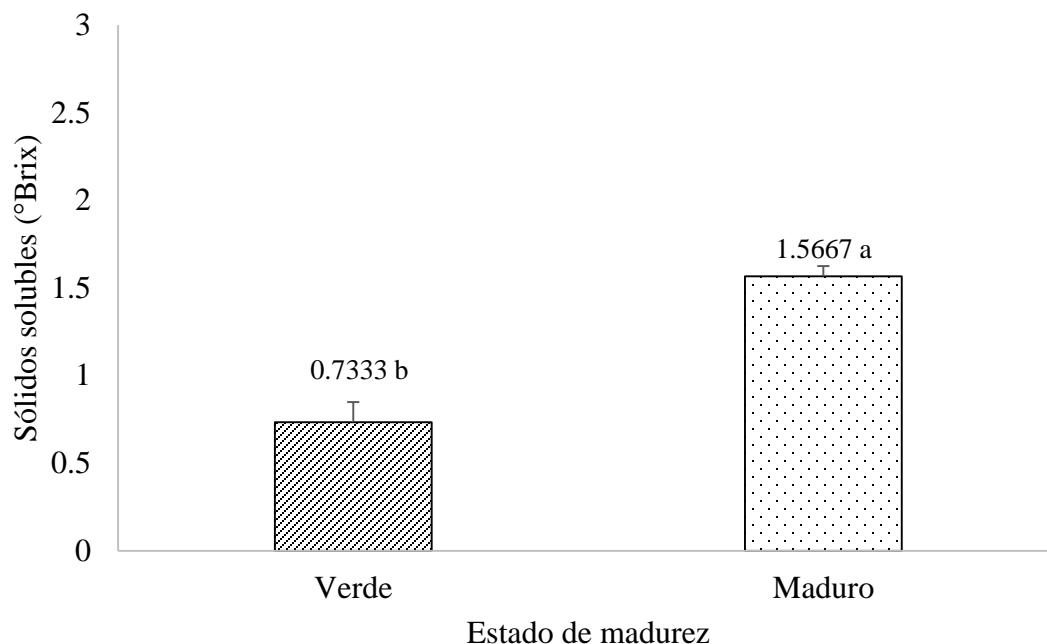


Figura 29. Comparación de medias de sólidos solubles del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.3 Características funcionales del cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc) debido al estado de madurez

5.3.1 Contenido de fenoles totales.

El Contenido de fenoles totales se realizó en muestra verde y maduro de cuatomate *Solanum glaucescens* Zucc. Los resultados se calcularon a partir de una curva de calibración con ácido gálico (Anexo 5). Los resultados para todas las muestras se encuentran expresadas en mg de ácido gálico por cada 100 g de muestra seca.

5.3.2 Efecto del estado de madurez sobre fenoles totales.

Diferencia significativa fue encontrada en la concentración de fenoles totales ($p=0.000$) debido al estado de madurez. En la Figura 30, se puede observar que frutos verdes presentaron un promedio mayor de fenoles de 418.57 ± 2.74 mg EAG/100 g de muestra seca (ms), este

resultado es mayor a lo reportado por Medina *et al.*, (2014) en un estudio realizado en cuatomates verdes en la cosecha de invierno registraron un valor de 204.06 mg de fenoles totales/100 g de muestra en peso fresco, equivalentes a mg de ácido gálico. Con respecto a los frutos maduros presentaron un contenido de 252.277 ± 0.43 mg EAG/100 g de muestra seca, este resultado es mayor a lo reportado por Bartolón (2015) en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) quien obtuvo un promedio de 193.09 mg equivalentes de ácido gálico/100 g de muestra seca.

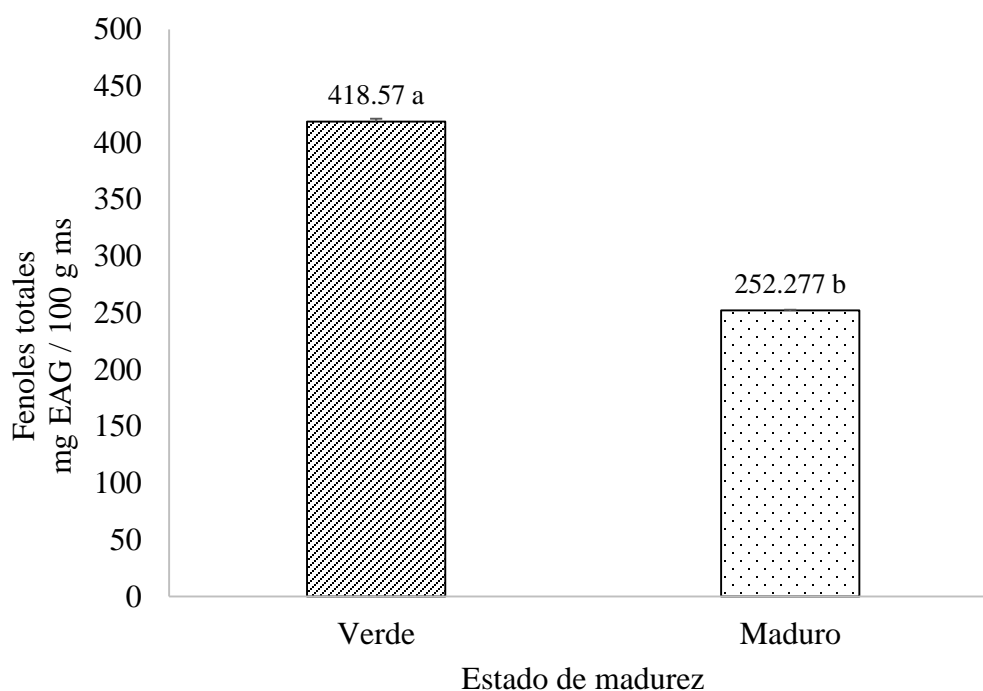


Figura 30. Comparación de medias de fenoles totales del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.3.3 Cuantificación de flavonoides totales.

Para la cuantificación de flavonoides totales en frutos verde y maduros del cuatomate se realizaron curvas de calibración utilizando como estándar quercetina. La curva de calibración se construyó con estándares a concentraciones de 50 a 250 $\mu\text{g/mL}$. A partir de la curva de calibración se generó una ecuación de calibración con un coeficiente para la determinación de flavonoides.

5.3.4 Efecto del estado de madurez sobre flavonoides totales.

Se encontró que si existe diferencia significativa en flavonoides ($p=0.000$) debido al estado de madurez. El contenido de flavonoides en el fruto verde fue menor respecto al fruto maduro que presentó mayor promedio de flavonoides como se observa en la Figura 31. Estos resultados son mayores a lo reportado por Camacho (2019) en tomate de árbol (*solanum betaceum*), quien evaluó un total de 50 muestras de tomate rojo y obtuvo que el contenido de flavonoides totales varía en un rango de 1.54 ± 0.06 a 6.70 ± 0.20 mg de catequina /g. La diferencia en los resultados de este estudio y con lo reportado por Camacho se debe al tipo de estándar utilizado.

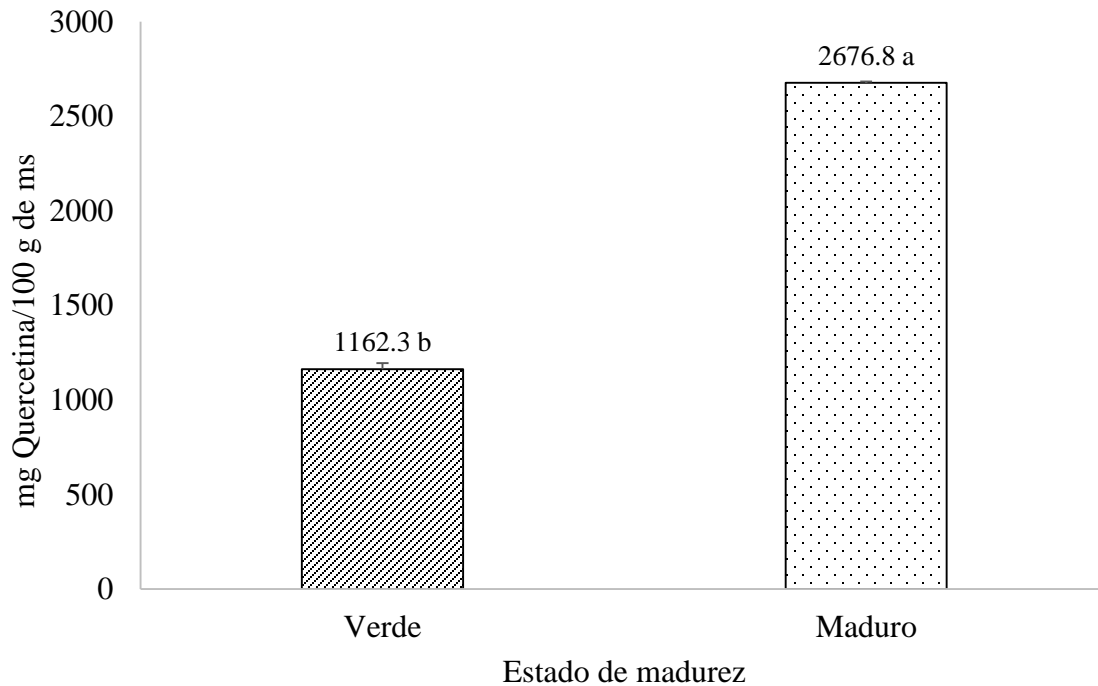


Figura 31. Comparación de medias de flavonoides totales del cuatomate

Medias con letras diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)

Fuente: Elaboración propia, 2023

5.3.5 Evaluación de actividad antioxidante frente al radical DPPH.

La evaluación de la actividad antirradicalar de los compuestos fenólicos (CF) de cuatomate estado de maduración verde y maduro con respecto al ácido gálico, utilizado como control; muestran que se requieren 12.883 ± 0.503 mg de cuatomate verde y 97.450 ± 1.105 mg de cuatomate maduro para inhibir el 50 % del radical DPPH, cantidades superiores respecto a ácido gálico (2.8653 ± 0.006 mg/mL) para inhibir la misma concentración de radical DPPH. El resultado obtenido en cuatomate verde es menor a lo reportado por Cobaleda (2016) quien indicó que para el tomatillo silvestre (*Physalis angulata*) se requiere de 30.18 ± 1.55 mg de pulpa de tomatillo, para inhibir el 50% del radical DPPH. El resultado obtenido en cuatomate maduro es mayor a lo reportado por García *et al.*, (2016), quienes reportaron que para inhibir el 50% del radical DPPH se requiere 83.06 ± 1.27 mg de muestra de pulpa de tomate rojo.

3.5.6 Efecto del estado de madurez sobre capacidad antioxidante frente al radical DPPH.

Diferencia significativa fue encontrado en capacidad antioxidante ($p=0.000$) debido al estado de madurez del fruto. El contenido de capacidad antioxidante en la muestra de cuatomate verde fue de 12.883 ± 0.503 mg y en muestra de cuatomate maduro fue de 97.450 ± 1.105 como se puede observar en la Figura 32.

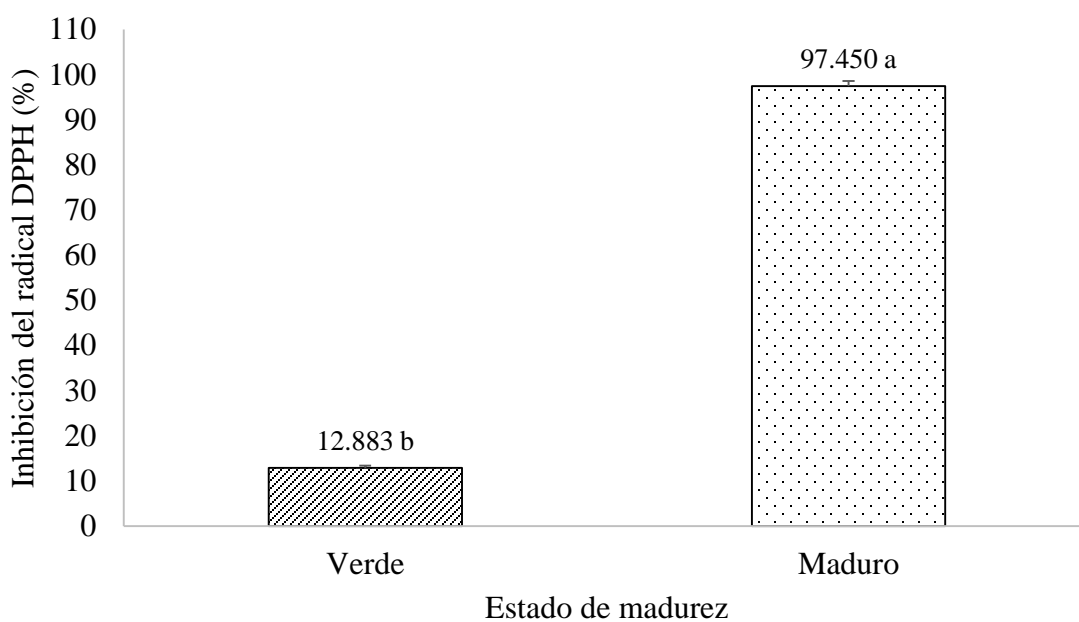


Figura 32. Comparación de medias de la capacidad antioxidante del cuatomate. Medias con letra diferentes, son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$)
Fuente: Elaboración propia, 2023

6. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en el análisis, el peso promedio del fruto de cuatomate se ve afectado por el estado de madurez, no siendo lo mismo para el diámetro polar, ecuatorial y número de semillas. Los resultados promedios de humedad, fibra y pH disminuyen durante el proceso de maduración, no siendo lo mismo para proteínas, grasas, cenizas, carbohidratos, acidez titulable y sólidos solubles que aumenta durante el proceso de maduración.

La cuantificación de fenoles totales se realizó tanto en muestra en estado de madurez verde y maduro de cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc.). Los resultados obtenidos para el extracto de muestra de cuatomate verde presentaron un contenido alto de fenoles totales de 418.57 ± 2.74 mg EAG/100 g de masa seca (ms), mientras que en cuatomate maduro se obtuvo un contenido de 252.277 ± 0.43 mg EAG/100 g de masa seca, por lo que el contenido de fenoles va disminuyendo a medida que el estado de madurez aumenta.

La determinación de flavonoides en los cuatomates verdes tienen menor cantidad de flavonoides (1162.3 ± 31.7 mg EQ/100 g de ms) en comparación con cuatomates maduros con alto contenido de 2676.8 ± 6.78 mg EQ/100 g de materia seca, esto puede verse afectado por el estado de madurez del fruto, entre más maduro este la cantidad de flavonoides aumenta.

Mayor actividad antirradical DPPH se encontró en los cuatomates verdes, porque solo se requiere 12.883 ± 0.503 mg de cuatomate verde para inhibir el 50% de la actividad antirradical DPPH con respecto a los cuatomates maduros que se necesita 97.450 ± 1.105 mg para inhibir el 50 % de la actividad antirradical.

7. RECOMENDACIONES

- ❖ Se recomienda seguir con más análisis acerca de la determinación de la capacidad antioxidante frente al radical DPPH en frutos de cuatomate, en un estado de maduración verde que es óptimo para consumo, pintón (amarillo con manchas verdes), maduro (anaranjado pálido) sobre maduro (anaranjado intenso) para ver el comportamiento del porcentaje de inhibición.
- ❖ Realizar la identificación del o los tipos de fenoles y flavonoides presentes en el fruto mediante análisis de infrarrojos o cromatografía de gases, con el objetivo de saber específicamente lo que contiene y poder adicionarse a algún alimento o bebidas.
- ❖ Evaluar otros métodos para la determinación de la capacidad antioxidante.
- ❖ Elaborar productos con fruto fresco o fruto deshidratado, incorporándolos en forma de harina o encapsulados.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bartolon Anzueto, R. L. (2015). *Contenido fenólico total y capacidad antioxidante de tomate (Solanum lycopersicum L.) desarrollado con abonos orgánicos y perlita en invernadero* (Tesis de licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Coahuila.
- Camacho Dillon, D. K. (2019). *Caracterización fisicoquímica y funcional de una población de segregantes de tomate de árbol (Solanum betaceum)* (Tesis de licenciatura). Universidad Central del Ecuador Facultad de Ciencias Químicas, Quito.
- Cazar Villacís, I. M. (2016). *Análisis físico-químico para la determinación de la calidad de las frutas* (Tesis de licenciatura). Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito.
- Cereceres Aragon, A., Rodrigo García, J., Álvarez Parrilla, E., & Rodríguez Tadeo, A. (2020). Ingestión de compuestos fenólicos en población adulta mayor. *Nutrición Hospitalaria*, 36 (2), 470-478.
- Cobaleda Velasco, M. (2016). *Caracterización y determinación del papel de los polifenoles durante el desarrollo de dos especies de Physalis* (Tesis doctoral). Centro Interdisciplinario de Investigación para el desarrollo Integral Regional Unidad de Durango, Victoria de Durango.
- Coronado H., M., Vega, S., Gutiérrez T., L. R., Vázquez F., M., & Radilla V., C. (2015). Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. *Revista chilena de nutrición*, 42 (2). <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182015000200014>

- García G, I. M., Reyes P, H., Echeverry A, A., & Rodríguez E, J. A. (2016). Comparación cuantitativa de la actividad antioxidante en tomate chonto y ahuyama por los métodos ABTS, DPPH y voltamperometría cíclica. 576-579.
- García Martínez, E., & Fernández Segovia, I. (2012). Obtenido de Determinación de proteínas de un alimento por el método Kjeldahl: <https://riunet.upv.es>
- García Martínez , E., Fernández Segovia, I., & Fuentes López, A. (2015). Obtenido de Determinación de polifenoles totales por el método de folin ciocalteu: <https://riunet.upv.es>
- García Ochoa, O. E., Infante, R. B., & Rivera, C. J. (2008). Hacia una definición de fibra alimentaria. *Anales Venezolanos de Nutrición* , 21 (1).
- Guízar Nolasco , E., Granados Sánchez, D., & Castañeda Mendoza , A. (2010). Flora y vegetación en la porcion sur de la mixteca poblana . *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente*, 16 (2), 95-118. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2010.04.019>
- Gutiérrez Avella, D. M., Ortiz García, C. A., & Mendoza Cisneros, A. (2008). Obtenido de Medición de Fenoles y Actividad Antioxidante en Malezas Usadas para Alimentación Animal: <https://www.cenam.mx>
- Gutiérrez Rangel, N., Medina Galicia , A., Ocampo Fletes, I., López, P. A., & Pedraza Santos , M. E. (2011). Conocimiento tradicional del "cuatomate" (*Solanum glaucescens* Zucc) en la Mixteca Baja Poblana, México. *Agricultura, Sociedad y Desarrollo*, 8 (3), 407-420.
- Hernández Rojas , C. J. (2017). *Caracterización de colectas de fruto, análisis de crecimiento y extracción nutrimental del cuatomate(Solanum glaucescens zucc)*. (Tesis doctoral).

Intitución de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas Campus Montecillo, Montecillo, Texcoco, Estado de México.

Hernández Rojas, C. J., Sandoval Castro , E., Gutiérrez Rangel, N., Pineda Pineda, J., Sánchez Vélez, A., & Espinoza Hernández, V. (2018). Concentración de nutrimentos en la solución nutritiva y rendimiento de "cuatomate"(*Solanum glaucescens* Zucc.). *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 9 (1). <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i1.853>

Hernández Rojas, C. J., Sandoval Castro, E., Ocampo Mendoza, J., & Casillas Zepeda, L. (2020). Caracterización de frutos de cuatomate (*Solanum glaucescens* Zucc.) en el sistema de traspatio de la Mixteca Poblana. *Revista de Alimentación Contemporánea y Desarrollo Regional*, 30 (55). <https://doi.org/10.24836/es.v30i55.830>

Herrera Bravo, Y. (2022). *Evaluación de la actividad antidiabética in vitro de los extractos de hoja de Salvia amarissima fresca y seca*. (Tesis de licenciatura). Instituto Tecnológico Superior de Acatlán de Osorio, Acatlán de Osorio.

Jamanca Gonzáles, N. C., & Alfaro Cruz, S. (2017). *Antioxidantes en los alimentos*. Recuperado de <https://repositorio.unab.edu.pe>

López Salvador, G. (2011). *Inoculación con HMA de dos plantas nativas de la mixteca baja para la repoblación de áreas degradadas en tecomatlán, Puebla, México* (Tesis de maestría). Instituto Tecnológico de Tecomatlán, San José de las Lajas.

Márquez Siguan, B. M. (2009). Determinación de cenizas en alimentos.

Martínez Flores, S., & González Gallego, J. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes.

Masson, L. (s.f.). Obtenido de metodos analiticos para la determinacion de humedad, alcohol, energia, materia grasa y colesterol en alimentos: <https://www.fao.org>

Medina Dzul, K., Muñoz Rodriguez, D., Guzmán Gerónimo, R. I., & Acereto Escoffié, P. Ó. (2014). Valor nutrimental y funcional del cuatomate (*Solanum glaucescens* zucc), fruto silvestre de la región mixteca. *Ciencia en la frontera*, 12 (3), 93-100.

Méndez Ventura, L. M. (2020). Obtenido de Manual de prácticas de análisis de alimentos: <https://www.uv.mx>

Mercado Mercado , G., de la Rosa Carrillo, L., Wall Medrano, A., López Díaz , J. A., & Álvarez Parrilla, E. (2013). Compuestos polifenólicos y capacidad antioxidante de especias típicas consumidas en México. *Nutrición Hospitalaria*, 28 (1). <https://dx.doi.org/10.3305/nh.2013.28.1.6298>

NMX-F-066-S-1978.Determinación de cenizas en alimentos. (s.f.). Obtenido de <https://xdoc.mx/documentos/nmx-f-066-s-1978-determinacion-de-cenizas-en-alimentos-5f9b9221d6381>

NMX-F-068-S-1980. Alimentos.Determinación de proteínas. (s.f.). Obtenido de <https://studylib.es/doc/6350390/nmx-f-068-s-1980-alimentos.-determinación-de-proteínas>

NMX-F-089-S-1978. Determinación de extracto etéreo (método Soxhlet). (s.f.). Obtenido de https://academia.edu/3687514/NMX_F_089_S_1978_PDF

NMX-F-090-S-1978.Determinación de fibra cruda en alimentos. (s.f.). Obtenido de <https://studylib.es/doc/7419630/nmx-f-090-s-1978.-determinación-de-fibra-cruda>

NOM-FF-6. (1982). Productos Alimenticios no industrializados, para uso humano-fruta fresca-terminología, así como el Aviso de la Declaratoria de Vigencia, y otros. Obtenido de <https://dof.gob.mx>

NMX-F-102-S-1978. *Determinación de la Acidez titulable en productos elaborados a partir de frutas y hortalizas.* (s.f.). Obtenido de <https://studylib.es/doc/5003864/nmx-f-102-s-1978.-determinaci%C3%B3n-de-la-acidez-tituable-en>

NMX-F-428-1982- *Determinación de humedad (metodo rapido de la termobalanza).* (s.f.). Obtenido de <https://gotomexico.today/media/doc/nmx-f428-1982.pdf>

Pantoja, L., Dessimoni Pinto, N. V., Lopes, C., Gandra, R., & Soares Dos Santos, A. (2009). CARACTERIZAÇÃO FÍSICA E FÍSICO-QUÍMICA DE FRUTOS DE DUAS VIERDADES DE TAMARILHO ORIUNDAS DO NORTE DE MINAS GERAIS. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 31 (3), 916-919.

Pérez Hernández, M. (2023). *Obtención de formulados antidiabéticos en polvo a partir de residuos de pitaya roja (Stenocereus griseus)* (Tesis de licenciatura). Instituto Tecnológico Superior de Acatlán de Osorio, Acatlán de Osorio.

Raulillo. (2017). Como hacer una curva patrón para ELISA. Obtenido de Construci: <https://www.abyntek.com>

Ruiz Benitez , M. L. (2020). Obtenido de Determinación de la actividad antioxidante: <https://bonga.unisimon.edu.com>

Salazar Beleño, A. M., Pacheco Balderrama, M. M., & Caballero Hernández , Y. T. (2019).

Manual de técnicas analíticas para la determinación de parámetros fisicoquímicos en frutas frescas. Obtenido de <https://unipaz.edu.com>

Sánchez Ruesgas, S. (2022). Medidas de masa.Unidad mas apropiada en función del objeto.

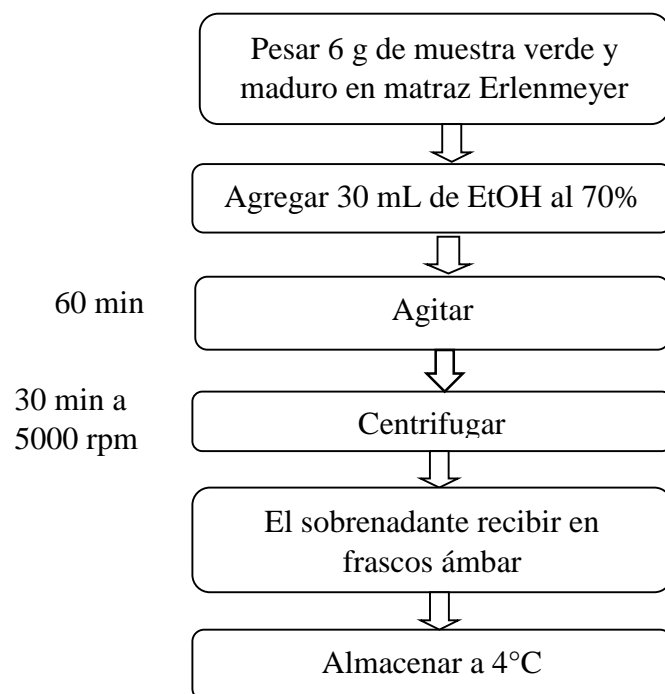
Obtenido de <https://www.smartick.es>

Torres, A. (2012). Caracterización física, química y compuestos bioactivos de pulpa madura de

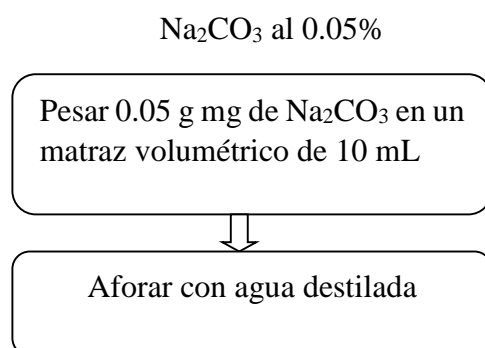
tomate de árbol (*Cyphomandra betacea*)(Cav.) Sendtn. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 62 (4), 381-388.

9. ANEXOS

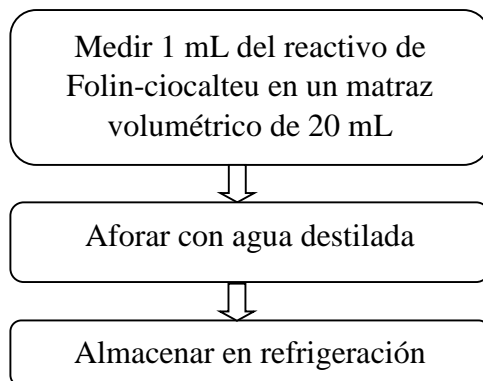
Anexo 1. Obtención de los extractos



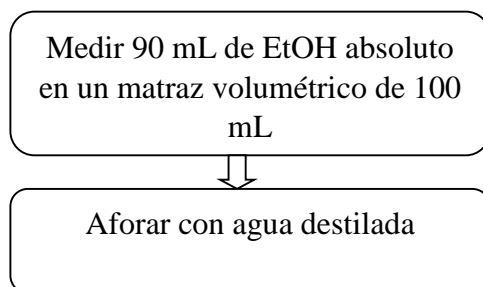
Anexo 2. Preparación de soluciones para fenoles totales y cuantificación de fenoles totales



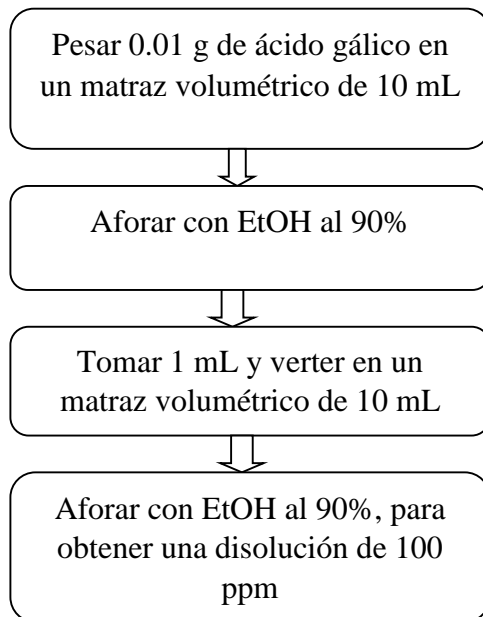
Reactivo de Folin-ciocalteu 0.1 M



EtOH al 90%



Disolución de ácido gálico

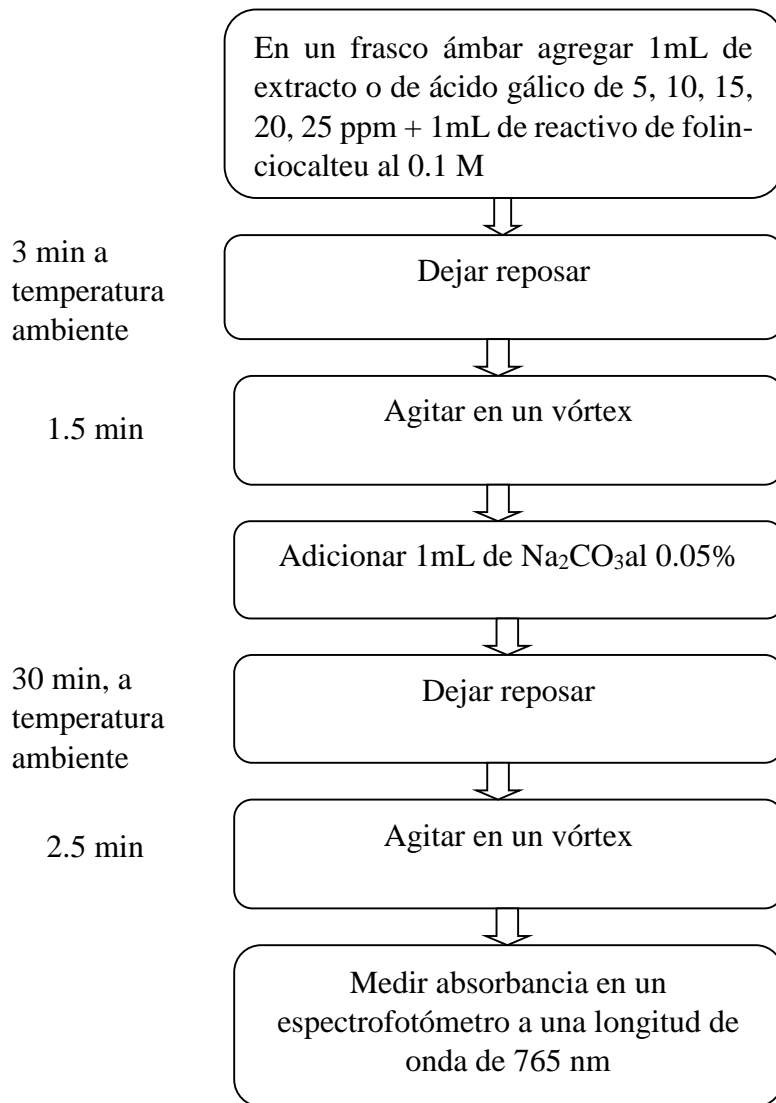


A partir de la disolución de 100 ppm de ácido gálico se prepararon los estándares para realizar la curva de calibración.

Preparación de estándares de ácido gálico

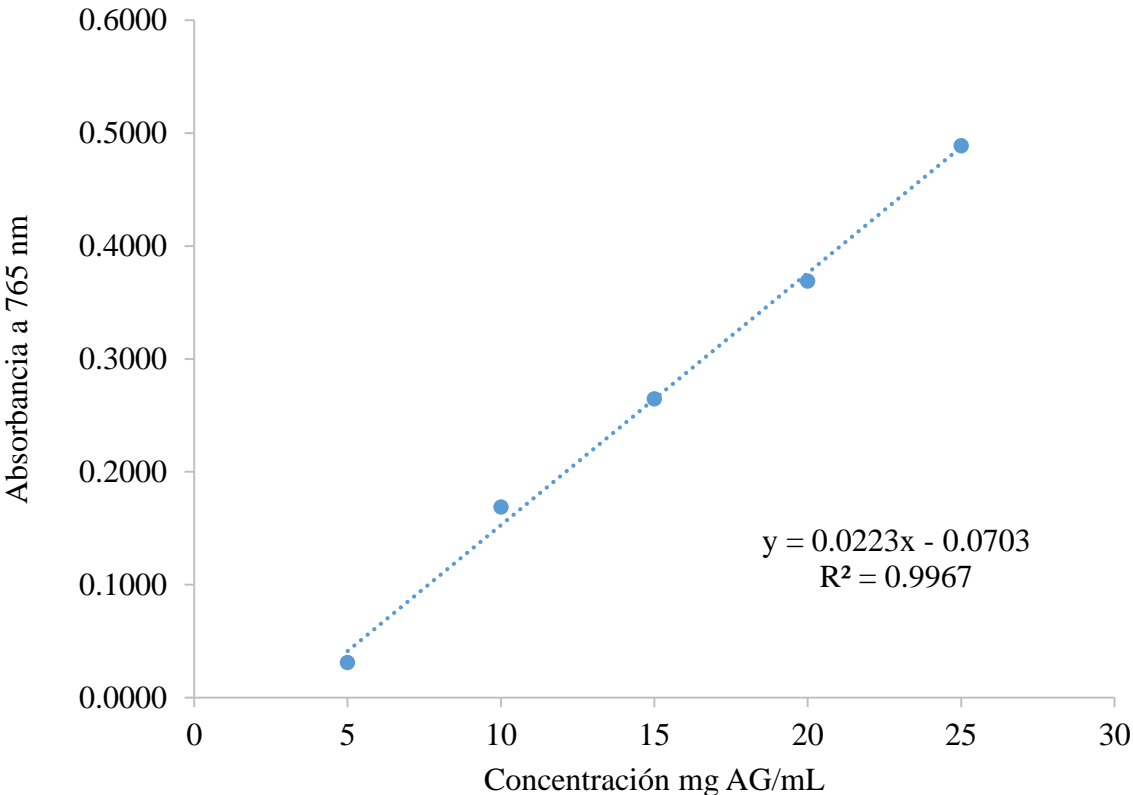
Concentración de Ácido gálico ($\mu\text{g}/\text{mL}$)	Volumen de EtOH acuoso al 90% (μL)	Volumen de disolución de Ácido gálico 100 $\mu\text{g}/\text{mL}$ (mL)	Volumen total (μL)
25	750	250	1000
20	800	200	1000
15	850	150	1000
10	900	100	1000
5	950	50	1000

Cuantificación de fenoles totales



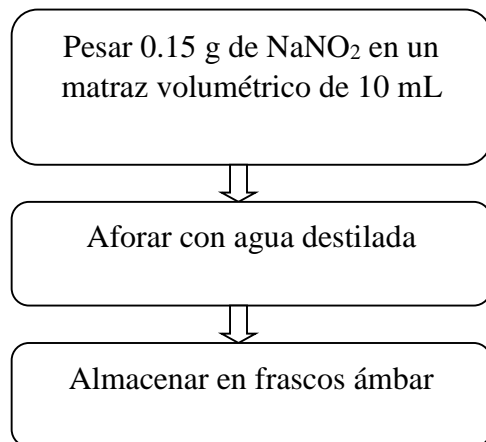
Para el blanco de la muestra se tomó 1mL de muestra + 1 mL de carbonato de sodio y se le adicionó agua destilada en lugar del reactivo de folin-ciocalteu.

Curva de calibración de ácido gálico para extractos de *Solanum glaucescens* verde y maduro.

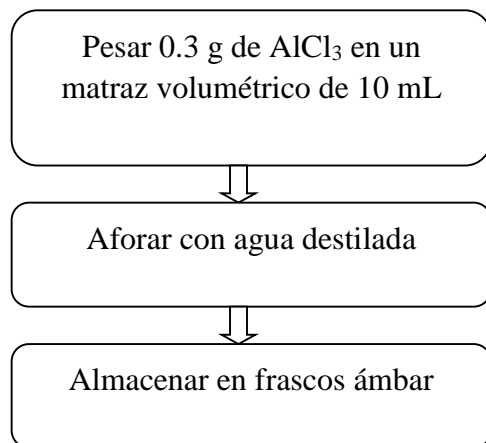


Anexo 3. Preparación de soluciones para flavonoides totales y cuantificación de flavonoides

NaNO_2 al 1.5%



AlCl_3 al 3%



NaOH 1M

Pesar 0.4 g de NaOH en un matraz volumétrico de 10 mL



Aforar con agua destilada

Quercetina 1000 µg/mL

Pesar 0.01 g de Quercetina en un matraz volumétrico de 10 mL

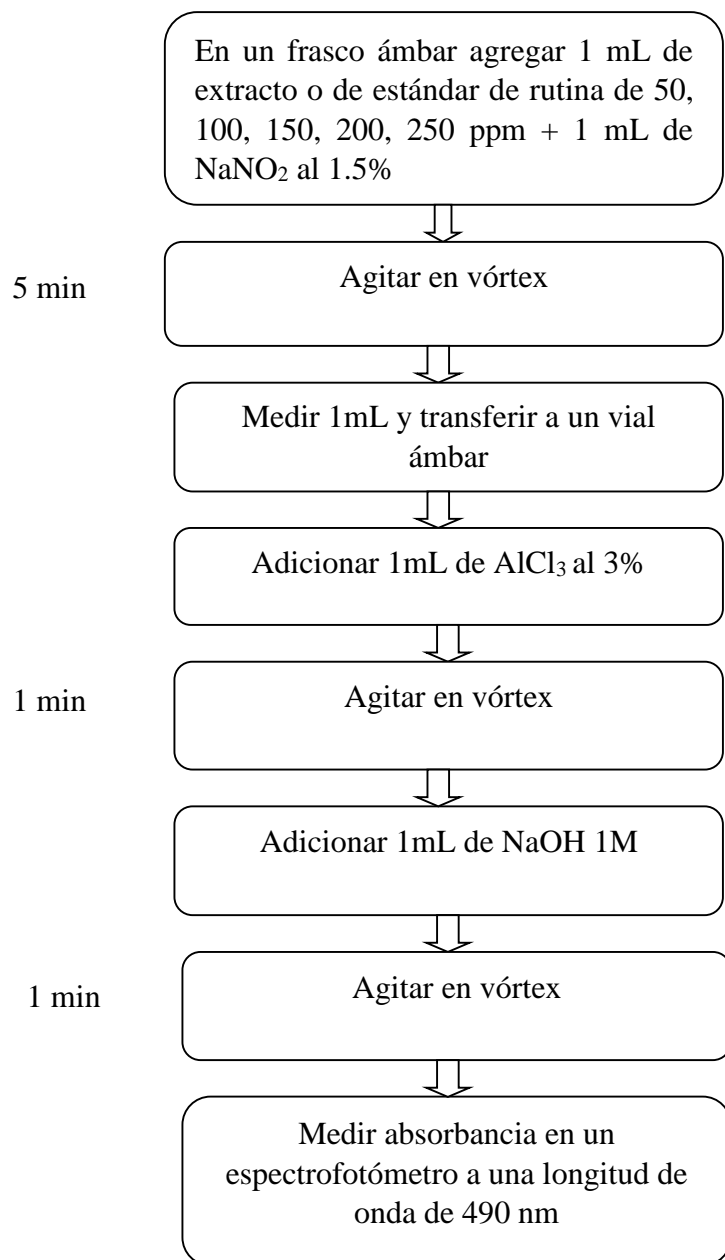


Aforar con EtOH al 90%

A partir de la disolución de 1000 µg/mL de rutina se prepararon los estándares de 50, 100, 150, 200, 250 µg/mL

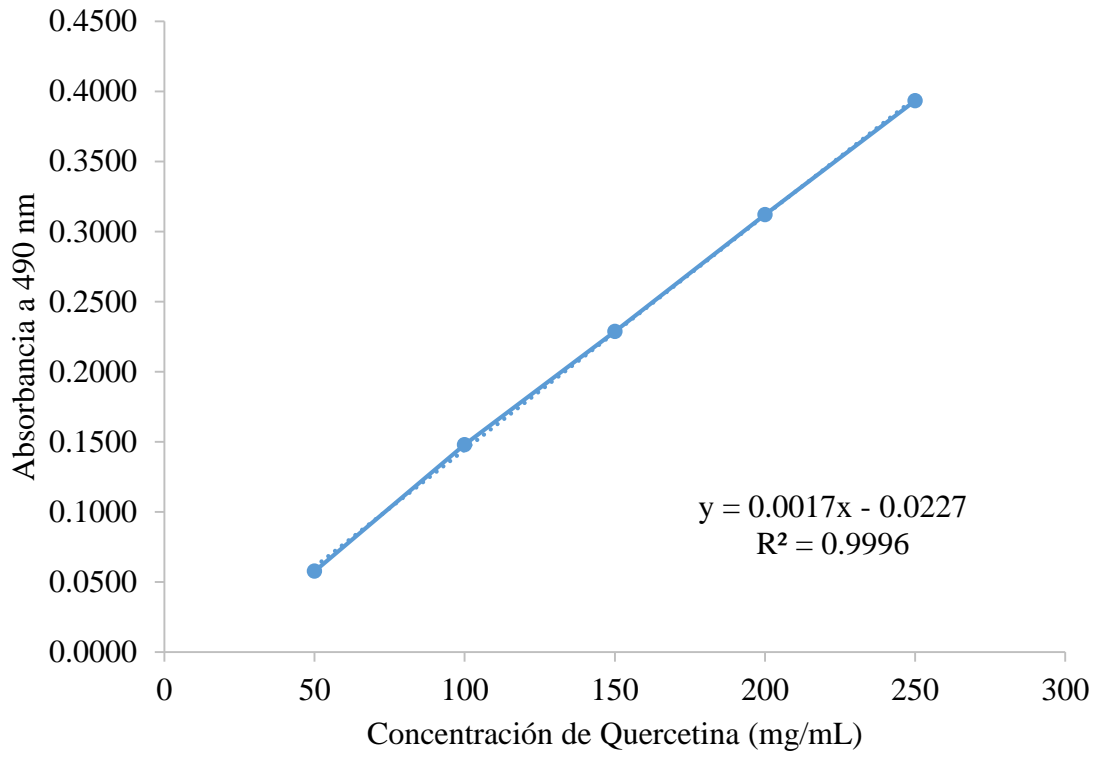
Concentración de Quercetina (µg/mL)	Volumen de EtOH acuoso al 90% (mL)	Volumen de disolución de Quercetina 1000 µg/mL (mL)	Volumen total (mL)
250	7.5	2.5	10
200	8	2	10
150	8.5	1.5	10
100	9	1	10
50	9.5	0.5	10

Cuantificación de Flavonoides totales



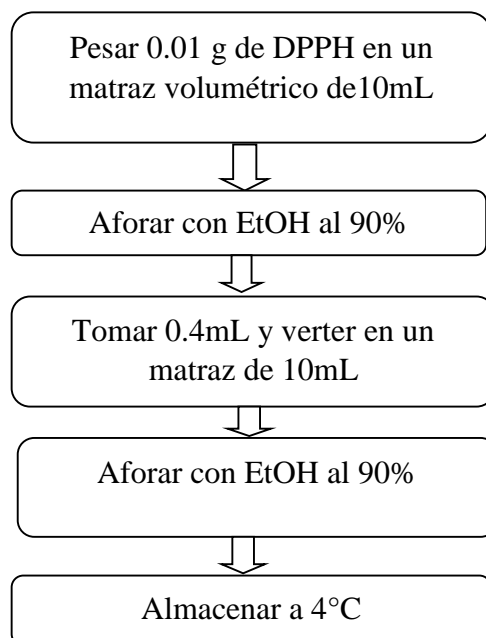
Para el blanco de los estándares se utilizó el estándar de 250 µg/mL. Al blanco de los estándares y de la muestra se le agrego 1mL de agua destilada en lugar de 1 mL de AlCl₃ al 3%.

Curva de calibración de Quercetina para extractos de *Solanum glaucescens* verde y maduro

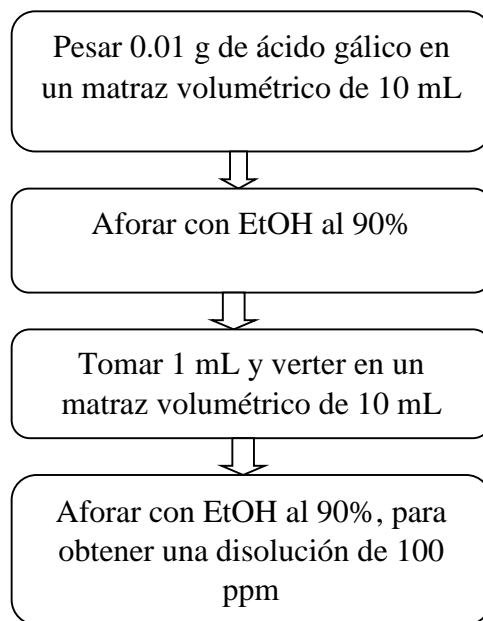


Anexo 4. Preparación de soluciones para Actividad antirradical y cuantificación de actividad antirradical

Disolución del radical DPPH
(0.004%)



Disolución de ácido gálico



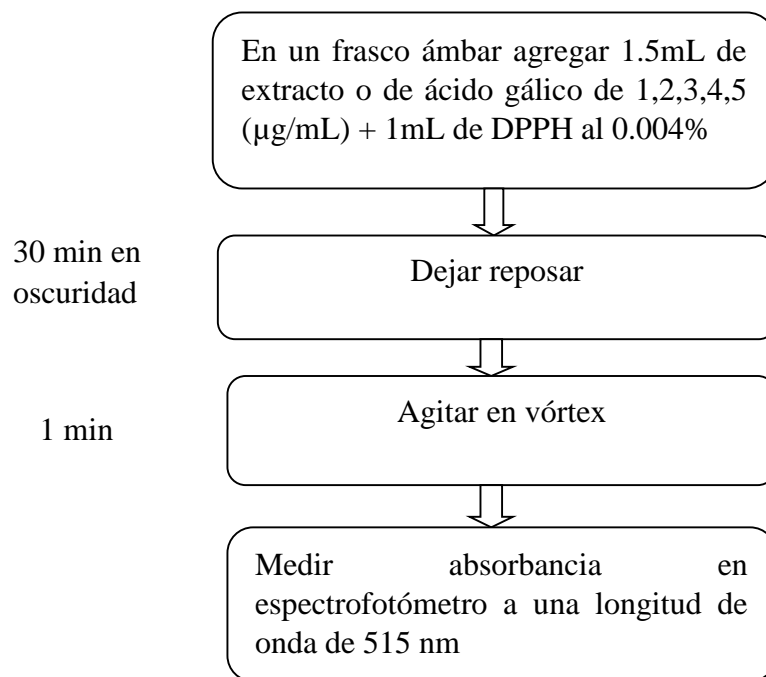
A partir de la disolución de 100 ppm de ácido gálico se prepararon los estándares para la curva de calibración.

Concentración de Ácido gálico ($\mu\text{g/mL}$)	Volumen de EtOH acuoso al 90% (mL)	Volumen de disolución de ácido gálico 100 $\mu\text{g/mL}$ (m/L)	Volumen total (mL)
1	9.9	0.100	10
2	9.8	0.200	10
3	9.7	0.300	10
4	9.6	0.400	10
5	9.5	0.500	10

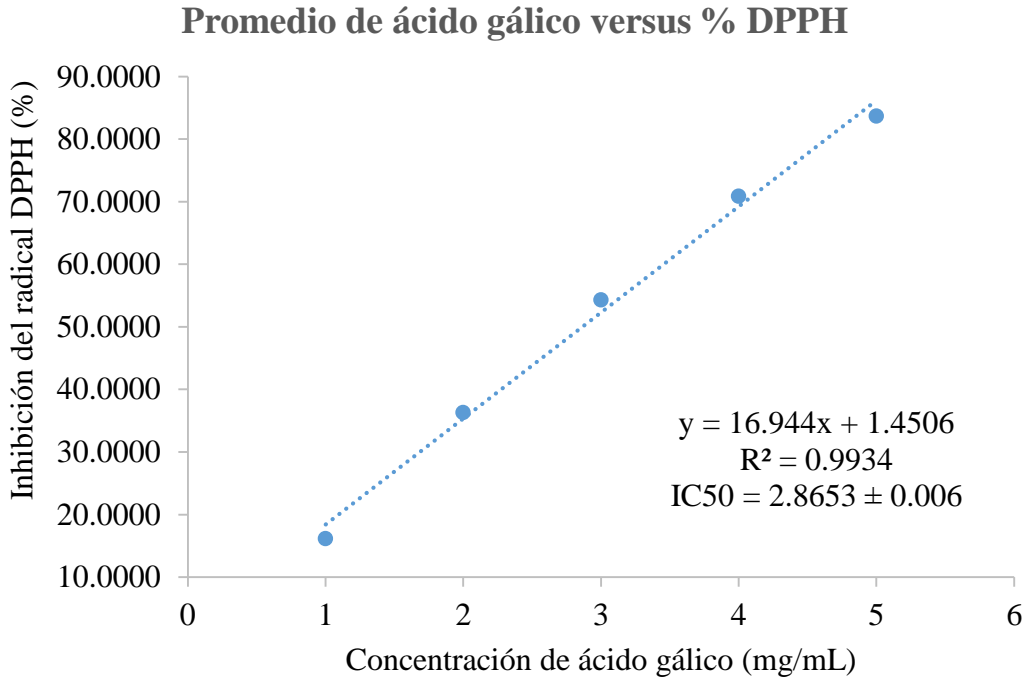
Anexo 5. Concentración de extracto verde y maduro evaluados en el ensayo de la inhibición del radical DPPH.

Cuatomate verde			
FD	Volumen extracto (mL)	Volumen disolvente (mL)	Volumen total (mL)
2	1	1	2
3	1	2	3
4	1	3	4
5	1	4	5
6	1	5	6
Cuatomate maduro			
FD	Volumen extracto (mL)	Volumen disolvente (mL)	Volumen total (mL)
7	1	6	7
8	1	7	8
9	1	8	9
10	1	9	10
11	1	10	11

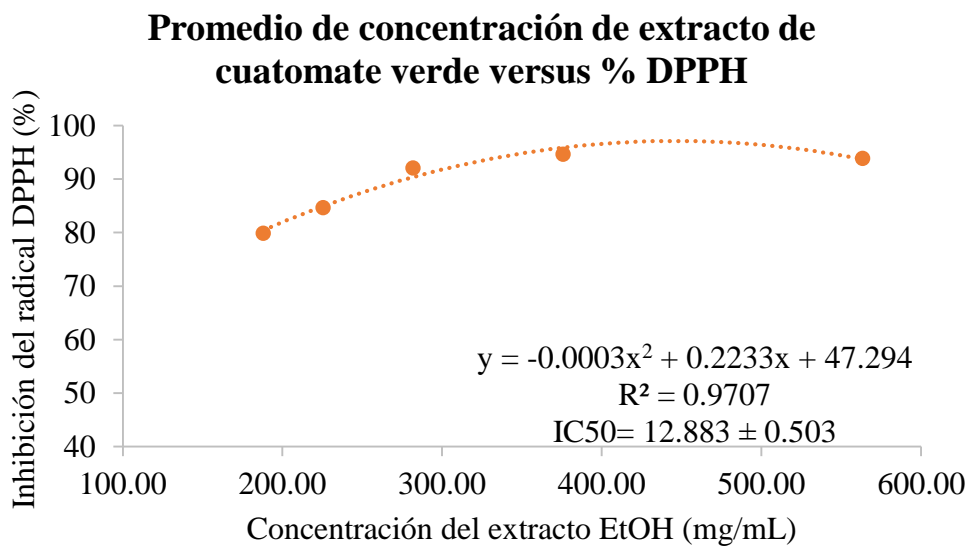
Anexo 6. Cuantificación de la capacidad antioxidante del control ácido gálico y extracto de cuatomate verde y maduro empleando el método de reducción del radical DPPH.



Anexo 7. Curva para el cálculo del IC₅₀ usando el radical DPPH de los controles de ácido gálico.



Anexo 8. Curva para el cálculo del IC₅₀ de los extractos etanólicos de cuatomate verde y maduro.



**Promedio de concentración de extracto de cuatomate
maduro versus % DPPH**

