

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE OAXACA

DIVISIÓN DE ESTUDIOS PROFESIONALES

DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA QUÍMICA Y BIOQUÍMICA

TESIS PROFESIONAL

**CARACTERIZACIÓN FITOQUÍMICA Y EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD
ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO DE *Stenocereus stellatus* (PITAYA)
PARA SU USO ALIMENTARIO**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERO QUÍMICO**

PRESENTA

ANGELES REGINA GARCÍA GUTIÉRREZ

DIRECTOR

DR. MARCO ANTONIO SÁNCHEZ MEDINA

COMISIÓN REVISORA

DR. IVÁN ANTONIO GARCÍA MONTALVO

DR. CARLOS FRANCISCO VARAPIZUELA SÁNCHEZ

M. EN. C. AYMARA JUDITH DÍAZ BARRITA

OAXACA DE JUÁREZ, OAXACA

JUNIO 2023

DEDICATORIA

El presente trabajo de investigación va dedicado a mi primer amor y maestro, mi padre, el amigo incondicional que me enseñó a trabajar por mis sueños y quien tuvo fe en mí siempre. Aunque ya no está en este plano, su amor sigue conmigo.

A mis dos madres Octavia y Luz María, porque siempre han estado conmigo en las buenas y las malas. Porque nunca han perdido su fe en mí y en que podría lograrlo.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres por todo el esfuerzo y sacrificios que tuvieron que realizar para que pudiera culminar con mis estudios.

Agradezco al Dr. Marco Medina y al Dr. Carlos Varapizuela por sus enseñanzas y orientación al presente trabajo de investigación.

A Julián Bautista mi novio, quien ha sido mi mayor apoyo y compañero en este proceso de investigación, gracias por motivarme siempre a ser mejor en todo.

A mis amigos con quienes compartí área de trabajo y enseñanzas, Alejandra Pineda, Aurora Chávez y Gabriel Hernández.

ÍNDICE

DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTOS	III
ÍNDICE	IV
ÍNDICE DE FIGURAS	VII
ÍNDICE DE TABLAS	IX
ÍNDICE DE ANEXOS.....	X
LISTA DE ABREVIATURAS.....	XI
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Planteamiento del problema.....	3
1.2 Justificación	5
II. MARCO TEÓRICO	6
2.1 Historia de las cactáceas	6
2.2 Pitaya (<i>Stenocereus stellatus</i>).....	7
2.2.1 Taxonomía y características morfológicas	7
2.3 Procedencia del fruto	10
2.3.1 Santiago Chazumba, Huajuapán de León, Oax.....	10
2.4 Betalaínas.....	11
2.4.1 Estabilidad de las betalaínas	12
2.5 Metabolitos secundarios	14
2.5.1 Flavonoides.....	15
2.5.2 Saponinas.....	16
2.5.3 Taninos	17
2.5.4 Cumarinas	18
2.5.5 Alcaloides.....	19
2.5.6 Glucósidos cardíacos	19
2.6 Antioxidantes	20
2.6.1 Evaluación de la capacidad antioxidante	21
III. OBJETIVOS	22
3.1 Objetivo general.....	22
3.2 Objetivos específicos.....	22
IV. METODOLOGÍA.....	23

4.1	Obtención de la materia prima.....	23
4.2	Obtención de la pulpa.....	23
4.3	Análisis bromatológico de la pitaya.....	23
4.3.1	Humedad.	24
4.3.2	Cenizas.....	24
4.3.3	Fibra.....	25
4.3.4	Carbohidratos.....	26
4.3.5	Proteína.....	27
4.3.6	Grasa	28
4.4	Análisis geoquímico de 32 elementos.....	29
4.5	Obtención de los extractos.....	29
4.6	Cuantificación de Betalaínas en espectrofotómetro UV-Vis	30
4.7	Identificación de las familias de metabolitos secundarios por pruebas fitoquímicas colorimétricas.....	31
a)	Flavonoides	31
b)	Saponinas.....	31
c)	Taninos	31
d)	Cumarinas	32
e)	Alcaloides.....	32
f)	Glucósidos cardiacos	32
4.8	Contenido total fenólico	33
4.9	Contenido de flavonoides totales	33
4.10	Evaluación de la reducción de Ferrocianuro.....	33
4.11	Evaluación de la actividad antioxidante total	34
4.12	Actividad de captación de radicales libre DPPH.....	34
4.13	Encapsulación del extracto de pitaya.....	35
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
5.1	Composición química de <i>Stenocereus stellatus</i> (pitaya).....	36
5.2	Análisis químico de 32 elementos.....	37
5.3	Extractos de pitaya (<i>Stenocereus stellatus</i>)	38
5.3.1	Extracto etanólico	38
5.3.2	Extracto metanólico.....	39
5.3.3	Extracto acuoso.....	39

5.4	Cuantificación de betalainas (betacianinas y betaxantinas)	40
5.5	Identificación de metabolitos secundarios en los diferentes extractos.....	42
5.6	Determinación de polifenoles totales por el método Folin-Ciocalteu	43
5.7	Determinación del contenido de flavonoides totales	44
5.8	Evaluación de la reducción de Ferrocianuro de Potasio.....	44
5.9	Evaluación de la actividad antioxidante.....	45
5.10	Captación de radicales libres DPPH	46
5.10.1	Determinación de la capacidad antioxidante de la Solución Patrón.....	46
5.10.2	Determinación de la capacidad antioxidante de los extractos (etanólico y metanólico)	48
VI.	CONCLUSIONES.....	51
VII.	REFERENCIAS	52
	ANEXOS	59

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Xoconoxtle (<i>Stenocereus stellatus</i>).....	8
Figura 2 Fruta de pitaya (<i>Stenocereus stellatus</i>).....	8
Figura 3 Estructura del ácido betalámico y grupos estructurales de las betalaínas.....	10
Figura 4 Estructura básica y tipos	15
Figura 5 Estructura general de una saponina.....	16
Figura 6 Reacción entre el DPPH y un agente antioxidante.....	20
Figura 7 Análisis gequímico de 32 elementos.....	36
Figura 8 Capacidad antioxidante del ácido ascórbico puro en etanol.....	46
Figura 9 Capacidad antioxidante del ácido ascórbico puro en metanol.....	47
Figura 10 Capacidad antioxidante del ácido ascórbico puro en etanol.¡Error! Marcador no definido.	
Figura 11 Capacidad antioxidante del ácido ascórbico puro en metanol.¡Error! Marcador no definido.	
Figura 12 Presencia de flavonoides en extracto etanólico.....	59
Figura 13 Presencia de flavonoides en extracto metanólico.....	59
Figura 14 Presencia de flavonoides de extracto acuoso.....	59
Figura 15 Presencia de cumarinas en extracto metanólico.....	59
Figura 16 Presencia de cumarinas en extracto etanólico.....	59
Figura 17 Presencia de cumarinas en extracto acuoso.....	60
Figura 18 Taninos: ácido gálico en extracto etanólico.....	60
Figura 19 Taninos: compuestos fenólicos en extracto etanólico.....	60
Figura 20 Taninos: ácido gálico en extracto metanólico.....	60
Figura 21 Taninos: compuestos fenólicos en extracto metanólico.....	60
Figura 22 Taninos: ácido gálico en extracto acuoso.....	61
Figura 23 Taninos: compuestos fenólicos en extracto acuoso.....	61
Figura 24 Presencia de saponinas en extracto acuoso.....	61
Figura 25 Ausencia de Alcaloides en extracto metanólico.....	62
Figura 26 Ausencia de Alcaloides en extracto acuoso.....	62
Figura 27 Ausencia de Alcaloides en extracto etanólico.....	62
Figura 28 Curva de calibración de ácido gálico para la determinación del contenido polifenólico total por el método Folin-Ciocalteu para el extracto etanólico.....	63

Figura 29 Curva de calibración de ácido gálico para la determinación del contenido polifenólico total por el método Folin-Ciocalteu para el extracto metanólico.....	64
Figura 30 Curva de calibración de ácido gálico para la determinación del contenido polifenólico total por el método Folin-Ciocalteu para el extracto acuoso.	65
Figura 31 Curva de calibración de quercetina para la determinación del contenido de flavonoides totales para el extracto etanólico.....	66
Figura 32 Curva de calibración de quercetina para la determinación del contenido de flavonoides totales para el extracto metanólico.....	67
Figura 33 Curva de calibración de quercetina para la determinación del contenido de flavonoides totales para el extracto acuoso.	68
Figura 34 Curva de calibración de ácido ascórbico para la reducción de ferrocianuro de potasio en extracto etanólico.	69
Figura 35 Curva de calibración de ácido ascórbico para la reducción de ferrocianuro de potasio en extracto metanólico.	70
Figura 36 Curva de calibración de ácido ascórbico para la reducción de ferrocianuro de potasio en extracto acuoso.	71
Figura 37 Curva de calibración de ácido ascórbico para la determinación de la actividad antioxidante total del extracto etanólico.	72
Figura 38 Curva de calibración de ácido ascórbico para la determinación de la actividad antioxidante total del extracto metanólico.	73
Figura 39 Curva de calibración de ácido ascórbico para la determinación de la actividad antioxidante total del extracto acuoso.	74
Figura 40 Inhibición del radical DPPH en extracto etanólico.	75
Figura 41 Inhibición del radical DPPH en extracto etanólico de pitaya. Extracto concentrado (C), extracto diluido (D).	75
Figura 42 Inhibición del radical DPPH en extracto metamólico	75
Figura 43 Inhibición del radical DPPH en extracto metanólico de pitaya. Extracto concentrado (C), extracto diluido (D).	75

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Clasificación taxonómica de <i>Stenocereus stellatus</i>	6
Tabla 2 Composición química de <i>Stenocereus stellatus</i>	¡Error! Marcador no definido.
Tabla 3 Extracción Etanólica.	38
Tabla 4 Extracción Metanólica.....	38
Tabla 5 Extracción Acuosa.....	¡Error! Marcador no definido.
Tabla 6 Contenido (en mg/100 g de muestra) de betacianinas (BC), betaxantinas (BX) y betalaínas totales (BT) de pitaya en tres solventes.....	40
Tabla 7 Familias de metabolitos secundarios presentes en los extractos de pitaya.....	41
Tabla 8 Contenido fenólico total de los extractos de pitaya.	42
Tabla 9 Flavonoides totales presentes en los extractos de pitaya.	43
Tabla 10 Reducción de Ferrocianuro de Potasio en los extractos de pitaya.	44
Tabla 11 Evaluación de la actividad antioxidante total de los extractos de pitaya.....	44
Tabla 12 Actividad antirradical del ácido ascórbico puro en etanol.....	45
Tabla 13 Actividad antirradical del ácido ascórbico puro en metanol.	46
Tabla 14 Inhibición del radical DPPH de los extractos de pitaya	48

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1 Informe de resultados OT21423/2022	59
Anexo 2 Identificación de las familias de metabolitos secundarios por pruebas fitoquímicas colorimétricas.....	60
Anexo 3 Determinación del contenido fenólico total por el método Folin-Ciocalteu.	64
Anexo 4 Determinación de flavonoides totales.....	67
Anexo 5 Reducción de Ferrocianuro de Potasio.	70
Anexo 6 Determinación de la actividad antioxidante total.....	73
Anexo 7 Inhibición del radical libre DPPH	76
Anexo 8 Memorias del 1er Congreso Internacional Producción y Transformación de Alimentos para la Seguridad Alimentaria	77

LISTA DE ABREVIATURAS

Abreviatura	Significado
cm	Centímetros
°C	Grados Celsius
Mm	Milímetros
nm	Nanómetros
g	Gramos
mL	Mililitros
N	Normalidad
v/v	Volumen/Volumen
min	Minutos
g	Gravedades
mg	Miligramos
μl	Microlitros
μg	Microgramos
M	Molaridad
mM	Milimolar
E	Equivalentes
AG	Ácido gálico
Q	Quercetina
AA	Ácido ascórbico
μM	Micromol
DPPH	2,2-Difenil-1- Picrilhidrazilo

I. INTRODUCCIÓN

Las cactáceas son una familia constituida por alrededor de 1600 especies, pertenecientes al orden *Caryophyllales* (Esquivel, 2004), son originarias del continente americano, distribuidas desde Canadá hasta la Patagonia; México cuenta con alrededor de 550 a 900 especies, teniendo el 79% de endemismos (Montesinos et al., 2015).

Estudios realizados en México han demostrado que la variabilidad entre especies es relativamente baja, llevando a denominar a muchas de estas como “Pitahaya”, lo que ha hecho que su clasificación botánica sea compleja. Destacando así cuatro géneros representativos: *Stenocereus sp.*, *Selenicereus sp.*, *Hylocereus sp.*, y *Cereus sp* (Huachi et al., 2015).

La producción, comercialización e industrialización de pitayas (*Stenocereus sp.*) y pitahayas (*Selenicereus* e *Hylocereus*) comenzó en México a principios del siglo XXI. En la actualidad se ha buscado aumentar la producción y generar conocimiento a cerca de estas porque no se cuenta con la suficiente información, a raíz de esto, investigadores y centros de investigación han comenzado a interesarse, para lograr una descripción de variedades, un mejoramiento genético, el combate de plagas y enfermedades, técnicas de cosecha y poscosecha, e industrialización de las mismas (Flores, 2003).

De la tribu *Pachycereeae*, el género *Stenocereus* comprende 22 a 24 especies de pitayas (Rosales-Bustamante et al., 2009), producidas en los estados de Baja California, Baja California Sur, Sonora, Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Zacatecas, Colima, Michoacán, Guanajuato, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas, Veracruz, Morelos, Guerrero, Puebla y Oaxaca. La mayor producción en Oaxaca de pitayas se presenta en cinco municipios del distrito de Huajuapán destacando Santiago Chazumba, Cosoltepec, San pedro y San Pablo Tequixtepec, Santiago Miltepec y Asunción Cuyotepeji (Flores, 2003).

Uno de los sinamorfismos que presentan las cactáceas es la presencia de betalaínas, un tipo de pigmento nitrogenado derivado de la tirosina (Esquivel, 2004). Las betalaínas aparte de conferir color a los diferentes frutos, han demostrado ser antioxidantes, especialmente las betacianinas y betaxantinas (Huachi et al., 2015). A su vez tienen un efecto positivo en la inhibición de la oxidación y la peroxidación lipídica, efecto antiinflamatorio, antirradical, e inhibidor de la betanina en el crecimiento de las células del melanoma (Esquivel y Araya, 2012).

El cuerpo humano necesita nutrientes con alto valor biológico para tener un adecuado funcionamiento (Gutiérrez-Ramos et al., 2023). Las frutas y verduras son una mezcla óptima de antioxidantes como son la vitamina C y E, los polifenoles, carotenoides y carbohidratos complejos (Montoya et al., 2022). Estos juegan un papel importante porque son los responsables de frenar las reacciones de oxidación de las células a partir de las cuales se originan los radicales libres, reducen la aparición de enfermedades cardiovasculares, tumores, enfermedades neurodegenerativas y son un potenciador del sistema inmunológico (Batalla, 2007).

Por lo cual, esta investigación está enfocada en la caracterización fitoquímica y la determinación de la capacidad antioxidante del extracto de pitaya (*Stenocereus stellatus*), producida en el municipio de Santiago Chazumba con la finalidad de generar información sobre esta y aprovechar sus beneficios en la industria alimentaria.

1.1 Planteamiento del problema

El estilo de vida actual promueve inadecuados hábitos alimenticios, lo que lleva a consumir alimentos con baja calidad nutricional y capacidad antioxidante (Gutiérrez-Ramos et al., 2023). México ha experimentado una transición alimentaria y nutricional, caracterizada por el remplazo del consumo de alimentos naturales por el de alimentos industrializados de alta densidad energética y baja calidad nutricional (Islas et al., 2020). La mala alimentación ha causado graves problemas de salud en la sociedad como la desnutrición y obesidad, así como el aumento de diversas enfermedades crónico degenerativas en consecuencia del estrés oxidativo (Delgado et al., 2010).

Cuando existe un aumento en la concentración de radicales libres, se provoca un desbalance, dando lugar a lo que se conoce como estrés oxidativo, ocasionando severos daños celulares (Delgado et al., 2010).

El daño oxidativo puede ser prevenido por antioxidantes, sustancias que, en concentraciones bajas en comparación con el sustrato biológico oxidable, previenen o retardan la oxidación de este (Jamanca y Alfaro, 2017).

Actualmente existe la creciente demanda a nivel industrial por la búsqueda de compuestos químicos presentes en plantas y frutas, que puedan ofrecer una alternativa para la obtención de antioxidantes, esto debido a que pueden presentar un efecto más potente en comparación con los antioxidantes sintéticos (Montoya et al., 2022).

Diversas investigaciones han demostrado que la presencia de pigmentos betalámicos en los frutos de pitahaya, están relacionados con la elevada actividad antioxidante (Esquivel y Araya, 2012), sin embargo, las investigaciones realizadas a la pitaya (*Stenocereus stellatus*) son escasas, por lo que es importante estudiar los rasgos funcionales de este fruto para impulsar su desarrollo como fuente de compuestos antioxidantes. Por lo anterior, los objetivos de este trabajo fueron determinar el contenido de betalaínas y compuestos fenólicos, así como la actividad antioxidante de los tres extractos de pitaya, por lo cual se plantearon las siguientes preguntas de investigación:

¿Los extractos de la pulpa del fruto de pitaya (*Stenocereus stellatus*) presentan capacidad antioxidante?

¿La actividad antioxidante de los extractos de pitaya (*Stenocereus stellatus*) es elevada para ser considerado un alimento funcional?

1.2 Justificación

México ha utilizado a las cactáceas como plantas de ornato y, a su vez, como una fuente importante de alimento, se informa el consumo de las flores como legumbre y el de los brotes tiernos como hortalizas. El cultivo de la pitahaya es una actividad económica redituable en las regiones rurales, donde las condiciones climáticas y edáficas no son favorables, debido a la escasez de agua y características edáficas de pedregosidad y baja capacidad nutrimental (Montesinos et al, 2015).

Wu et al. (2006) estudió en pitahaya roja el contenido de fenoles totales, actividad antioxidante y actividad antiproliferativa en células del melanoma, sus resultados mostraron que la pulpa y la cáscara son ricas en polifenoles y una buena fuente de antioxidantes, e inhiben el crecimiento de las células del melanoma. Esquivel et al. (2007) evaluó la capacidad antioxidante de diferentes genotipos, donde se determinó que los genotipos “Lisa” y “Nacional” presentaron un valor de TEAC (Trolox equivalent antioxidant capacity) de 36.1 mg/100 mL y 34.8 mg/ 100 mL, respectivamente; una mayor capacidad antioxidante en comparación a los genotipos “Orejona” (27.9 mg/100 mL), “Rosa” (26.8 mg/100 mL) y “San Ignacio” (24.5 mg/100 mL), esto relacionado con el contenido de betalaínas.

El compuesto bioactivo tiene efectos positivos contra los trastornos relacionados con el estrés en los seres humanos, debido a su potencial para inhibir la oxidación y la peroxidación lipídica. En la industria alimentaria, las betalaínas se pueden usar como aditivos alimentarios, su uso está aprobado por la Unión Europea y están etiquetadas como E-162 (aditivo alimentario) debido a que presentan una estabilidad térmica similar en comparación con el rojo de remolacha (Verona-Ruiz et al., 2020).

Por lo anterior, se determinó que la pitahaya es un fruto importante con capacidad económica, alimenticia y de conservación. La pulpa tiene un valor nutrimental importante porque es rica en fibra, minerales, vitamina C y fitoalbúminas, mientras tanto, la cáscara posee betalaínas, glucosa, fructosa y pectina, influyendo en la actividad antioxidante de la fruta y sus variedades (Montoya et al., 2022).

Por lo anterior, se determinó que la pitahaya es un fruto importante con capacidad económica, alimenticia y de conservación. La pulpa tiene un valor nutrimental importante porque es rica en fibra, minerales, vitamina C y fitoalbúminas, mientras tanto, la cáscara

posee betalaínas, glucosa, fructosa y pectina, incluyendo la actividad antioxidante de la fruta y sus variedades.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Historia de las cactáceas

Las cactáceas son originarias del continente americano, donde México ha sido un centro de establecimiento y diferenciación muy importante para esta familia de plantas, encontrándose una gran cantidad de endemismos y una variación increíble de adaptaciones y tipos biológicos acordes con la diversidad climática de la región (Mandujano, 2006).

La evolución de la recolección del fruto de especies silvestres a la domesticación de la especie generó transformaciones morfofisiológicas y genéticas, generando gran variación de tipos biológicos.

En México, el género de cactáceas columnares más rico en especies y ampliamente distribuido es *Stenocereus*, particularmente, las especies *Stenocereus Pruinosus* y *Stenocereus Stellatus* (conocidas generalmente como pitayas) porque son recursos naturales de gran importancia biológica y cultural, dado que han contribuido a mejorar la situación económica de las regiones donde se presentan (Casas y Banuet, 1999).

Las cactáceas que se encuentran en México son utilizadas por sus características como plantas de ornato y, a la vez, como una fuente importante de alimento, siendo también utilizados como cercos vivos, medicinales, control de erosión y combustible. Su cultivo es una actividad económica redituable en regiones rurales donde las condiciones climáticas y edáficas no son favorables para otros cultivos, debido a la escasez del agua, las características del suelo y la baja capacidad nutrimental de la misma (Montesinos et al., 2015).

La especie *Stenocereus stellatus* es originaria de Morelos, Oaxaca y Puebla, altamente endémica y micro-areal en el triángulo Tehuacán- Balsas-Tehuantepec (Flores et al., 2011).

Dado el origen del término “pitaya”, en México este concepto posee una extensión muy amplia, pues comprende diez géneros pertenecientes a tres tribus (Pachycereeae, Hylocereus y Echinocereus) de cactáceas (Salvador et al., 2012).

En el Valle de Tehuacán y seguramente también en la Mixteca Baja adyacente, se han aprovechado frutos, semillas y tallos de las cactáceas columnares como la *S. aff. pruinusus* y *S. stellatus* desde hace unos 8000 años, las cuales, pudieron haberse cultivado desde la fase Palo Blanco (200-700 d.C.). Las investigaciones arqueológicas en la Mixteca Baja han sido escasas, pero han permitido saber que en esta cultura se tiene como herencia la designación de las cactáceas columnares como “*too dichi*” o “*tnu dichi*”, las cuales complementan la subsistencia y el ingreso monetario de 45 localidades, ubicadas en ambientes semiáridos, con laderas pedregosas y suelos someros, donde crecen matorrales espinosos, bosques tropicales caducifolios y palmares perturbados. En la Mixteca destacan *S. pruinusus* y *S. stellatus*, que reciben el nombre genérico mixteco de *dichi* y el antillano pitaya, así como el náhuatl *Xoconochtli* solo para *Stenocereus Stellatus* (Luna et al., 2001).

2.2 Pitaya (*Stenocereus stellatus*)

2.2.1 Taxonomía y características morfológicas

La clasificación taxonómica de *Stenocereus stellatus* se presenta en la siguiente Tabla 1 (Flores et al., 2011):

Tabla 1

Clasificación taxonómica de Stenocereus stellatus (pitaya).

Nombre científico	<i>Stenocereus stellatus</i> (Pfeiffer) Riccob
Nombre vulgar	Joconostle, joconoxtle, pitayo de agosto. Tunillo, xoconoxtle, xoconochtli, pitayo, xoconoxtle, etcétera.
Sinonimia	<i>Cereus Stellatus</i> Pfeiffer, <i>Cereus</i> <i>Tonelianus</i> Lemaire, <i>Lemairocereus</i> <i>Stellatus</i> (Pfeiff)
Reino	<i>Plantae</i>

División	<i>Angiospermas</i>
Familia	<i>Cactaceae</i>
<i>Clasificación taxonómica de Stenocereus stellatus (pitaya) (continuación)</i>	
Tribu	<i>Pachycereeae</i>
Género	<i>Stenocereus</i>
Especie	<i>Stellatus</i>

El pitayo o Xoconostle (Fig. 1) es una cactácea arborescente, de mediana altura, de 2 a 3 metros aproximadamente, sus ramas son erectas y constan de 8 a 12 costillas obtusas de 2 cm de alto algo onduladas, sus areolas son distintas entre sí y miden 1 centímetro, cuenta con 9 a 13 espinas radiales, cortas, algo subuladas, grisáceas con la punta oscura, radiadas; cuenta con 3 espinas centrales; dos divergen hacia arriba y una hacia abajo, son medianamente más gruesas y largas que las radiales, hasta de 5 cm de largo, grisáceas; en las aréolas floríferas suele haber algunas espinas setosas.

Las flores se encuentran en el ápice de las ramas, algunas veces en la corona, son diurnas y de color rosa pálido; con una forma tubular-campanulada de 5 a 6 cm de largo y podarios del tubo receptacular, es decir, la base de la hoja gradualmente más grande, provistas de escamas pequeñas, cuyas medidas van de 2 a 3 milímetros y a veces, suelen producir algunas cerdas; una pared del tubo receptacular gruesa y unos estambres primarios que se encorvan en la base a manera de cerrar la cámara nectarial. Tiene numerosos óvulos con funículos ramificados; segmentos exteriores e interiores de color rosa claro, ápice algo ciliado, filamentos blancos, anteras color crema de la misma longitud que el tubo, blanco y 9 lóbulos del estigma de 1 cm de largo y delgados (Bravo, 1978).

Figura 1

Xoconoxtle (Stenocereus stellatus).



Nota. Adaptado de *Pitayo Xoconostle (Stenocereus stellatus)*, por Naturalista, 2012, naturalista (<https://www.naturalista.mx/photos/1298697>). CC BY NC.

La pitaya (Fig. 2) es un fruto globoso, de 3 cm de diámetro, rojo, con espinas setosas caducas. Semillas pequeñas con testa negra y verrucosas (Bravo, 1978).

Figura 2

Fruta de pitaya (Stenocereus stellatus).



Nota. Adaptado de *La pitaya: un fruto colorido, sabroso y nutritivo*, por sabermás, s.f., sabermás (<https://www.sabermas.umich.mx/archivo/articulos/544-numero-61/1071-la-pitaya-un-fruto-colorido-sabroso-y-nutritivo.html>). Copyright.

2.3 Procedencia del fruto

En el presente estudio se contó con una población finita, se recolectó la fruta de pitaya (*Stenocereus stellatus*) en la población de Santiago Chazumba, Huajuapán de León, Oax., caracterizada por ser homogénea ya que se encuentra en el mismo piso climático.

2.3.1 Santiago Chazumba, Huajuapán de León, Oax.

El municipio de Santiago Chazumba pertenece al Distrito de Huajuapán de León y se localiza al noroeste del estado de Oaxaca, en la región denominada Mixteca Baja. Para llegar a la cabecera municipal, partiendo de la ciudad de Oaxaca, se puede hacer a través de la supercarretera Oaxaca-Cuacnopalan, en el kilómetro 68 se encuentra la desviación a la Carretera Federal Núm. 190 Tramo Nochixtlán-Huajuapán, al llegar a la ciudad de Huajuapán de León se conecta a la Carretera Federal Núm. 125 tramo Huajuapán-Tehuacán y en el kilómetro 60, se encuentra la comunidad a orilla de carretera cuya extensión territorial es de 268.60 km².

El municipio se encuentra dentro de los climas semicálidos, específicamente semicálido, subhúmedo con lluvias escasas en verano y de menor humedad. La temperatura media anual calculada es de 19.2 °C, siendo enero el mes más frío con 16.2 °C de temperatura media, ocasionalmente se presentan heladas que perjudican los cultivos existentes.

Mayo es el mes más cálido con 28.9 °C, siendo la oscilación térmica de 4.7° C que le confiere la característica de poca oscilación. La precipitación total anual llega a los 710.9 mm, el mes de menor humedad es febrero, con 2.5 mm de lluvia promedio y el mes más húmedo junio, con 154.6 mm. La región presenta canícula o sequía de medio verano, pues en junio, se produce la más alta precipitación, en julio descende, en agosto aumenta de manera gradual y alcanza un segundo máximo en septiembre, durante esta temporada ocurren granizadas ocasionales. (Santiago Chazumba, 2008).

Dentro de los compuestos que denotan el color rojo de la pitaya, se encuentran las betalaínas. Estos compuestos son los principales pigmentos de la raíz del betabel (*Beta vulgaris* sp.), la espinaca malabar (*Basella* sp.), el amaranto (*Amaranthus* sp.), la pitaya (*Cereus*, *Hylocereus* y *Selenicereus* sp.) y de la pera del cactus (*Opuntia* sp.) (Flores et al., 2019).

2.4 Betalaínas

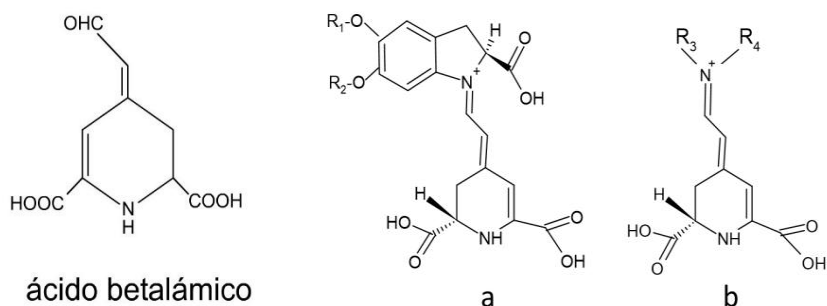
Las betalaínas es el término genérico de una clase de compuestos nitrogenados, es decir, son los pigmentos responsables de la coloración amarilla-naranja y rojo-violeta de flores, frutos y hojas de la familia botánica Centrospermas (Marcano, 2018). Estás, al igual que las antocianinas, se acumulan en las vacuolas celulares de las flores, hojas y frutas que las sintetizan, principalmente en la epidermis y subepidermis (Badui, 2006).

El color característico es derivado del ácido betalámico y comprenden dos grupos estructurales: betacianinas y betaxantinas (Fig. 3) (Flores et al., 2019). El tipo de sustituyente del ácido betalámico determina la clase de betalaínas. Las betacianinas (rojo-violeta) contienen un residuo de ciclo-3,4-dihidroxifenilalanina, mientras que las betaxantinas (amarillo-naranja) tienen diferentes residuos de aminoácidos o aminas (Sadowska-Bartosz y Bartosz, 2021).

Las betacianinas incluyen a la betanina, isobetanina y neobetanina, por otra parte, las betaxantinas incluyen a la indicaxantina y vulgaxantina I y II siendo estas algunas de las betalaínas que se encuentran en flores y frutos (Flores et al., 2019).

Figura 3

Estructura del ácido betalámico y grupos estructurales de las betalaínas.



Nota. Estructura de las betacianinas (a) y las betaxantinas (b). R₁ y R₂: hidrogeno o moléculas de azúcar; R₃: grupo amina o aminoácido; R₄: usualmente hidrógeno. Adaptado de “Biological properties and applications of Betalains” (p.1). por Sadowska-Bartosz y Bartosz, 2021, *molecules*.

La degradación de las betalaínas puede ocurrir por diferentes factores, tanto intrínsecos como extrínsecos, afectando su estabilidad, y deben tenerse en cuenta para garantizar la retención óptima del compuesto activo.

2.4.1 Estabilidad de las betalaínas

De acuerdo a Badui (2006) y Flores et al., (2019) la estabilidad de las betalaínas es restringida, debido a que su color se altera por varios factores; que provocan que no se logre una correcta estabilización de estos pigmentos a través de acilación o sustitución de la molécula. Dichos factores se detallan a continuación.

a. Efecto del pH.

El color permanece inalterado en un intervalo de pH de 3 a 7; por debajo del pH 3 el color cambia a violeta, y su intensidad decrece; arriba del pH 7, el color es más azulado debido a un efecto batocrómico, la mayor intensidad de azul se observa en un pH de 9.

Las betacianinas se consideran con mayor estabilidad en un pH ácido, mientras que las betaxantinas son más resistentes en medios neutros.

b. Efecto de la temperatura.

El factor más importante en la estabilidad de las betalaínas durante el procesamiento y almacenamiento de alimentos es la temperatura, la degradación de las betalaínas depende de esta, que sigue una cinética de reacción de primer orden. Estas, también se degradan durante los procesos térmicos por isomerización, desglicosilación, hidrólisis, deshidrogenación y descarboxilación.

Se ha demostrado que las betalaínas tienen mayor estabilidad a temperaturas bajas, siendo 4 °C la temperatura que permite mantener la estabilidad de los compuestos betalámicos, comparado con temperaturas más altas.

c. Efecto de las radiaciones.

Las betalaínas son muy susceptibles a la degradación iniciada por radiación de diferentes tipos; la radiación gamma incrementa la velocidad de degradación de betanina y se pierde totalmente a dosis de 100 krad al eliminar casi en su totalidad a las betacianinas.

d. Efecto del oxígeno.

Estas reaccionan con el oxígeno, y cuando son almacenadas en presencia de oxígeno sufren una degradación de color. Se ha demostrado que a niveles bajos de oxígeno favorecen la recuperación del pigmento después de sufrir dicha degradación. El oxígeno juega un papel crucial en la degradación de las betalaínas, más aún si los compuestos se encuentran almacenados por encima de los 4 °C y en presencia de luz.

e. Efecto de la actividad de agua (a_w).

Existe una mayor estabilidad de las betalaínas cuando la actividad de agua (a_w) es $<0,63$. La a_w afecta la estabilidad de los compuestos betalámicos, puesto que el agua favorece la ruptura del enlace aldimina del compuesto. La estabilidad de estos compuestos aumenta cuando se aplican métodos para reducir el contenido de agua, tales como la liofilización, el secado por aspersión, secado por atomización, etc.

f. Efecto de la luz.

La degradación del color es causada por la absorción de ondas UV. La luz causa una degradación del color del 15,6%, combinada con el oxígeno causan una degradación del 28,6%; cabe recalcar que no todas las fuentes de luz generan la degradación de las betalaínas, sino que la luz de diferentes longitudes de onda puede causar un efecto aditivo de color.

g. Efecto de la actividad enzimática.

La causa de inestabilidad de los compuestos betalámicos es la inactivación inadecuada de enzimas tales como las glucosidasas, polifenoloxidasas y peroxidasas.

Las glucosidasas afectan la estabilidad de las betalaínas por la formación de agliconas, las peroxidasas forman radicales y las polifenoloxidasas oxidan principalmente los compuestos fenólicos sin color, todo esto dando como resultado la inactivación de las betalaínas y por consiguiente de los compuestos betalámicos.

h. Metales.

Los metales son otro factor importante en la degradación de los pigmentos betalámicos, considerando que el cobre, hierro, aluminio y estaño afectan la estabilidad de la betanina acelerando la pérdida de color. Para reducir la degradación de los pigmentos por iones metálicos se recomienda utilizar ácido cítrico como agente quelante.

De acuerdo a Pérez-Loredo et al., (2017) las investigaciones en frutos del género *Stenocereus*, o pitayas, son escasas; siendo estos una fuente de diversos fitoquímicos, en especial pigmentos. A su vez, estudios realizados a pitahayas atribuyen que es una rica fuente de colorante natural debido a su alto contenido de betacianinas, responsables de la coloración en pulpa y piel, asimismo se ha logrado identificar cualitativamente la presencia de compuestos fenólicos, azúcares, saponinas, flavonoides, alcaloides, quinonas y compuestos grasos. Demostrando que existe una clase grande de metabolitos secundarios que van desde los compuestos de estructura simple como los ácidos fenólicos hasta los polifenoles más complejos como los flavonoides (Verona-Ruiz et al., 2020).

2.5 Metabolitos secundarios

Se denomina metabolismo al conjunto de reacciones químicas que realizan las células de los seres vivos, las cuales son encargadas de sintetizar sustancias complejas a partir de otras más simples, o para degradar sustancias complejas y obtener las simples (Pérez-Urria y Ávalos, 2009).

Las plantas realizan dos tipos de metabolismo: el primario y el secundario. El primero tiene lugar en todas las células de todos los seres vivos y las sustancias producidas se llaman **metabolitos primarios**, dichos metabolitos están implicados en el crecimiento, desarrollo y reproducción (Lustre, 2022). Como ejemplo de estos se encuentran los aminoácidos, nucleótidos, azúcares y lípidos, en cuanto al metabolismo secundario es aquel que les permite producir y acumular compuestos de la naturaleza química diversa y así derivando los **metabolitos secundarios** (Pérez-Urria y Ávalos, 2009).

Los metabolitos secundarios se sintetizan en pequeñas cantidades, la síntesis de un determinado compuesto dependerá de la familia, género o especie. Dichos metabolitos tienen funciones específicas como ser atrayentes o repelentes de animales, pigmentos que proporcionan color a flores y frutos, estos juegan un papel importante en la reproducción porque atraen a los insectos polinizadores contribuyendo la dispersión de semillas, por otro lado, actúan como pesticidas naturales, ya que le proporcionan un mecanismo de defensa a las plantas frente a diferentes patógenos (Pérez-Urria y Ávalos, 2009).

Según Yonekura-Sakakibara y Saito (2009) las plantas han desarrollado estrategias para sobrevivir, incluyendo la capacidad de producir más de 200 000 metabolitos especializados con una gran variedad de estructuras químicas.

Los metabolitos secundarios se agrupan en cuatro clases principales (Pérez-Urria y Ávalos, 2009):

1. **Terpenos.** Entre estos se encuentran las hormonas, pigmentos o aceites esenciales.
2. **Compuestos fenólicos.** Encontrando a las cumarinas, flavonoides, lignina y taninos.
3. **Glicósidos.** Saponinas, glicósidos cardiacos, glicósidos cianogénicos y glucosinolatos.
4. **Alcaloides.**

A continuación, se describen los principales metabolitos secundarios.

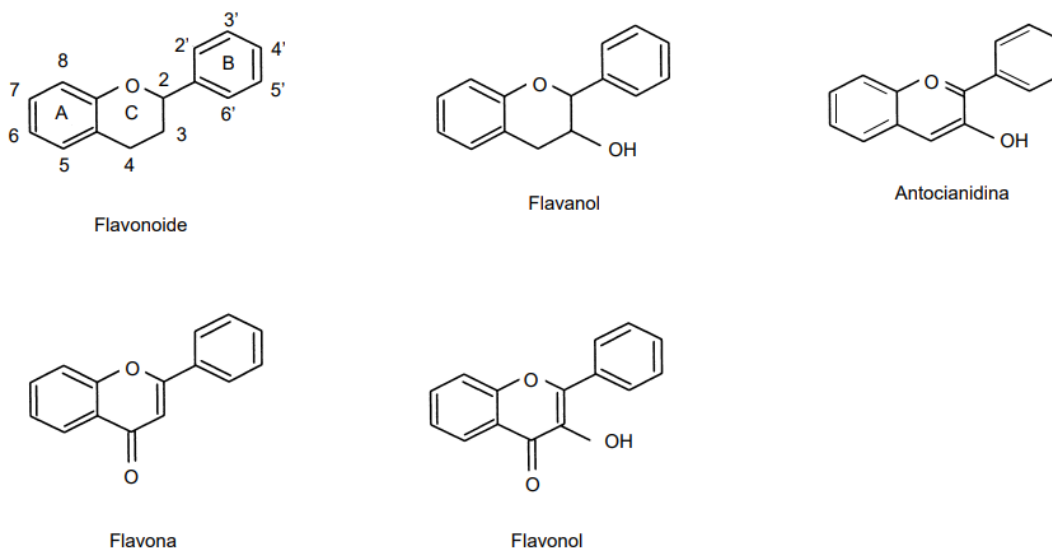
2.5.1 Flavonoides

Los flavonoides son compuestos que comparten un esqueleto común de difenil-piranos ($C_6-C_3-C_6$), compuesto por dos anillos de fenilos (A y B) ligados a través de un anillo C de pirano (heterocíclico). Dicha estructura básica permite una multitud de patrones de sustitución y variaciones en el anillo C. Basándonos en sus características estructurales se pueden clasificar en (Fig. 4) (Martínez-Flórez et al., 2002):

1. Flavanos, como la catequina, con un grupo -OH en posición 3 del anillo C.
2. Flavonoles, representados por la quercetina, que posee un grupo carbonilo en posición 4 y un grupo -OH en posición 3 del anillo C.
3. Flavonas, como la diosmetina, que poseen un grupo carbonilo en posición 4 del anillo C y carecen del grupo hidroxilo en posición C3.
4. Antocianidinas, que tienen unido el grupo -OH en posición 3 pero además poseen un doble enlace entre los carbonos 3 y 4 del anillo C.

Figura 4

Estructura básica y tipos.



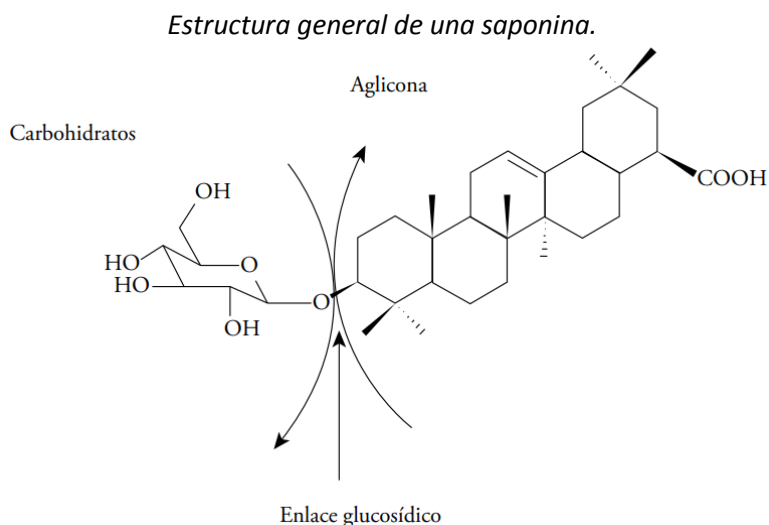
Nota. Adaptado de “Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes” (p.272), por S. Martínez-Flores et al., 2002, *Nutrición hospitalaria*, 17(6).

Las plantas producen flavonoides que las ayudan a protegerse contra parásitos fúngicos, antiherbívoros, patógenos y de la radiación ultravioleta (UV) (Dixon y Pasinetti, 2010). Algunos de estos brindan protección contra el estrés, actuando como eliminadores de radicales libres como son las especies reactivas de oxígeno (ROS) y quelante de metales (Falcone et al., 2012).

2.5.2 Saponinas

Las saponinas constituyen una gran familia de compuestos estructuralmente constituidos por un anillo terpenoide o esteroidal, conocidos como aglicona o sapogenina, sustituidos por oligosacáridos a través de enlaces glucosídicos que les confieren un carácter anfífilo (Fig. 5) (Ahumada et al., 2016).

Figura 5



Nota. Adaptado de “Saponinas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): un subproducto con alto potencial biológico” (p.441), por A. Ahumada et al., 2016, *Rev. Colomb. Cienc. Quím. Farm*, 45(3).

Estas cuentan con una gran diversidad estructural, reflejándose así en sus diversas propiedades biológicas y fisicoquímicas, con una aplicación en jabones, antimicrobianos, anticancerígenos y hemolíticos. A pesar del gran campo de aplicación con el que cuentan, las saponinas glicoalcaloidales, en determinadas concentraciones, son tóxicas para microorganismos, insectos, animales y humanos, es por eso que cuando se encuentran en los alimentos se consideran como factores antinutricionales (Díaz, 2009).

Las saponinas en la industria son utilizadas como aditivos para alimentos y cosméticos, entre sus múltiples utilidades se encuentran como conservadores, modificadores de sabor, detergentes ya que cuentan con las propiedades químicas y la capacidad como agentes espumantes, eliminan el colesterol de productos lácteos, activan el sistema inmune mamífero y tienen un potencial como adyuvantes de vacunas, son importantes también en vacunas dirigidas contra patógenos intracelulares y vacunas terapéuticas contra el cáncer (Bazile y Santivañez, 2014).

2.5.3 Taninos

Los taninos con una clase de compuestos fenólicos incoloros o amarillo-café, con sabor astringente y amargo, solubles en agua, alcohol y acetona (Badui, 2006). Están presentes en hojas, frutos y cortezas, dichos compuestos complejos son parte de la protección de las

plantas contra infecciones y los herbívoros. Se clasifican en tres grupos según su estructura química: condensada, hidrolizable y complejos (Peñarrieta et al., 2014). Debido a su estructura química presentan diferentes efectos farmacológicos tales como antioxidantes y antimicrobianos, con actividad frente a *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pneumoniae*, *Bacillus anthracis* y *Shigella dysenteriae*, también un efecto cicatrizante (Rengifo, 2018).

1. Taninos condensados

Son derivados de flavan-3-ol encontrándose como monómeros, en sus unidades estructurales de las cadenas que van desde proantocianidina catequina y/o dímeros derivados de la catequina a polímeros de mayor tamaño (Peñarrieta et al., 2014).

2. Taninos hidrolizados

Están compuestos de ésteres de ácido gálico o ácido elágico, unidos a una unidad central de carbohidrato. Su nombre hace referencia a su fácil capacidad para hidrolizarse en presencia de ácidos, bases o enzimas tanto *in vitro* como *in vivo* (Olivas-Aguirre et al., 2015).

3. Taninos complejos

Estos contienen unidades de catequina vinculados a galotaninos o elagitaninos. La *Acutissimina A* es un ejemplo de un tanino complejo que se encuentra en el vino tinto y este ha demostrado inhibir el crecimiento de células cancerígenas, considerándose, así como un posible precursor para el desarrollo de nuevos medicamentos en la industria farmacéutica (Peñarrieta et al., 2014).

2.5.4 Cumarinas

Las cumarinas son una familia de benzopironas (1-2-benzopironas o 2H-1-benzopir-an-2-onas) que están ampliamente distribuidas en la naturaleza. Forman parte del sistema de defensa de las plantas, ya que, se ha demostrado que poseen actividad bactericida, fungicida y/o fungistática, por otro lado, ciertos tipos de cumarinas tienen compuestos bioactivos con propiedades farmacológicas; son capaces de coadyuvar en los tratamientos de múltiples enfermedades y padecimientos en humanos, ayudan en algunos tipos de cáncer, en la enfermedad de Alzheimer o el síndrome de la inmunodeficiencia adquirida (SIDA) (Venancio et al., 2021). Adicional a sus propiedades biológicas, tienen propiedades fotoquímicas y fotofísicas únicas que les ha proporcionado una variedad de aplicaciones

como agentes colorantes de láseres, sensores de iones metálicos fluorescentes y como estructuras moleculares fluorescentes (Juárez-Guerra et al., 2016).

2.5.5 Alcaloides

Los alcaloides son una gran familia de más de 15 000 metabolitos secundarios que cuentan con características comunes porque son solubles en agua, tienen un átomo de nitrógeno en su molécula y exhiben actividad biológica. Estos se encuentran en el 20% aproximadamente de las plantas vasculares, la mayoría dicotiledóneas herbáceas (Pérez-Urria y Ávalos, 2009).

Se han estructurado de acuerdo con su origen biogenético, teniendo así una clasificación de cuatro, la cual se menciona a continuación (Loyola-Vargas et al., 2004):

- 1) Alcaloides derivados de aminoácidos: ornitina/ arginina, lisina, histidina, fenilalanina/tirosina, triptófano, del ácido antranílico y el ácido nicotínico.
- 2) Alcaloides purínicos.
- 3) Terpenos aminados.
- 4) Alcaloides policétidos.

En los humanos generan respuestas fisiológicas y psicológicas que son la consecuencia de su interacción con los neurotransmisores. En dosis altas los alcaloides son tóxicos, y en dosis bajas tienen un valor terapéutico, siendo utilizados como relajantes musculares, tranquilizantes, antitusivos o analgésicos (Pérez-Urria y Ávalos, 2009).

2.5.6 Glucósidos cardiacos

Los glucósidos son metabolitos de gran importancia, su nombre hace referencia al enlace glicosídico que se forma cuando una molécula de azúcar se condensa con una que tienen un grupo hidroxilo. Existen tres grupos de glucósidos: las saponinas, los glicósidos cardiacos y glicósidos cianogénicos.

Los glucósidos cardiacos o cardenólidos son semejantes a las saponinas esteroideas, contando con la propiedad de que actúan como detergentes, en su estructura contienen una lactona (Pérez-Urria y Ávalos, 2009).

Los frutos son el conjunto de nutrientes esenciales y micronutrientes, como minerales, fibras y vitaminas, a su vez diversos metabolitos secundarios de naturaleza fenólica se encuentran presentes en estos, atribuyéndoseles un efecto beneficioso para la captación de radicales libres causantes del estrés oxidativo; previenen enfermedades cardiovasculares, circulares, cancerígenas, entre otras (Kuskoski et al., 2005).

2.6 Antioxidantes

En la actualidad, la función de los antioxidantes naturales ha recibido mucha atención, debido a esto las frutas y verduras juegan un papel importante en la dieta de los seres humanos porque estos proporcionan protección contra el daño celular causado por la exposición de los radicales libres, dichos alimentos pueden proporcionar una mezcla óptima de antioxidantes como son la vitamina C y E, polifenoles, carotenoides y los carbohidratos complejos (Montoya et al., 2022).

Los radicales libres son átomos o grupos de átomos que cuentan con un electrón libre, originando que estos sean muy reactivos, tienden a captar un electrón de moléculas estables con el fin de alcanzar su estabilidad electroquímica. Las especies reactivas del oxígeno (ERO) es el término que se aplica a las moléculas radicales y no radicales que son agentes oxidantes y/o son fácilmente convertidos a radicales (Avello y Suwalsky, 2006). Las ERO se producen por mecanismos endógenos o por fuentes exógenas. Los procesos endógenos que las generan son el metabolismo oxidativo, ejercicio excesivo, mediadores inflamatorios como las prostaglandinas, las reacciones enzimáticas como la reacción de Fenton, por otro lado, las fuentes exógenas incluyen la radiación ultravioleta (UV), la polución, los agentes fotosensibilizadores, los pesticidas y el cigarrillo (Mariaca et al., 2016).

Cuando el contenido intracelular de ERO sobrepasa las defensas antioxidantes de la célula, se produce un estrés oxidativo, induciendo daño a moléculas biológicas como lípidos, proteínas y ácidos nucleicos; presentándose estados patológicos, los cuales alteran la funcionalidad celular, contribuyendo o retroalimentando el desarrollo de enfermedades neurodegenerativas y diversas patologías (Avello y Suwalsky, 2006).

Los antioxidantes son sustancias que reaccionan con los radicales libres para formar compuestos estables no reactivos (Flores y García, 2016), en los alimentos existen los antioxidantes dietéticos; estos pueden prevenir los efectos adversos de las especies reactivas sobre las funciones fisiológicas normales de los humanos (Coronado et al., 2015).

Las células y los órganos del cuerpo tienen sistemas antioxidantes, los cuales pueden ser enzimáticos, no enzimáticos o proteínas de unión, actuando sinérgicamente para neutralizar las diferentes ERO (Mariaca et al., 2016). Entre los antioxidantes endógenos que produce el cuerpo como defensa natural se puede mencionar la catalasa y el superóxido dismutada y dentro de los antioxidantes exógenos se encuentra la vitamina C y E (Montoya et al., 2022).

2.6.1 Evaluación de la capacidad antioxidante

En la actualidad, diversos compuestos cromógenos (ABTS, DPPH, DMPD, DMPO y FRAD) son utilizados para determinar la capacidad de los compuestos fenólicos que contienen los frutos para captar los radicales libres, siendo estos los encargados de contrarrestar los efectos perjudiciales de los procesos de oxidación, que implican a las especies reactivas del oxígeno (EROS) (Kuskoski et al., 2005).

La técnica que utiliza el radical libre 2-2-difenil-1-picrilhidrazilo conocido por sus siglas como DPPH, ha recibido preeminente atención, ya que este es susceptible a reaccionar con los compuestos antioxidantes a través de la transferencia de un átomo de hidrógeno proporcionado por el agente antioxidante.

La reacción (Fig. 6) descrita entre el DPPH y un antioxidante se puede representar de la siguiente manera (Guija-Poma et al., 2015):

Figura 6

Reacción entre el DPPH y un agente antioxidante.



Nota. Adaptado de “Evaluación de la técnica 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH) para determinar capacidad antioxidante” (p.58), por E. Guija-Poma et al., 2015, *Horiz Med*, 15(1).

El DPPH es un radical libre que puede obtenerse directamente sin una preparación previa, en comparación con el ABTS que es generado tras una reacción química, el DPPH solo puede disolverse en medio orgánico presentando un pico de absorbancia a 515 nm (Kuskoski et al., 2005).

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

- ✓ Analizar el perfil fitoquímico y evaluar la actividad antioxidante del extracto de *Stenocereus stellatus* (pitaya) para su uso alimentario.

3.2 Objetivos específicos

- ✓ Estandarizar las condiciones de obtención de las betalaínas de *Stenocereus stellatus* utilizando el método de extracción sólido-líquido.
- ✓ Analizar las familias de metabolitos secundarios del extracto de *Stenocereus stellatus* mediante pruebas fitoquímicas.
- ✓ Determinar la capacidad antioxidante de las betalaínas del extracto de *Stenocereus stellatus*.

IV. METODOLOGÍA

4.1 Obtención de la materia prima

Para la recolección de la materia prima se realizó la cosecha del fruto *Stenocereus stellatus* proveniente de la región Mixteca, de la cual se tomaron en cuenta ciertos puntos de selección para desechar aquellos que presentaban rasgos de descomposición; los cuales fueron:

- a) Fruto sano sin manchas, cicatrices y heridas.
- b) Similar tamaño y color.
- c) Mismo grado de maduración.

Una vez obtenidas las pitayas, se realizó la separación manual de las espinas, cuidando de no desprender el pericarpio del fruto para así evitar la aceleración de las reacciones de descomposición.

4.2 Obtención de la pulpa

Se realizó el despulpado manual de la pitaya, cortando los frutos por la mitad con un cuchillo, se extrajo el sarcocarpio del pericarpio con la ayuda de una espátula, la pulpa se mezcló y homogeneizó; dicho procedimiento se realizó a temperatura ambiente.

Una vez obtenido el resultado esperado, la muestra se colocó en una bolsa y se llevó al congelador para su conservación.

4.3 Análisis bromatológico de la pitaya

Se clasificó según sus propiedades, las cuales son: humedad, cenizas, fibra, carbohidratos, proteína y grasa. En cada uno de los análisis realizados se emplearon las técnicas descritas por las Normas Oficiales Mexicanas para alimentos.

4.3.1 Humedad.

Siguiendo el método descrito por la Norma Mexicana NMX-F-83-1986 Alimentos-Determinación de humedad en productos alimenticios (NMX-F-83-1986, 1986), se colocaron a peso constante 3 charolas de aluminio durante 24 horas a una temperatura de 100 °C en una estufa. Una vez pasado este tiempo, se transfirieron a un desecador durante 15 minutos donde se esperó a que se enfriaran, se registró el peso de la charola sin muestra, para después agregarle de 1 a 2 g de la misma.

Posteriormente, se metieron por última vez a la estufa en donde estuvieron por 24 horas a 100 °C.

Fue necesario realizar los cálculos pertinentes descritos en la (NMX-F-83-1986, 1986) para así, obtener el porcentaje de humedad en la muestra de pitaya proveniente de la región mixteca, utilizando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ en humedad} = \frac{(P - P_1)}{P_2}$$

Ecuación 1 Porcentaje de humedad (NMX-F-83-1986, 1986).

En donde:

P= Peso del recipiente con la muestra húmeda, en gramos.

P₁= Peso del recipiente con la muestra seca, en gramos.

P₂= Peso de la muestra en gramos.

4.3.2 Cenizas

Empleando el método descrito por la Norma Mexicana NMX-F-066-S-1978 Determinación de cenizas en alimentos (NMX-F-066-S-1978, 1978), se procedió a enumerar 3 crisoles de porcelana, para así someterlos a peso constante durante 24 horas a una temperatura de 100 °C en la estufa. Una vez pasado este tiempo, se transfirieron los 3 crisoles a un desecador, donde se esperó a que se enfriaran, y así poder tomar su peso sin muestra.

Una vez tomado este peso, se le agregó de 2 a 5 g de muestra, para posteriormente calcinarse en una parrilla. Este proceso se llevó a cabo hasta que se observó una apariencia

completamente negra en la muestra, y una vez pasado este tiempo se colocó en una mufla en donde estuvo 1 hora a una temperatura de 400 °C.

Pasado este tiempo, se llevó al desecador donde se esperó que la muestra estuviera fría para después ser pesadas.

La siguiente fórmula permite ejemplificar los cálculos adecuados para obtener el porcentaje de cenizas en la muestra de pitaya, apegándonos a la norma (NMX-F-066-S-1978, 1978).

$$\% \text{ cenizas} = \frac{(P - p) * 100}{M}$$

Ecuación 2 Porcentaje de humedad (NMX-F-066-S-1978, 1978).

En donde:

P= Masa del crisol con las cenizas en gramos.

p= Masa del crisol vacío en gramos.

M= Masa de la muestra en gramos.

4.3.3 Fibra

El proceso para la obtención de la fibra cruda se determinó mediante la Norma Mexicana NMX-F-90-S-1978 Determinación de Fibra Cruda en Alimentos (NMX-F-090-S-1978, 1978) a la cual, se le realizaron las adecuaciones necesarias, lo que posteriormente, serviría para realizar un análisis por triplicado y así obtener un resultado certero.

Para ello, se pesaron dos muestras de 0.1 a 0.2 gramos de pitaya, los cuales fueron transferidas a dos crisoles previamente enumerados y así poder colocarlos en orden en un extractor de fibra. A dichos crisoles se les agregaron 250 mL de H₂SO₄ a cada uno hasta alcanzar su punto de ebullición en un lapso de 30 minutos, el cual, al concluir, se le realizaron tres lavados con agua destilada hirviendo.

De nueva cuenta se calentó NaOH y se colocó 250 mL a cada uno en el equipo hasta lograr su ebullición por 30 minutos, se repitieron los 5 lavados anteriores con agua caliente, al concluir este paso se procede a retirar los crisoles del equipo con pinzas metálicas para colocarlas en la estufa a una temperatura de 120 °C, por un lapso de 1 hora; después se retiraron y se registraron los pesos de cada crisol. Enseguida, se colocaron en la mufla

adecuándolo a una temperatura de 420 °C durante 1 hora, pasado este tiempo finalmente se registraron los pesos correspondientes.

Los cálculos ideales descritos en la Norma (NMX-F-090-S-1978, 1978) fueron de suma utilidad para poder realizar las implementaciones que nos permitirían llevar a cabo el cálculo del porcentaje de fibra en la muestra de pitaya, lo cual, se representa con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de fibra cruda} = \frac{W_2 - W_3}{W_1} * 100$$

Ecuación 3 Porcentaje de fibra cruda (NMX-F-090-S-1978, 1978).

En donde:

W_1 = Peso de la muestra, en gramos.

W_2 = Peso de la muestra seca, en gramos.

W_3 = Peso de las cenizas, en gramos.

4.3.4 Carbohidratos

De acuerdo a la Norma NMX-F-312-1978 Determinación de Reductores Directos y Totales en Alimentos (NMX-F-312-1978, 1978), se determinaron los carbohidratos que fungen como reductores totales de nuestra muestra de acuerdo al Método de Fehling, el cual, nos indica cómo se realiza de manera adecuada este proceso.

Totales

En un matraz Erlenmeyer de 250 mL, se añadió de 5 a 8 g de muestra y 100 mL de agua destilada, la cual se agitó hasta lograr la homogeneización de la solución, a la cual se le agregaron 5 mL de solución saturada de acetato neutro de plomo para así, agitarse y dejar sedimentar.

Se realizó la filtración de la muestra y a esta misma se le hicieron 3 lavados con 10 mL de agua destilada.

Una vez realizados los lavados, se le añadió 1 g de oxalato de sodio hasta lograr una total precipitación del oxalato de sodio, para así, realizar una filtración, la cual se complementó con 3 lavados de 10 mL de agua destilada, la muestra fue recolectada en un matraz volumétrico de 250 mililitros.

A la muestra obtenida se le agregaron 5 mL de HCl que se colocó en una estufa a baño María hasta alcanzar una temperatura de 68 °C durante 15 minutos. Una vez enfriada la solución, se neutralizó con NaOH al 1 N logrando un pH entre 6.5-7.5 y se transfirió a un matraz volumétrico de 250 mL, completando el volumen con agua destilada. El aforado se colocó una bureta en la cual, la disolución se recolectó mililitro a mililitro en un matraz Erlenmeyer que contenía una mezcla de 5 mL de la disolución A, 5 mL de disolución B y 50 ml de agua destilada con 10 gotas del indicador azul de metileno.

Posteriormente, se realizó la titulación correspondiente.

Los cálculos pertinentes descritos en la norma (NMX-F-312-1978, 1978), fueron de suma utilidad para realizar el cálculo del porcentaje de carbohidratos.

$$\% \text{ de azúcares reductores directos} = \frac{25\,000 * T}{V * P}$$

Ecuación 4 Porcentaje de azúcares reductores directos (NMX-F-312-1978, 1978).

Donde:

T= Título de la disolución A+B en gramos de azúcar invertido, 0.0618.

V= Volumen de la disolución problema, empleando en la titulación de 10 ml de la disolución A+B en mililitros.

P= Peso de la muestra, en gramos.

4.3.5 Proteína

Se determinó el porcentaje de nitrógeno total por método de Kjeldahl con base en la Norma Oficial Mexicana NMX-F-068-S-1980 Alimentos. Determinación de Proteínas (NMX-F-068-S-1980, 1980) y se colocaron de 0.1 a 0.2 g de muestra en papel encerado y se pesaron 1.5 gramos de mezcla digestora en un vidrio de reloj los cuales se depositaron en un matraz Kjendahl para realizar la digestión de la muestra agregando 5 mL de H₂SO₄ y así poder realizar el destilado.

En el digestor Kheldahl se agregaron 100 mL de agua, 10 mL de NaOH y 5 mililitros de agua destilada al matraz Kheldahl mientras que en un vaso de precipitado se añadieron 6 mililitros de Ácido Bórico 4% y 10 gotas de Shiro Tashiro como indicador; y dicho destilado se tituló con HCl al 0.1 N.

Para el cálculo del porcentaje de proteínas en nuestra muestra de pitaya proveniente de la mixteca, se hicieron los cálculos pertinentes descritos en la norma (NMX-F-068-S-1980, 1980).

El Nitrógeno presente en la muestra, expresado en por ciento, se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de nitrógeno} = \frac{V * N * 0.014 * 100}{m}$$

Ecuación 5 Porcentaje de nitrógeno (NMX-F-068-S-1980, 1980).

Donde:

V= Volumen de ácido clorhídrico empleado en la titulación en ml.

N= Normalidad del ácido clorhídrico.

m= Masa de la muestra en gramos.

0.014= Miliequivalente del nitrógeno.

El por ciento de proteínas se obtiene multiplicando el porcentaje de nitrógeno obtenido por el factor correspondiente.

$$\% \text{ de proteínas} = \%N * F$$

Ecuación 6 Porcentaje de proteínas (NMX-F-068-S-1980, 1980).

En donde:

F= 6.25

4.3.6 Grasa

Se determinó el porcentaje de grasa con base en la Norma Oficial Mexicana NMX-F-089-S-1978. Determinación de extracto etéreo (método soxhlet) en alimentos (NMX-F-089-S-1978, 1978).

Se transfirieron 2 g de muestra finamente dividida en los dedales; se cubrieron con una porción de algodón.

Se colocaron los cartuchos dentro del extractor Soxhlet. En la parte inferior se ajustaron los vasos con perlas de ebullición (llevados previamente a peso constante por calentamiento a 100 °C durante 24 horas).

Añadir éter de petróleo a los vasos (alrededor de 80 mL a cada uno). Hacer circular el agua por el refrigerante y efectuar la extracción durante 1 hora aproximadamente.

Los cálculos ideales descritos en la Norma (NMX-F-089-S-1978, 1978) fueron de suma utilidad para poder realizar las implementaciones que nos permitirían llevar a cabo el cálculo del porcentaje de grasa en la muestra de pitaya, lo cual, se representa con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de grasa} = \frac{P - p}{m} * 100$$

Ecuación 7 Porcentaje de grasa (NMX-F-089-S-1978, 1978).

Donde:

P= Masa en gramos del vaso con grasa.

p= Masa en gramos del vaso sin grasa.

m= Masa de la muestra en gramos.

4.4 Análisis geoquímico de 32 elementos

Para el análisis geoquímico de 32 elementos se contó con una muestra de 10 g aproximadamente de ceniza de pitaya (*Stenocereus stellatus*) que se mandó analizar al departamento de Química Analítica del Servicio Geológico Mexicano, con el propósito de conocer los elementos presentes.

4.5 Obtención de los extractos

Para la extracción del compuesto activo (betalaínas) se realizó a partir de la técnica descrita por (García-Cruz et al., 2012).

Se realizaron 3 extracciones con tres solventes diferentes; de la pulpa de pitaya se tomó una muestra de 10 g y se colocó en un matraz Erlenmeyer de 250 mL al que se le añadieron 100 mL de metanol acuoso 80% (v/v), etanol acuoso 80% (v/v) y agua destilada;

respectivamente a cada matraz, dichas extracciones se realizaron por triplicado para cada solvente.

La mezcla se sónico por 10 min, previo a su agitación por 20 min en un agitador a temperatura ambiente y en oscuridad. Cada muestra se centrifugó a 2200 x g por 10 min. El sobrenadante se guardó y el residuo se sometió a una segunda extracción con la metodología descrita. Los sobrenadantes se juntaron y se filtraron con papel Whatman Núm. 42.

Los sobrenadantes que se concentraron a sequedad en un rotavapor, a 65 °C, fueron el extracto metanólico y etanólico; al extracto acuoso no se le dio esa parte del tratamiento.

Las extracciones fueron almacenadas en viales color ámbar bajo condiciones de congelación hasta su posterior análisis.

4.6 Cuantificación de Betalaínas en espectrofotómetro UV-Vis

El contenido de betacianinas y betaxantinas se cuantificó según lo descrito por Castellanos-Santiago y Yahia (2008) mediante la absorbancia de los extractos de betalaínas a 538 y 483 nm en un espectrofotómetro Perkin Elmer Lambda UV/Vis.

Para la conversión de las unidades de absorbancia en unidades de concentración se utilizó la expresión:

$$B \left(\frac{mg}{g} \right) = \frac{(A)(FD)(PM)(V)}{(\varepsilon)(P)(L)}$$

Ecuación 8 Concentración de betalaínas (betacianinas, betaxantinas) (Castellano-Santiago y Yahia, 2008).

Donde:

B: Betacianinas o Betaxantinas.

A: Es la absorbancia a 538 nm para betacianinas y 483 nm para betaxantinas.

FD: Es el factor de dilución al momento de leer en el espectrofotómetro.

PM: Es el peso molecular (Betanina= $550 \frac{g}{mol}$ e Indicaxantina = $308 \frac{g}{mol}$).

V: Es el volumen del extracto.

ε : El coeficiente de extinción molar (Betanina= $60\,000 \frac{L}{molcm}$ e Indicaxantina= $48\,000 \frac{L}{molcm}$).

P: Peso.

L: Longitud de la celda (1cm).

4.7 Identificación de las familias de metabolitos secundarios por pruebas fitoquímicas colorimétricas

Para la identificación de las familias de metabolitos secundarios por pruebas fitoquímicas colorimétricas se emplearon los métodos descritos por (Hernández et al., 2019) y (Flores y García, 2016).

a) Flavonoides

Se tomaron 0.5 mL de extracto y se diluyó en etanol hasta un volumen de 2 mL, enseguida se añadieron 3 gotas de NaOH al 10%.

La prueba se considera positiva si presenta una coloración amarilla.

b) Saponinas

Colocar 1 mL de extracto, más 1 mL de H₂O y agitar vigorosamente.

La prueba se considera positiva si hay presencia de espuma, la cual debe ser estable durante 2 minutos.

c) Taninos

A 1 mL del extracto se le agregó 2 mL de H₂O y 3 gotas de NaCl al 2%, se calentó a ebullición durante 7 minutos y se dejó enfriar. Posteriormente se agregaron 3 gotas de reactivo de cloruro férrico al 1%, y 3 gotas de ferrocianuro de potasio al 1%.

Un resultado positivo ésta dado por coloraciones azul-negro, indica la presencia de ácido gálico, verde, indica la presencia de derivados Catech; azul, da la presencia de compuesto fenólicos.

d) Cumarinas

Se colocaron 100 μL de extracto en un tubo y se le adicionaron 100 μL de NaOH al 10%.

La coloración amarilla indicó la presencia de cumarinas.

e) Alcaloides

A 2 mL del extracto se le agregó 4 mL de HCl al 10%, posteriormente se llevó a ebullición por 2 minutos, y se dejó enfriar.

Se realizaron dos pruebas para la identificación de alcaloides.

I. Ensayo con reactivo Dragendorff.

Se colocó 1 mL de lo obtenido y se le agregó 1 gota de reactivo Dragendorff.

La prueba se considera positiva en presencia de un precipitado naranja.

II. Ensayo con reactivo Wagner.

Se colocó 1 mL de lo obtenido y se le agregó 1 gota de reactivo Wagner.

La prueba se considera positiva en presencia de un precipitado café-naranja.

f) Glucósidos cardiacos

Se tomaron 50 μL de extracto, se añadieron 200 μL de una solución de ácido acético glacial con gotas de FeCl_3 al 5%, posteriormente se agregaron 60 μL de H_2SO_4 .

La prueba fue positiva con la aparición de un anillo marrón en la interface.

4.8 Contenido total fenólico

La técnica utilizada para la cuantificación del contenido total fenólico fue la descrita por (Singlenton y Rossi, 1965) con modificaciones. En un tubo, se colocaron 1540 µL de reactivo Folin-Ciocalteu, 310 µL de extracto o estándar y 1155 µL de solución saturada de carbonato de sodio.

Los tubos se encubaron a temperatura ambiente y en obscuridad durante 2 horas, posteriormente se leyó en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 740 nm.

4.9 Contenido de flavonoides totales

Para determinar el contenido de flavonoides totales se siguió el método descrito por (Ebrahimzadeh et al., 2008) para los extractos etanólico y metanólico.

A 0.5 mL de extracto o solución estándar se le adicionaron 1.5 mL de etanol, 0.1 mL AlCl_3 al 10%, 0.1 mL de acetato de potasio 1 M y 2.8 mL de agua. La mezcla en los tubos se dejó reposar 30 minutos a temperatura ambiente y se leyeron en un espectrofotómetro a 415 nm.

En cuanto a la determinación de flavonoides en extracto acuoso se siguió el método descrito por (Kim et al., 2003), a 2 mL de extracto o solución estándar se le adicionaron 150 µL de NaNO_2 al 5%, se dejó reposar por 6 minutos. Posteriormente, se agregó 150 µL de AlCl_3 al 10% y se dejó reposar por 5 minutos, una vez transcurrido ese tiempo se le adicionó 1 mL de NaOH 1 M y se agitó. Las muestras se leyeron en un espectrofotómetro a 510 nm.

4.10 Evaluación de la reducción de Ferrocianuro

Para la reducción de ferrocianuro de potasio se realizó con base en la técnica descrita por (Siddhuraju y Becker, 2003). En un tubo se agregaron 150 µL de extracto o estándar, 1.1 mL de buffer Fosfato y 2.5 mL de ferrocianuro de potasio al 1%, se encubó por 20 minutos a 50 °C, pasado este tiempo se deja enfriar y se adicionan 2.5 mL de ácido tricloroacético al 10%, se centrifugó a 2800 rpm durante 10 minutos.

Se recuperan 2.5 mL del sobrenadante, se le adicionan 2.5 mL de H_2O desionizada y 5 mL de cloruro férrico al 0.1%, posteriormente se lee en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 700 nm.

4.11 Evaluación de la actividad antioxidante total

La actividad antioxidante total de los extractos se determinó mediante el método de (Prieto et al., 1999).

A 0.3 mL de los extractos se les añadieron 3 mL de solución reactiva (6 M de ácido sulfúrico, 28 mM de fosfato de sodio y 4 mM de molibdato de amonio). La mezcla se incubó a una temperatura de 95 °C durante 90 minutos; las muestras se leyeron a una longitud de onda de 695 nm.

4.12 Actividad de captación de radicales libre DPPH

La capacidad antioxidante de las betalaínas presentes en los extractos metanólico y etanólico se determinaron utilizando una solución de DPPH disuelta en los solventes correspondientes, con el método reportado por (Brand-Williams et al., 1995), que utiliza el radical estable 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH). Para llevar a cabo la reacción se colocaron 100 µL de extracto o estándar y se le añadieron 2.9 mL de la solución de DPPH, los tubos se encubaron en la oscuridad durante 30 minutos, pasado ese tiempo se midió la absorbancia a 517 nm.

La inhibición o reducción del radical libre DPPH se midió en porcentaje (%DPPH) mediante la ecuación:

$$\%DPPH = \frac{A_0 - A_e}{A_0} * 100$$

Ecuación 9 Porcentaje de inhibición (Brand-Williams et al., 1995).

Donde A_0 es la absorbancia del DPPH al tiempo cero y A_e es la absorbancia de la muestra pasado los 30 minutos.

4.13 Encapsulación del extracto de pitaya

Se evaluó el alginato de sodio como material encapsulante del extracto de pitaya, aplicando la técnica de gelificación iónica del alginato de sodio y calcio.

Se siguió la técnica reportada por (Muchiutti et al., 2019) donde el agente de encapsulación utilizado fue alginato de sodio 2 % (p/v).

Se realizó una mezcla homogénea entre el alginato de sodio y el extracto de pitaya. La gelificación iónica de alginato de sodio y cloruro de calcio se realizó por el método de goteo por gravedad, la solución de alginato se dejó caer en un vaso de precipitado con 50 mL de solución de cloruro de calcio (0.05 M), dicha solución estuvo en agitación magnética. Las cápsulas se mantuvieron en la solución de cloruro de calcio, con el propósito de fortalecer la pared de la cápsula, posteriormente se filtraron y se secaron con una toalla de papel.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Composición química de *Stenocereus stellatus* (pitaya)

Una vez realizados todos los procesos necesarios para conocer el porcentaje de cada parámetro que conforma la composición química de *Stenocereus stellatus* se procedió a elaborar la tabla 2, donde se separan por filas los resultados que arrojaron los análisis realizados.

Tabla 2

Composición química de Stenocereus stellatus (pitaya).

Análisis	%
Humedad	90.07 ± 0.34
Cenizas	0.68 ± 0.06
Proteínas	2.46 ± 0.05
Carbohidratos	5.38 ± 0.03
Fibra	1.33 ± 0.17
Grasa	0.34 ± 0.03
Total	100

La Tabla. 2 nos permite observar que, contiene alrededor del 90.07 % de agua, siendo esta una fuente ideal de hidratación para el organismo, además de tener 2.46 % de proteína cruda. Así mismo, esta tiene un bajo valor calórico al contar con un rango de 5.38 % de hidratos de carbono.

Arriaga-Ruiz et al. (2015) describió que en pitaya silvestre (*Stenocereus queretaroensis*) el contenido de carbohidratos se encuentra entre 2.4% a 5.8%. El valor de humedad reportado en la pitaya (*Stenocereus pruinosus*) fue de 87.64 ± 0.95 (Balderas et al., 2016). Valores que en contraste con los encontrados para *S. stellatus* están dentro de los parámetros.

5.2 Análisis químico de 32 elementos

De los resultados obtenidos por parte del Servicio Geológico Mexicano se cuenta con la siguiente Figura. 7, se presenta el LD del método como a su vez los mg/kg existentes de cada elemento.

El informe OT21423/2022 que certifica la validez de los resultados se presenta en el Anexo 1.

Figura 7

Análisis geoquímico de 32 elementos.

Método(s) de Medición		30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	
LD del método		0,27	6,86	0,48	0,43	0,34	0,27	0,63	0,25	6,02	0,24	0,43	0,32
Elemento/Compuesto		Ag	Al	Sb	As	Ba	Be	Bi	Cd	Ca	Co	Cu	Cr
Unidades		mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg
Conlab.	Ident.Campo												
387795	PITAYA	2,30	907,75	<0,48	<0,43	20,45	<0,27	<0,63	<0,25	9 422,50	5,55	104,59	4,76
387796	PITAYA-DPL	2,45	944,75	<0,48	<0,43	20,30	<0,27	<0,63	<0,25	9 452,50	5,60	103,76	5,14

Método(s) de Medición		30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30
LD del método		0,31	0,23	0,31	4,37	1,99	0,0004	2,09	0,26	0,41	0,36	0,004	0,87
Elemento/Compuesto		Sc	Sn	Sr	Fe	P	Mg	Mn	Mo	Ni	Pb	*K	Se
Unidades		mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	%	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	%	mg/kg
Conlab.	Ident.Campo												
387795	PITAYA	<0,31	0,88	54,43	509,39	35 141,61	3,79	384,50	3,48	8,98	11,65	>20,00	<0,87
387796	PITAYA-DPL	<0,31	0,90	54,38	523,90	35 189,91	3,77	385,75	3,53	9,18	11,83	>20,00	<0,87

Método(s) de Medición		30	30	30	30	30	30	30	30
LD del método		10,85	0,35	0,49	0,37	0,59	6,46	0,32	0,59
Elemento/Compuesto		Na	Tl	Te	Ti	W	U	V	Zn
Unidades		mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg	mg/kg
Conlab.	Ident.Campo								
387795	PITAYA	2 377,00	<0,35	<0,49	10,90	<0,59	<6,46	<0,32	277,33
387796	PITAYA-DPL	2 417,25	<0,35	<0,49	10,55	<0,59	<6,46	<0,32	279,58

El análisis arrojó la presencia de una mayor concentración de Potasio (K) la cual no está dada con exactitud, debido a que la muestra no fue disuelta en su totalidad con la metodología aplicada, presentando un insoluble negro; es por esto que el Servicio Geológico Mexicano sugiere una fusión para obtener la concentración exacta de este elemento. De los elementos que destacan su presencia, dándole un valor nutricional importante, se encuentra el calcio (Ca), hierro (Fe) y fósforo (P); de igual modo, se presenta un alto contenido en sodio (Na). El calcio es un micronutriente del grupo de los minerales, que siempre debe formar parte de nuestra dieta diaria, tiene funciones esenciales en el

organismo, la mineralización de huesos y dientes, y la regularización de las funciones celulares en los tejidos corporales (Martínez de Victoria, 2016). El hierro es esencial para la vida debido a que participa en múltiples funciones enzimáticas, en el transporte de oxígeno, metabolismo energético y síntesis del ADN, a pesar de la importancia de este, el exceso se relaciona con morbilidad y mortalidad (Sermini et al., 2017). El sodio, en conjunto con el potasio, juegan un papel importante en el metabolismo celular, estos controlan la acidez o alcalinidad del cuerpo, transportan sustancias que se dirigen a través de todo el cuerpo, son los principales en el mecanismo que hace vivir cada célula del cuerpo humano (Elcinto, 2000).

Flores (2003) hace la comparación de dos especies diferentes de pitahayas del género *Hylocereus* donde reporta que son ricas en calcio, fósforo, potasio y vitamina C; no obstante, son deficientes en hierro y vitamina A, ambas presentan un alto contenido de sodio y potasio.

5.3 Extractos de pitaya (*Stenocereus stellatus*)

Los extractos fueron obtenidos a partir de una destilación, de volumen inicial 200 mL de muestra y solvente, los cuales fueron llevados a evaporación rotativa para su concentración a una temperatura de 65 °C durante dos horas aproximadamente, para los solventes metanol y etanol; el extracto acuoso no se concentró debido a las condiciones que se presentaron para la eliminación del solvente empleado.

5.3.1 Extracto etanólico

El extracto reducido presentó una consistencia fluida con una tonalidad roja. Obteniendo los diferentes volúmenes recuperados de las tres extracciones, los cuales se presentan a continuación (Tabla 3):

Tabla 3*Extracción Etanólica.*

Nº de extracción	Peso de la muestra (g)	Solvente	Volumen final (mL)
1	10.0873	Etanol 80% v/v	25
2	10.3640		10
3	10.3509		26

5.3.2 Extracto metanólico

El extracto reducido presentó una consistencia fluida con una tonalidad roja intenso. Obteniendo los diferentes volúmenes recuperados de las tres extracciones, fueron los siguientes (Tabla 4):

Tabla 4*Extracción Metanólica.*

Nº de extracción	Peso de la muestra (g)	Solvente	Volumen final (mL)
1	10.9519	Metanol 80% v/v	11
2	11.1364		25
3	10.3973		20

5.3.3 Extracto acuoso

El extracto obtenido de consistencia fluida con una tonalidad rosa, presentó diferentes volúmenes recuperados, los cuales se muestran a continuación (Tabla 5):

Tabla 5*Extracción Acuosa.*

Nº de extracción	Peso de la muestra (g)	Solvente	Volumen final (mL)
1	10.8258	Agua destilada	200
2	10.4588		182
3	11.1844		187

El volumen de los extractos obtenidos a partir de los tres solventes empleados tuvo variaciones que pudieron deberse a la presión de vacío que ejerció el equipo para la obtención de estos, el tiempo de extracción rotativa y la temperatura a la cual se encontraba el equipo.

5.4 Cuantificación de betalaínas (betacianinas y betaxantinas)

El contenido de betalaínas totales (betacianinas + betaxantinas) en el extracto metanólico fue mayor que en el extracto etanólico (Tabla 6). Las betacianinas se asocian con las coloraciones rojo-violeta mientras que las betaxantinas con coloraciones amarillas, observando en los diferentes extractos obtenidos la proporción de betacianinas y betaxantinas acorde con el color del extracto.

Los valores de betalaínas presentes en pitaya (*Stenocereus stellatus*) son superiores a los reportados por Castellanos-Santiago & Yahia (2008) para diferentes variedades de especies del género *Opuntia*, entre de ellas la más destacable fue Camuesa con 8.15 mg/g de betalaínas en pulpa fresca, y a los de pitahaya *Hylocereus polyrhizus* reportados por Wu et al. (2006) de 10.3 ± 0.22 mg/ 100 g de betalaínas en pulpa fresca.

Tabla 6

Contenido (en mg/100 g de muestra) de betacianinas (BC), betaxantinas (BX) y betalaínas totales (BT) de pitaya en tres solventes.

BC	BX	BT
Extracto etanólico		
14.0502	6.5202	20.5703
Extracto metanólico		
24.1922	20.8719	45.0641
Extracto acuoso		
20.2615	15.9211	36.1826

5.5 Identificación de metabolitos secundarios en los diferentes extractos

Una vez realizadas las pruebas fitoquímicas colorimétricas se obtuvo la Tabla 7. Las imágenes que muestran la presencia o ausencia de los metabolitos secundarios se encuentran en el Anexo 2.

Tabla 7

Familias de metabolitos secundarios presentes en los extractos de pitaya.

Metabolito	Extractos		
	Etanólico	Metanólico	Acuoso
Flavonoides	+	+	+
Saponinas	-	-	+
Taninos	1+, 2-, 3+	1+, 2-, 3+	1+, 2-, 3+
Cumarinas	+	+	+
Alcaloides	-W, -D	-W, -D	-W, -D
Glucósidos Cardiacos	-	-	-

Nota: Positivo (+), Negativo (-), Ácido gálico (1), Derivados carterd (2), R. Wagner (W) y R. Dragendorff (3).

De acuerdo a los resultados obtenidos, se puede observar la presencia de metabolitos secundarios como lo son flavonoides, taninos y cumarinas en los 3 diferentes extractos, en relación con los demás metabolitos algunos resultaron negativos, como alcaloides y glucósidos cardiacos para los extractos metanólico y etanólico; en cuanto a saponinas encontramos la presencia de este solo para el extracto acuoso.

Un estudio basado en el análisis fitoquímico del extracto hidroalcohólico del fruto de pitahaya roja (*Hylocereus undatus*) identificó cualitativamente la presencia de fenoles,

alcaloides, quinonas y glucósidos (Arévalo, 2020). Para el screening fitoquímico realizado a los extractos acuoso, acetónico y etanólico de pitahaya *H. undatus* reporto la presencia de saponinas, flavonoides, glucósidos cardiacos, terpenoides, cumarinas, fenoles, taninos y alcaloides (Flores y García, 2016), encontrando resultados parecidos en cuento a la presencia de metabolitos secundarios existentes en el extracto acuoso y etanólico.

5.6 Determinación de polifenoles totales por el método Folin-Ciocalteu

Se determinó el contenido fenólico total de los tres extractos (etanólico, metanólico y acuoso) (Tabla 8), empleando el método de Folin-Ciocalteu, y se calculó su concentración fenólica a partir de las ecuaciones obtenidas de la curva de calibración de ácido gálico (Anexo 3).

Tabla 8

Contenido fenólico total de los extractos de pitaya.

Extracto	mg EAG/100 g muestra
Etanólico	11.9136 ± 0.65
Metanólico	21.2302 ± 0.83
Acuoso	3.5822 ± 0.28

A partir de los resultados, se observa una mayor concentración en cuanto al contenido fenólico total para el extracto metanólico (21.2302 ± 0.83 mg EAG/100 g muestra), contrastando con el de menor contenido acuso (3.5822 ± 0.28 mg EAG/100 g muestra).

El contenido fenólico total presente en extracto acuoso en comparación con el reportado por Abd et al. (2019) para jugo de pitahaya (*Hylocereus polyrhizus*) fue bajo, este indico un valor de 32.9 ± 0.92 mg EAG/ 100 mL de jugo de fruta. En extracto acetónico de pitahaya roja (*Hylocereus polyrhizus*) se han reportado valores de 4.55 ± 0.03 mg EAG/ 100 g de pulpa, este mismo estudio revela que existe una concentración 6 veces mayor de polifenoles totales en la cáscara (25.4 ± 2.10 mg EAG/ 100 g) (Wu et al., 2006).

5.7 Determinación del contenido de flavonoides totales

Con el propósito de obtener mayor información acerca de la naturaleza de las sustancias fenólicas presentes en los extractos de pitaya (*Stenocereus stellatus*), se cuantificó el contenido de flavonoides totales.

Utilizando la curva de calibración y las absorbancias respectivas de cada extracto, se determinó el contenido de flavonoides. Las curvas de calibración de quercetina para la determinación de flavonoides totales se encuentran en el Anexo 4.

Tabla 9

Flavonoides totales presentes en los extractos de pitaya.

Extracto	mg EQ/100 g muestra
Etanólico	47.2593 ± 0.95
Metanólico	15.5832 ± 0.93
Acuoso	49.0634 ± 0.49

Se observa en la (Tabla 9) que la concentración de flavonoides varía dependiendo del extracto; podemos encontrar concentraciones parecidas entre los extractos etanólico y acuoso, siendo 47.2593 ± 0.95 mg EQ/100 g muestra y 49.0634 ± 0.49 mg EQ/100 g muestra, respectivamente.

La concentración de flavonoides para el extracto acuoso fue mayor en comparación al reportado por Abd et al. (2019) contando con un valor de 2.26 mg EQ/ 100 mL de jugo. En otro análisis realizado al extracto acetónico de pitahaya roja (*H. polyrhizus*) mostró resultados de 7.21 ± 0.02 y 8.33 ± 0.11 mg EQ/ 100 g de pulpa y cáscara, respectivamente (Wu et al., 2006).

Los flavonoides son un subconjunto de compuestos fenólicos; sin embargo, el alto contenido de flavonoides no conduce a un alto contenido fenólico total (Nurul et al., 2014), pudiéndose observar en esta investigación.

5.8 Evaluación de la reducción de Ferrocianuro de Potasio

Se determinó la concentración en el medio de reacción de los tres extractos (etanólico, metanólico y acuoso), empleando el método de reducción del ion ferroso, dicha

concentración fue calculada a partir de las ecuaciones obtenidas de la curva de calibración de ácido ascórbico (Anexo 5).

El método de reducción férrica se basa en la capacidad de los polifenoles para reducir Fe^{+3} a Fe^{+2} , formando un complejo azul leído a una absorbancia de 700 nm (Guevara et al., 2022).

Tabla 10

Reducción de Ferrocianuro de Potasio en los extractos de pitaya.

Extracto	mg EAA/100 g muestra
Etanólico	15.1088 ± 0.57
Metanólico	14.3467 ± 0.54
Acuoso	19.3359 ± 0.44

En la (Tabla 10), se observa que el extracto acuoso destaca su capacidad para reducir el ion ferroso en contraste con el extracto metanólico, que tiene menor capacidad para captarlo. Tamby et al. (2012) realizó el análisis a jugo de pitaya y reportó un valor de 9.7 mg EC/100 g muestra, en comparación a los mg EAA/ 100 g muestra para pitaya (*Stenocereus stellatus*) es relativamente bajo.

5.9 Evaluación de la actividad antioxidante

Se determinó la evaluación de la actividad antioxidante total de los tres extractos (etanólico, metanólico y acuoso), mediante el ensayo que se basa en el hecho de que el molibdeno (VI) se reduce a molibdeno (V) en presencia de un agente reductor (antioxidante), formando un complejo verde de fosfomolibdato (V), evaluándose espectrofotométricamente a 765 nm (Ahmed et al., 2015).

Las curvas de calibración de ácido ascórbico para la evaluación de la actividad antioxidante total se encuentran en el Anexo 6.

Tabla 11

Evaluación de la actividad antioxidante total de los extractos de pitaya.

Extracto	mg EAA/100 g muestra
Etanólico	39.6015 ± 0.17
Metanólico	47.6483 ± 0.09
Acuoso	21.9581 ± 0.71

De acuerdo con la (Tabla 11) podemos observar que los extractos etanólico y metanólico destacan su capacidad de reducción de Mo (VI), con 39.6015 ± 0.17 mg EAA/ 100 g muestra, y 47.6483 ± 0.09 mg EAA/ 100 g muestra, respectivamente. En la literatura se encuentra reportado que para jugo de pitahaya roja (*H. polyrhizus*) existe una capacidad de reducción de 28.94 ± 0.83 mg EAA/ 100 mL (Abd et al., 2019).

En otro estudio realizado a pitahayas (*Hylocereus undatus*.) se reportaron valores de 0.32 ± 0.02 mg EAA/ g de pulpa, mientras que para (*Hylocereus polyrhizus*) 0.30 ± 0.01 mg EAA/ g de pulpa (Chen et al., 2021), siendo estos valores muy parecidos en este estudio realizado.

5.10 Captación de radicales libres DPPH

Los resultados de la actividad antioxidante de los extractos etanólico y metanólico del fruto de pitaya, junto con la solución patrón de ácido ascórbico puro se describen a continuación.

5.10.1 Determinación de la capacidad antioxidante de la Solución Patrón

En las Tablas. 12,13 se muestra la actividad antioxidante de la solución patrón de ácido ascórbico puro en los solventes etanol y metanol, el porcentaje de inhibición del radical DPPH empieza desde concentraciones bajas y asciende según aumenta la concentración de la solución patrón. En las figuras 8, 9 se muestra como el porcentaje de inhibición es lineal.

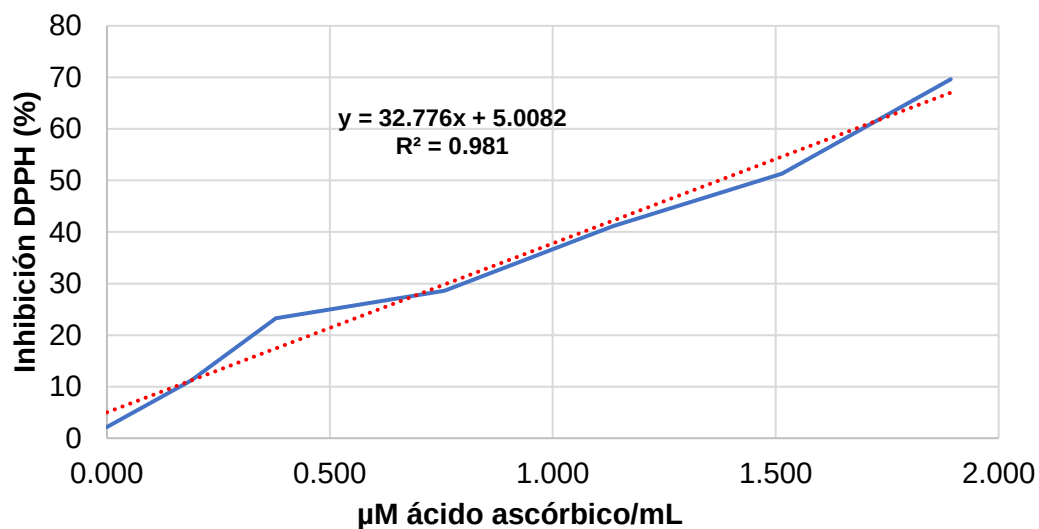
Tabla 12

Actividad antirradical del ácido ascórbico puro en etanol.

μL de extracto	Concentración (μM/mL)	% Inhibición
0	0	2.17
100	0.189	11.19
200	0.379	23.25
400	0.757	28.61
600	1.136	41.17
800	1.514	51.33
1000	1.893	69.64

Figura 8

Capacidad antioxidante del ácido ascórbico puro en etanol.



A medida que aumenta la concentración del ácido ascórbico asciende el porcentaje de inhibición del radical DPPH, esto significa que la actividad antioxidante de la solución patrón es lineal en el extracto etanólico, encontrando que en una concentración de 1.893 μM reduce 69.96% del radical DPPH.

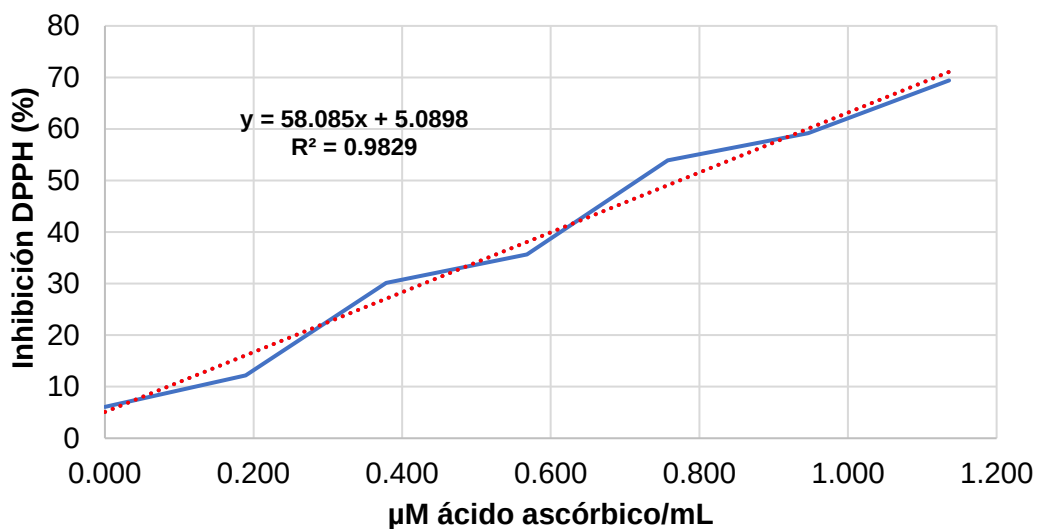
Tabla 13

Actividad antirradical del ácido ascórbico puro en metanol.

μL de extracto	Concentración (μM/mL)	% Inhibición
0	0	6.08
100	0.189	12.16
200	0.379	30.13
400	0.757	35.63
600	1.136	53.94
800	1.514	59.21
1000	1.893	69.42

Figura 9

Capacidad antioxidante del ácido ascórbico puro en metanol.



Para el extracto metanólico se requiere una concentración de 1.136 μM para lograr una reducción de 69.42%.

5.10.2 Determinación de la capacidad antioxidante de los extractos (etanólico y metanólico)

A medida que aumenta la concentración de betalaínas en los extractos de pitaya, el porcentaje de DPPH reducido se incrementa, en la siguiente Tabla. 14 se muestra el porcentaje de inhibición que tuvieron los dos extractos (etanólico y metanólico), concentrado y en un factor de dilución 1:10.

Tabla 14

Inhibición del radical DPPH de los extractos de pitaya.

Etanólico				Metanólico			
Porcentaje de inhibición en dilución 1:10	μM EAA/ mL	Porcentaje de inhibición en extracto concentrado	μM EAA/ mL	Porcentaje de inhibición en dilución 1:10	μM EAA/ mL	Porcentaje de inhibición en extracto concentrado	μM EAA/ mL
9.55	1.38 ± 0.184	29.55	0.75 ± 0.013	16.59	20.466 ± 1.040	80.24	7.83 ± 0.106

En el extracto metanólico concentrado de pitaya (*Stenocereus stellatus*) es necesaria una concentración de $7.83 \pm 0.106 \mu\text{M}$ EAA para reducir 80.24% del radical DPPH, en tanto que en el extracto etanólico concentrado se requiere una concentración de $0.75 \pm 0.013 \mu\text{M}$ EAA para lograr una reducción de 29.55%. Estos resultados señalan que los metabolitos presentes y en la concentración que se encuentran son diferentes.

El valor obtenido de porcentaje de DPPH reducido para el extracto metanólico concentrado se encuentra por arriba de lo reportado por García-Cruz et al. (2012) para dos variedades de pitaya: roja y naranja de la especie *griseus*, los cuales fueron de 76% y 67% respectivamente. A su vez, en el análisis realizado a la pitahaya (*Hylocereus undatus*) de

la captación de radicales DPPH para el extracto etanólico se reportó una inhibición del 54.89%, teniendo un porcentaje de inhibición mas alto que la reportada en el presente trabajo de 29.55% (Flores y García, 2016).

VI. CONCLUSIONES

En el estudio de su composición se determinó que alrededor del 90.07% es agua, siendo esta una fuente ideal de hidratación para el organismo, el contenido de proteína cruda es 2.46 % además de su bajo valor calórico al contar con un rango de 5.38 % de hidratos de carbono. De los elementos que destacan su presencia, confiriéndole un valor importante se encontró al calcio (Ca) micronutriente esencial en la mineralización de huesos y dientes; hierro (Fe) participe de las funciones enzimáticas del organismo; el sodio (Na) en conjunto con el potasio (K) son importantes en el metabolismo celular, son los encargados de controlar la acidez o alcalinidad del cuerpo.

En el perfil fitoquímico, se observó la presencia de compuestos como lo son flavonoides, taninos y cumarinas en los tres diferentes extractos; en tanto que el extracto acuoso se evidenció la presencia de saponinas.

El contenido de betalaínas es diferente en los tres extractos, dado que estas se encontraron en mayor proporción que los fenoles, se considera como los compuestos que más contribuyen a la actividad antioxidante observada.

Por medio del método DPPH se determinó la capacidad antioxidante de cada extracto, presentando una mayor actividad antioxidante el extracto metanólico con un 80.24% de inhibición del radical libre DPPH, mientras que el extracto etanólico obtuvo un 29.55% de inhibición del radical libre DPPH.

Se comprobó la presencia de metabolitos secundarios y en consecuencia de estos la actividad antioxidante que le confieren.

VII. REFERENCIAS

- Abd Manan, E., Abd Gani, SS., Zaidan, UH., y Effendi Halmi, MI. (2019). Characterization of Antioxidant Activities in Red Dragon Fruit (*Hylocereus polyrhizus*) Pulp Water-based Extract. *Journal of Advanced Research in Fluid Mechanics and Thermal Sciences*, 61 (2), 170–180.
- Ahmed, D., Khan, MM y Saeed, R. (2015). Comparative Analysis of Phenolics, Flavonoids, and Antioxidant and Antibacterial Potential of Methanolic, Hexanic and Aqueous Extracts from *Adiantum caudatum*. *Antioxidants*, 4(2), 394-409.
- Ahumada, A., Ortega, A., Chito, D., & Benítez, R. (2016). Saponinas de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.): un subproducto con alto potencial biológico. *Revista Colombiana de Ciencias Químico-Farmacéuticas*, 45(3), 438-469.
- Arévalo, A. (2020). Actividad laxante del *Hylocereus megalanthus* (Pitahaya amarilla) frente al *Hylocereus monacanthus* (Pitahaya roja) en *Mus musculus* (Ratones Albinos). *Trabajo de titulación, Universidad Roosevelt, Bioquímica y Farmacología, Lima-Huancayo. Recuperado el, 4.*
- ARRIAGA-RUIZ, Ma. Cruz, NERI-LUNA, Cecilia, PIMIENTA-BARRIOS, Enrique y SÁNCHEZ-MARTÍNEZ, José. (2015). El fruto del pitayo silvestre (*Stenocereus queretaroensis* (Weber) Buxbaum), una alternativa alimenticia, nutricional, y socioeconómica en época de estiaje. *ECORFAN®*, 2(3), 362-367.
- Avello, M., & Suwalsky, M. (2006). Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección. *Atenea (Concepción)*, (494), 161-172.
- Badui Dergal, S. (2016). *Química de los alimentos*. México, Pearson Educación.
- Balderas, V., Palafox, L., Castro, A. S., & Saucedo, C. (2016). Evaluación de las propiedades físicas y calidad organoléptica y nutricional de frutos de pitaya (*Stenocereus pruinosus*). *Rev Iberoam Cienc*, 3(7), 86-92.
- Batalla, M. V. (2007). Antioxidantes presentes en los alimentos: vitaminas, minerales y suplementos. *Offarm: farmacia y sociedad*, 26(10), 79-86.
- Bazile, D., & Santivañez, T. (2014). Introducción al estado del arte de la quinua en el mundo.

Brand-Williams, W., Cuvelier, ME y Berset, CLWT (1995). Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. *LWT- Food Science and Technology*, 28(1), 25-30.

Bravo, H. H. (1978). Las cactáceas de México.

Casas, A., & Banuet, V. A. (1999). Use, management and domestication of columnar cacti in south central Mexico: a historical perspective. *Journal of Ethnobiology*, 19(1), 71-95.

Castellanos-Santiago, E., & Yahia, EM (2008). Identification and quantification of betalains from the fruits of 10 Mexican Prickly Pear Cultivars by High-Performance Liquid Chromatography and Electrospray Ionization Mass Spectrometry. *Journal of agricultural and food chemistry*, 56(14), 5758-5764.

Chen, Z., Zhong, B., Barrow, CJ, Dunshea, FR y Suleria, HA (2021). Identification of phenolic compounds in Australian grown dragon fruits by LC-ESI-QTOF-MS/MS and determination of their antioxidant potential. *Arabian journal of chemistry*, 14(6), 103151.

Coronado, M., Vega y León, S., Gutiérrez, R., Vázquez, M., & Radilla, C. (2015). Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. *Revista chilena de nutrición*, 42(2), 206-212.

Delgado, O. L., Betanzos, C. G., & Sumaya, M. M. (2010). Importancia de los antioxidantes dietarios en la disminución del estrés oxidativo. *Investigación y Ciencia*, 18(50), 10-15.

Díaz, P. L. (2009). Interacciones moleculares entre plantas y microorganismos: saponinas como defensas químicas de las plantas y su tolerancia a los microorganismos. *Revista de estudios transdisciplinarios*, 1(2), 32-55.

Dixon, RA y Pasinetti, GM (2010). Flavonoides e isoflavonoides: de la biología vegetal a la agricultura y la neurociencia. *Fisiología vegetal*, 154 (2), 453-457.

Ebrahimzadeh, MA, Pourmorad, F. y Bekhradnia, AR (2008). Iron chelating activity, phenol and flavonoid content of some medicinal plants from Iran. *African Journal of Biotechnology*, 7 (18), 3188-3192.

Elcinto, M. A. (2000). El potasio para su salud. *Medicina naturista*, (1), 17-19.

Esquivel, P. (2004). Los frutos de las cactáceas y su potencial como materia prima. *Agronomía mesoamericana*, 15(2), 215-219.

Esquivel, P., & Araya, Y. (2012). Características del fruto de la pitahaya (*Hylocereus* sp.) y su potencial de uso en la industria alimentaria. *Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 3(1), 113-129.

Esquivel, P., Stintzing, FC y Carle, R. (2007). Perfiles de compuestos fenólicos y su correspondiente capacidad antioxidante de genotipos de pitaya morada (*Hylocereus* sp.). *Zeitschrift für Naturforschung C*, 62 (9-10), 636-644.

Falcone Ferreyra, ML, Rius, SP y Casati, P. (2012). Flavonoids: biosynthesis, biological functions, and biotechnological applications. *Frontiers in plant science*, 3, 1-15.

Flores, M. M., Rentería, M. A., & Sánchez, V. R. (2019). Estructura y estabilidad de las betalaínas. *Interciencia*, 44(6), 318-325.

Flores Monter, Y. N., Reyna Trujillo, T. D. J., Cervantes Ramírez, M. C., & Luna Morales, C. D. C. (2011). Distribución geográfica y potencial de *Stenocereus pruinosus* y *Stenocereus stellatus* (Cactaceae) en la Mixteca Poblana, México. *Cactáceas y succulentas mexicanas*, 56(1), 4-20.

Flores Valdez, C. A. (2003). Pitayas y pitahayas. Producción, poscosecha, industrialización y comercialización.

Flores, V. J., & García, V. M. (2016). Perfil fitoquímico y actividad antioxidante de extractos de pitahaya *Hylocereus undatus*. *Jóvenes en la ciencia*, 2(1), 29-33.

García-Cruz, L., Salinas-Moreno, Y., & Valle-Guadarrama, S. (2012). Betalaínas, compuestos fenólicos y actividad antioxidante en pitaya de mayo (*Stenocereus griseus* H.). *Revista fitotecnica mexicana*, 35(SPE5), 01-05.

Guevara, J. A. Z., Mori, J. R. C., Jiménez, W. J. J., & Santi, W. E. M. (2022). Actividad Antioxidante de Pulpa, Semilla y Pericarpio de Mazorca del *Theobroma Cacao*. *RECIAMUC*, 6(3), 564-574.

Guija-Poma, E., Inocente-Camones, M. Á., Ponce-Pardo, J., & Zarzosa-Norabuena, E. (2015). Evaluación de la técnica 2, 2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH) para determinar capacidad antioxidante. *Horizonte Médico (Lima)*, 15(1), 57-60.

Gutiérrez-Ramos, M. E., Rodríguez-Saavedra, L. R., Alva-Plasencia, P. M., Abanto-Zamora, F. M., Chávez-Abanto, L. A., & Saavedra-Suárez, S. F. (2023). Nivel de conocimiento de

antioxidantes y su relación con el estilo de vida. *Memorias del Instituto de Investigaciones en Ciencias de la Salud*, 21(1), 2.

Hernández, C. B., Pérez, S. A., García, M. I., Sánchez, M. M., & Pina, C. M. (2019). Evaluación fitoquímica del cultivo in vitro del hongo *Laccaria lacca-ta*. *Ingeniantes*, 2(2), 86-91.

Huachi, L., Santamaría, P. C., Verdugo, K., Yugsi, E., Paredes, M. F., & Coronel, D. (2015). Desarrollo de la pitahaya (*Cereus* sp.) en Ecuador. *LA GRANJA. Revista de Ciencias de la Vida*, 22(2), 50-58.

Islas Vega, I., Reynoso Vázquez, J., Hernández Ceruelos, M. D. C. A., & Ruvalcaba Ledezma, J. C. (2020). La alimentación en México y la influencia de la publicidad ante la debilidad en el diseño de políticas públicas. *Journal of Negative and No Positive Results*, 5(8), 853-862.

Jamanca Gonzales, N. C., & Alfaro Cruz, S. C. (2017). Antioxidantes en los alimentos.

Juárez-Guerra, L., Rojas-Lima, S., López-Ruiz, H., Aleman-Ayala, K., & Vázquez-García, R. A. (2016). Síntesis de cumarinas fluorescentes. *Tópicos de Investigación en Ciencias de la Tierra y Materiales*, 3, 45-52.

Kim, DO, Jeong, SW y Lee, CY (2003). Antioxidant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums. *Food Chemistry*, 81 (3), 321-326.

Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-Filho, J., & Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Food Science and Technology*, 25, 726-732.

Loyola-Vargas, V. M., Sánchez-Iturbe, P., Canto-Canché, B., Gutiérrez-Pacheco, L. C., Galaz-Ávalos, R. M., & Moreno-Valenzuela, O. (2004). Biosíntesis de los alcaloides indólicos: Una revisión crítica. *Revista de la Sociedad Química de México*, 48(1), 67-94.

Luna, M. C., Aguirre, R. J., & Peña, V. C. (2001). Cultivares tradicionales mixtecos de *Stenocereus pruinosus* y *S. stellatus* (Cactaceae). *Anales del Instituto de Biología. Serie Botánica*, 72(2), 131-155.

Lustre, S. H. (2022). Los superpoderes de las plantas: los metabolitos secundarios en su adaptación y defensa. *Revista Digital Universitaria*, 23(2), 1-8.

Mandujano, R. (2006). Estudio preliminar de los pigmentos presentes en cáscara de pitaya (*Stenocereus stellatus*) de la región de Mixteca. *Huajuapán de León, Oaxaca: Universidad Tecnológica de Mixteca*.

Marcano, D. (2018). *Introducción a la química de los colorantes*. Reverte Venezolana.

Mariaca, C. J., Zapata, M., & Uribe, P. (2016). Oxidación y antioxidantes: hechos y controversias. *Revista de la Asociación Colombiana de Dermatología y Cirugía Dermatológica*, 24(3), 162-173.

Martínez de Victoria, E. (2016). El calcio, esencial para la salud. *Nutrición Hospitalaria*, 33, 26-31.

Martínez-Flórez, S., González-Gallego, J., Culebras, J. M., & Tuñón, M. J. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición hospitalaria*, 17(6), 271-278.

Montesinos Cruz, J. A., Rodríguez-Larramendi, L., Ortiz-Pérez, R., Fonseca-Flores, M. D. L. Á., Ruíz Herrera, G., & Guevara-Hernández, F. (2015). Pitahaya (*Hylocereus* spp.) un recurso fitogenético con historia y futuro para el trópico seco mexicano. *Cultivos Tropicales*, 36, 67-76.

Montoya, V. S., Castillo, M. B., Cajas, P. M., & García, L. F. (2022). Actividad antioxidante, fenoles totales y tamizaje fitoquímico de Dragón Fruit roja y amarilla. *RECIAMUC*, 6(3), 408-417.

Muchiutti, G. S., López Novello, L. H., Córscico, F. A., & Larrosa, V. J. (2019). Cápsulas de alginato para la protección de polifenoles presentes en el aceite esencial de orégano. *Ciencia, docencia y tecnología*, (59), 297-309.

NMX-F-066-S-1978, N. M. (1978). *Norma Mexicana NMX-F-066-S-1978, Determinación de cenizas en alimentos*. México: Dirección general de normas.

NMX-F-068-S-1980, N. M. (1980). *Norma Mexicana NMX-F-068-S-1980, Alimentos. Determinación de proteínas*. México: Dirección general de normas.

NMX-F-089-S-1978, N. M. (1978). *Norma Mexicana NMX-F-089-S-1978. Determinación de extracto etéreo (método soxhlet) en alimentos*. México: Dirección general de normas.

NMX-F-090-S-1978, N. M. (1978). *Norma Mexicana NMX-F-090-S-1978, Determinación de fibra cruda en alimentos*. México: Dirección general de normas.

NMX-F-312-1978, N. M. (1978). *Norma Mexicana NMX-F-312-1978. Determinación de reductores directos y totales en alimentos*. México: Dirección general de normas.

NMX-F-83-1986, N. M. (1986). *Norma Mexicana NMX-F-83-1986, Alimentos-Determinación de humedad en productos alimenticios*. México: Dirección general de normas.

Nurul, S. R., Patimah, I., & Asmah, R. (2014). Influence of Conventional and Ultrasonic-Assisted Extraction on Phenolic Contents, Betacyanin Contents, and Antioxidant Capacity of Red Dragon Fruit (*Hylocereus polyrhizus*). *The Scientific World Journal*, 2014, 1-7.

Olivas-Aguirre, F. J., Wall-Medrano, A., González-Aguilar, G. A., López-Díaz, J. A., Álvarez-Parrilla, E., Rosa, L. A., & Ramos-Jimenez, A. (2015). Taninos hidrolizables: bioquímica, aspectos nutricionales y analíticos y efectos en la salud. *Nutrición hospitalaria*, 31(1), 55-66.

Peñarrieta, J. M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., & Bravo, J. A. (2014). Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos. *Revista Boliviana de Química*, 31(2), 68-81.

Pérez-Loredo, M. G., Jesús, H. D., & Barragán-Huerta, B. E. (2017). Extracción de compuestos bioactivos de pitaya roja (*Stenocereus stellatus*) aplicando pretratamientos con microondas, ultrasonido y enzimáticos. *Agrociencia*, 51(2), 135-151.

Pérez-Urria Carril, E., & Ávalos García, A. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (biología)*, 2(3). 119-145.

Prieto, P., Pineda, M. y Aguilar, M. (1999). Spectrophotometric Quantitation of Antioxidant Capacity through the Formation of a Phosphomolybdenum Complex: Specific Application to the Determination of Vitamin E. *Analytical Biochemistry*, 269 (2), 337-341.

Rengifo Zevallos, D. R. (2018). Estudio fitoquímico cualitativo preliminar y cuantificación de flavonoides y taninos del extracto etanólico de hojas de *Desmodium Vargasianum* Schubert. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 84(2), 175-182.

Rosales-Bustamante, E. P., Luna-Morales, C. D. C., & Cruz-León, A. (2009). Clasificación y selección tradicional de pitaya (*Stenocereus pruinosus* (Otto) Buxb.) en Tianguistengo, Oaxaca y variación morfológica de cultivares. *Revista Chapingo. Serie Horticultura*, 15(1), 75-82.

Sadowska-Bartosz, I. y Bartosz, G. (2021). Biological Properties and Applications of Betalains. *Molecules*, 26 (9), 1-36.

Salvador, A., Gama, L. S., & Guzmán, C. U. (2012). *Flora del valle de Tehuacán-Cuicatlán*. México.: Universidad Nacional Autónoma de México.

Santiago Chazumba, O. (2008). *Plan de trabajo de Santiago Chazumba*. Santiago Chazumba, Huajuapam de León, Oax.

Sermini, C. G., Acevedo, M. J., & Arredondo, M. (2017). Biomarcadores del metabolismo y nutrición de hierro. *Revista Peruana de Medicina experimental y salud pública*, 34, 690-698.

Siddhuraju, P. y Becker, K. (2003). Antioxidant Properties of Various Solvent Extracts of Total Phenolic Constituents from Three Different Agroclimatic Origins of Drumstick Tree (*Moringa oleifera* Lam.) Leaves. *Agricultural and food chemistry*, 51 (8), 2144-2155.

Singleton, VL y Rossi, JA (1965). Colorimetría de fenoles totales con reactivos de ácido fosfomolibdico-fosfotúngstico. *Revista americana de enología y viticultura*, 16 (3), 144-158.

Tamby, C. C., Bachok, S., Baba, N., Aminah, A., Wan, M. A., & Abdalá, N. (2012). *Current issues in Hospitality and Tourism Researchs and Innovations*. London: Taylor y Francis group.

Venancio, R. C., Pérez, T. C., & Ibarra, L. E. (26 de marzo de 2021). *Cumarinas: metabolitos secundarios de amplia actividad en plantas*. Obtenido de INECOL: <https://www.inecol.mx/inecol/index.php/es/ct-menu-item-25/ct-menu-item-27/17-ciencia-hoy/1311-cumarinas-metabolitos-secundarios-de-amplia-actividad-en-plantas>

Verona-Ruiz, A., Urcia-Cerna, J., & Paucar-Menacho, L. M. (2020). Pitahaya (*Hylocereus* spp.): Cultivo, características fisicoquímicas, composición nutricional y compuestos bioactivos. *Scientia Agropecuaria*, 11(3), 439-453.

Wu, LC, Hsu, HW, Chen, YC, Chiu, CC, Lin, YI y Ho, JAA (2006). Antioxidant and antiproliferative activities of red pitaya. *Food Chemistry*, 95 (2), 319-327.

Yonekura-Sakakibara, K. y Saito, K. (2009). Functional genomics for plant natural product biosynthesis. *Natural Product Reports*, 26 (11), 1466-1487.

ANEXOS

Anexo 1 Informe de resultados OT21423/2022



Informe de resultados OT21423/2022

Química Analítica

CLIENTE: C. ÁNGELES REGINA GARCÍA GUTIÉRREZ
DIRECCIÓN: CALLE 7 NORTE 125, CUAUHTÉMOC, OAXACA DE JUÁREZ, OAXACA
ATENCIÓN: C. ÁNGELES REGINA GARCÍA GUTIÉRREZ
PROYECTO: S/R
FECHA DE ENTRADA: 2022-10-21
LAPSO DE EJECUCIÓN: 2022-10-21 a 2022-10-26
FECHA Y LUGAR DE EMISIÓN: 2022-10-26, Oaxaca, Oaxaca

Ítems: Muestra(s) de mineral identificada(s) como PITAYA, PITAYA-DPL.

Método(s) de medición:

30 = Disolución en sistema abierto con 4 ácidos (HCl, HNO₃, HClO₄ y HF) grado reactivo / I. C. P.-Óptico. Este método no aplica para minerales de Al en corindón, Ba en barita, Cr en cromita, Sn en casiterita, Sr en celestita, Ti en rutilo y W con contenidos mayores al 1% (10 000 mg/kg).

Elaboró

Ing. Antonio Hernández Roque
Jefe de departamento de Química Analítica

Autorizó

M. en A. Patricia Velásquez González
Gerente del Centro Experimental Oaxaca

Notas Importantes:

- Símbolos, equivalencias y observaciones aparecen en la página 3 de este informe.
- Este informe ampara 2 muestra(s) y 64 analito(s), incluyendo 32 duplicado (s), no deberá reproducirse parcial o totalmente sin la aprobación por escrito de esta Gerencia del Centro Experimental Oaxaca.
- El laboratorio no se hace responsable del muestreo.
- Este informe tiene validez únicamente con las firmas autógrafas.
- Las muestras testigos serán conservadas durante tres meses a partir de la fecha de emisión de este informe.

Anexo 2 Identificación de las familias de metabolitos secundarios por pruebas fitoquímicas colorimétricas

Resultados obtenidos de la caracterización de los tres extractos (etanólico, metanólico y acuoso).



Figura 10 Presencia de flavonoides en extracto etanólico.



Figura 11 Presencia de flavonoides en extracto metanólico.



Figura 12 Presencia de flavonoides de extracto acuoso.



Figura 14 Presencia de cumarinas en extracto etanólico.



Figura 13 Presencia de cumarinas en extracto metanólico.



Figura 15 Presencia de cumarinas en extracto acuoso.



Figura 16 Taninos: ácido gálico en extracto etanólico.



Figura 17 Taninos: compuestos fenólicos en extracto etanólico.



Figura 18 Taninos: ácido gálico en extracto metanólico.



Figura 19 Taninos: compuestos fenólicos en extracto metanólico.



Figura 20 Taninos: ácido gálico en extracto acuoso.



Figura 21 Taninos: compuestos fenólicos en extracto acuoso.

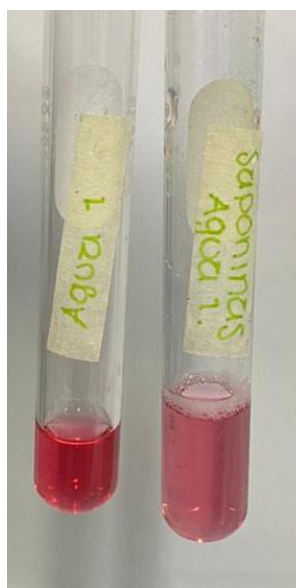


Figura 22 Presencia de saponinas en extracto acuoso.



Figura 24 Ausencia de Alcaloides en extracto acuoso.



Figura 23 Ausencia de Alcaloides en extracto metanólico.



Figura 25 Ausencia de Alcaloides en extracto etanólico.

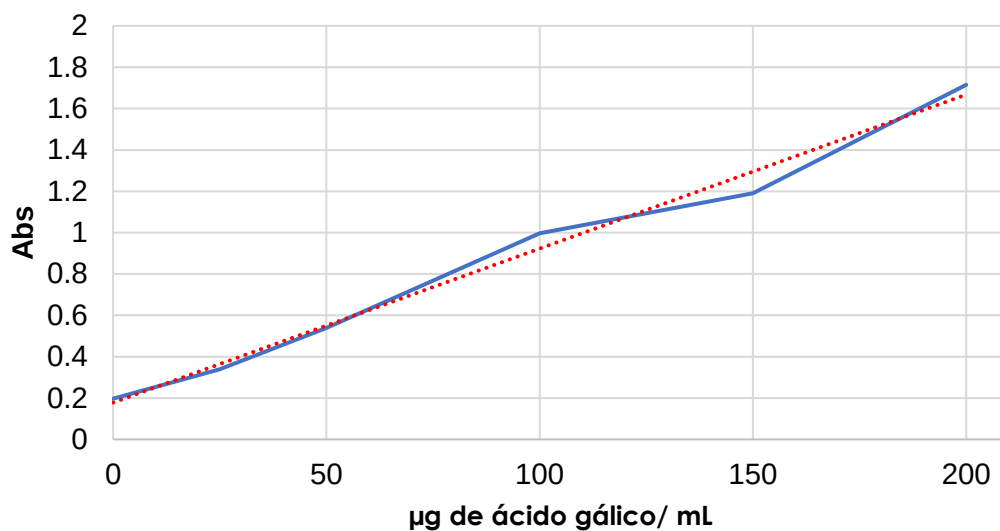
Anexo 3 Determinación del contenido fenólico total por el método Folin-Ciocalteu.

Se calculó la concentración fenólica a partir de la ecuación obtenida de las curvas de calibraciones respectivas para cada extracto.

Para el extracto etanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido gálico: $y = 0.0074x + 0.1781$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.988$ como se observa en la Fig. 28.

Figura 28

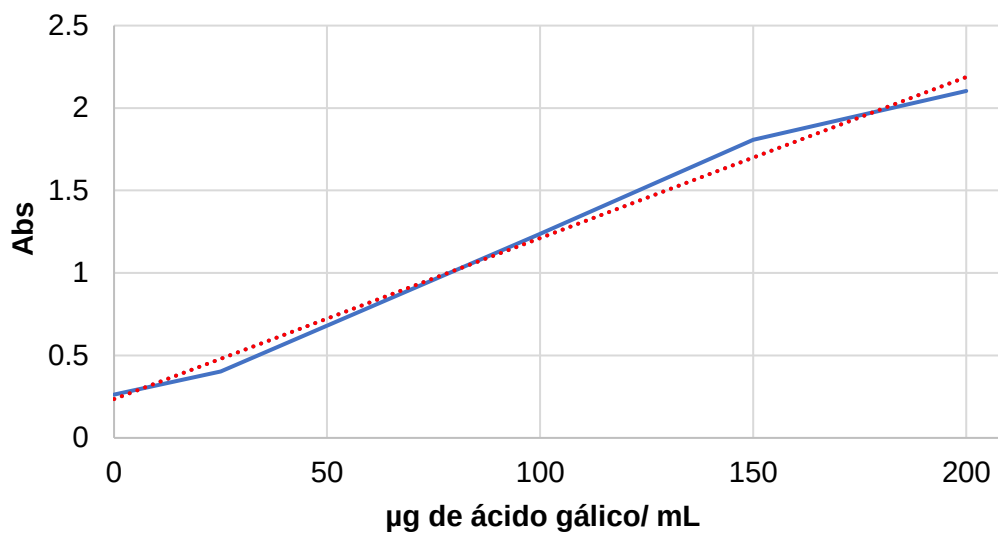
Curva de calibración de ácido gálico para la determinación del contenido polifenólico total por el método Folin-Ciocalteu para extracto etanólico.



Para el extracto metanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido gálico: $y = 0.01x + 0.1758$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9796$ como se observa en la Fig. 29.

Figura 29

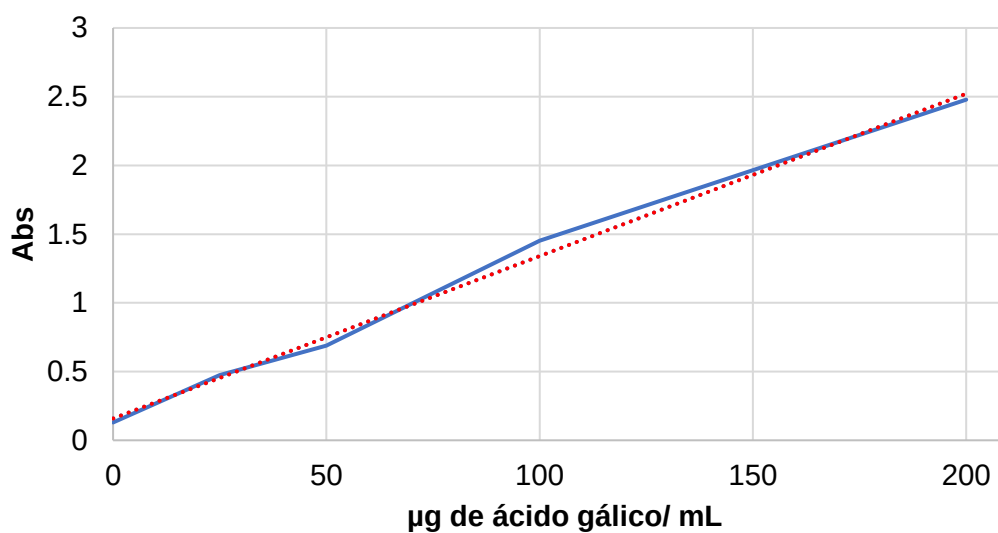
Curva de calibración de ácido gálico para la determinación del contenido polifenólico total por el método Folin-Ciocalteu para extracto metanólico.



Para el extracto acuoso la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido gálico: $y = 0.0111x + 0.164$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9761$ como se observa en la Fig. 30.

Figura 30

Curva de calibración de ácido gálico para la determinación del contenido polifenólico total por el método Folin-Ciocalteu para extracto acuoso.



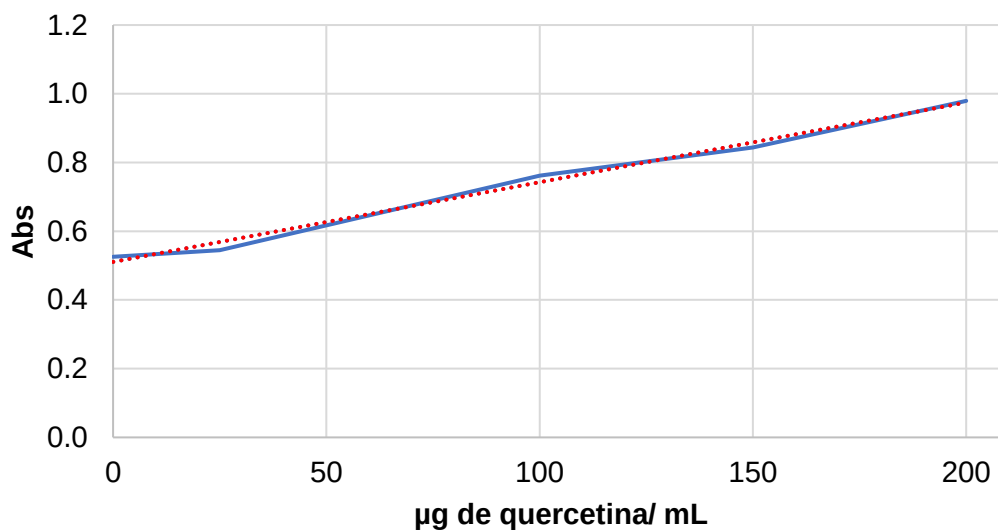
Anexo 4 Determinación de flavonoides totales.

Se calculó la concentración de flavonoides totales a partir de la ecuación obtenida de las curvas de calibraciones respectivas para cada extracto.

Para el extracto etanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de quercetina: $y = 0.0023x + 0.5106$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.991$ como se observa en la Fig. 31.

Figura 31

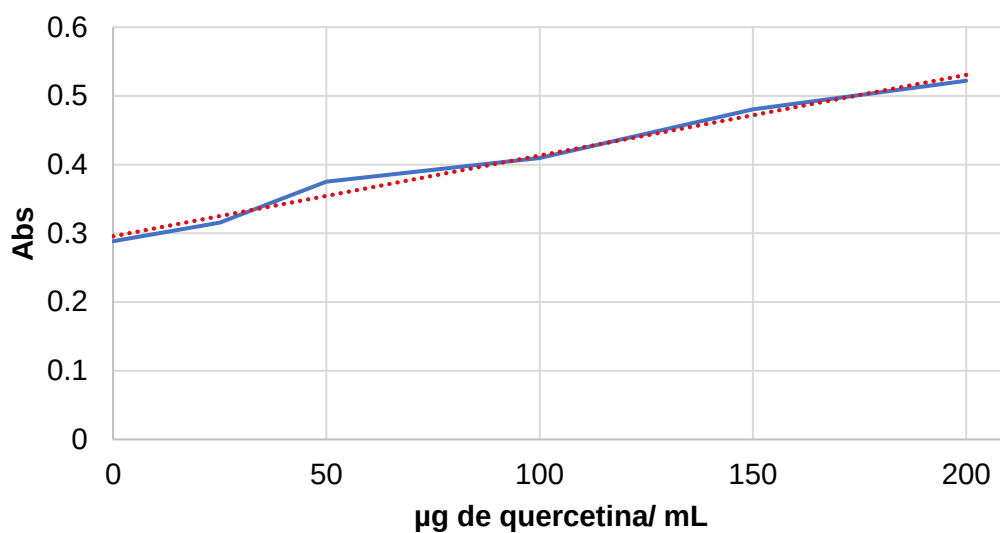
Curva de calibración de quercetina para la determinación del contenido de flavonoides totales en extracto etanólico.



Para el extracto metanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de quercetina: $y = 0.0012x + 0.2957$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9825$ como se observa en la Fig. 32.

Figura 32

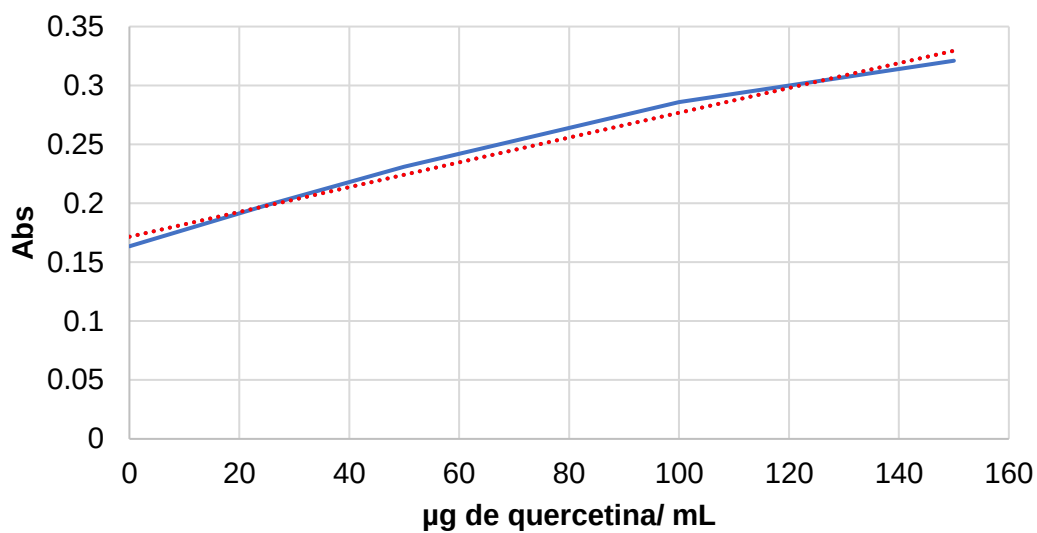
Curva de calibración de quercetina para la determinación del contenido de flavonoides totales en extracto metanólico.



Para el extracto acuoso la ecuación obtenida de la curva de calibración de quercetina: $y = 0.0011x + 0.1716$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9836$ como se observa en la Fig. 33.

Figura 33

Curva de calibración de quercetina para la determinación del contenido de flavonoides totales en extracto acuoso.



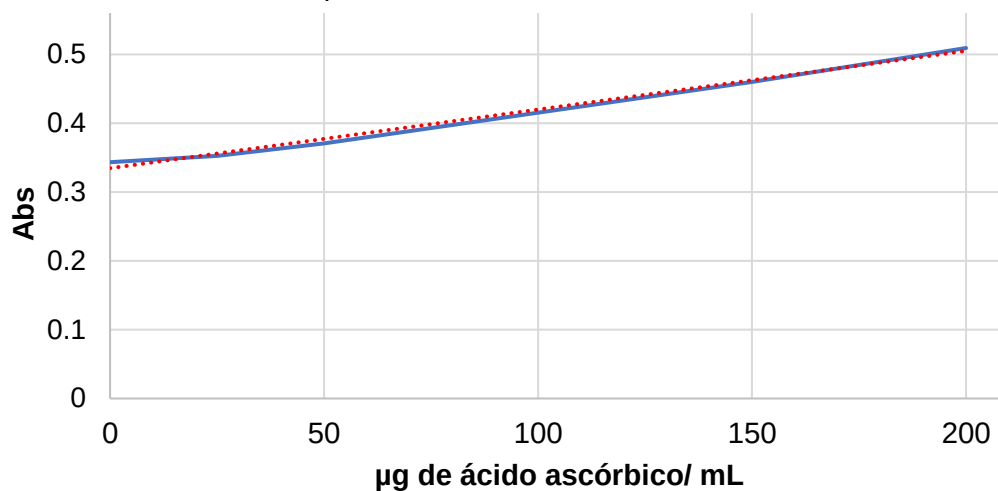
Anexo 5 Reducción de Ferrocianuro de Potasio.

Se calculó la concentración de reducción del ion ferroso a partir de la ecuación obtenida de las curvas de calibraciones respectivas para cada extracto.

Para el extracto etanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido ascórbico: $y = 0.0009x + 0.3348$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9928$ como se observa en la Fig. 34.

Figura 34

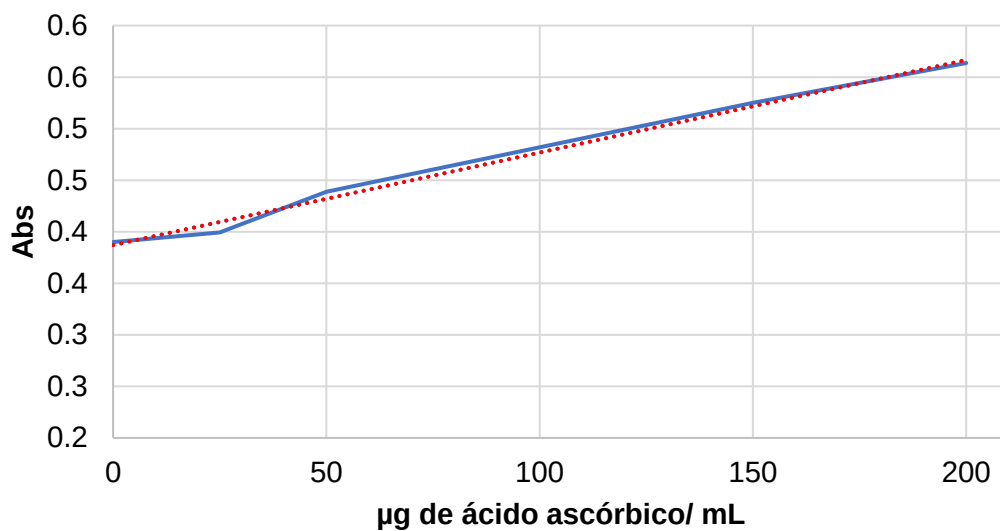
Curva de calibración de ácido ascórbico para la reducción de ferrocianuro de potasio en extracto etanólico.



Para el extracto metanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido ascórbico: $y = 0.0009x + 0.387$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9926$ como se observa en la Fig. 35.

Figura 35

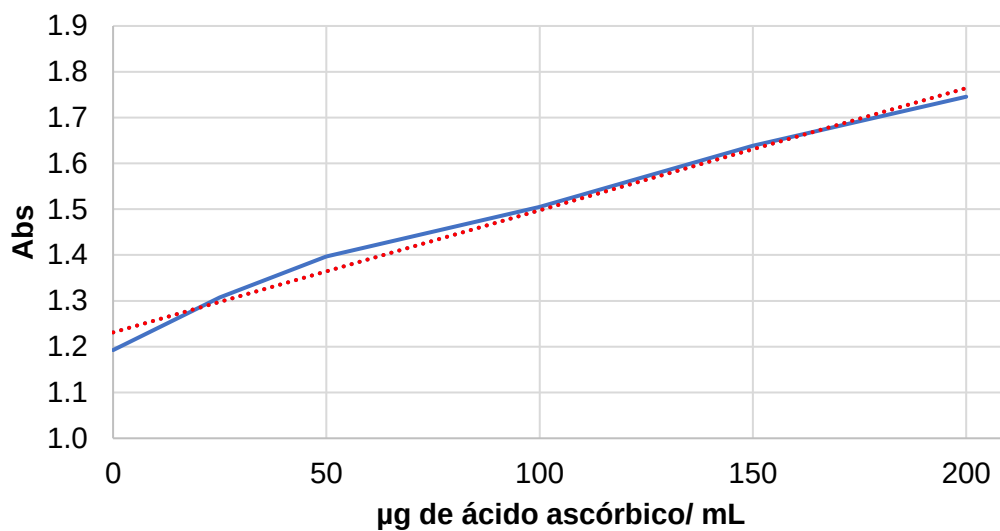
Curva de calibración de ácido ascórbico para la reducción de ferrocianuro de potasio en extracto metanólico.



Para el extracto acuoso la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido ascórbico: $y = 0.0027x + 1.2311$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9855$ como se observa en la Fig. 36.

Figura 36

Curva de calibración de ácido ascórbico para la reducción de ferrocianuro de potasio en extracto acuoso.



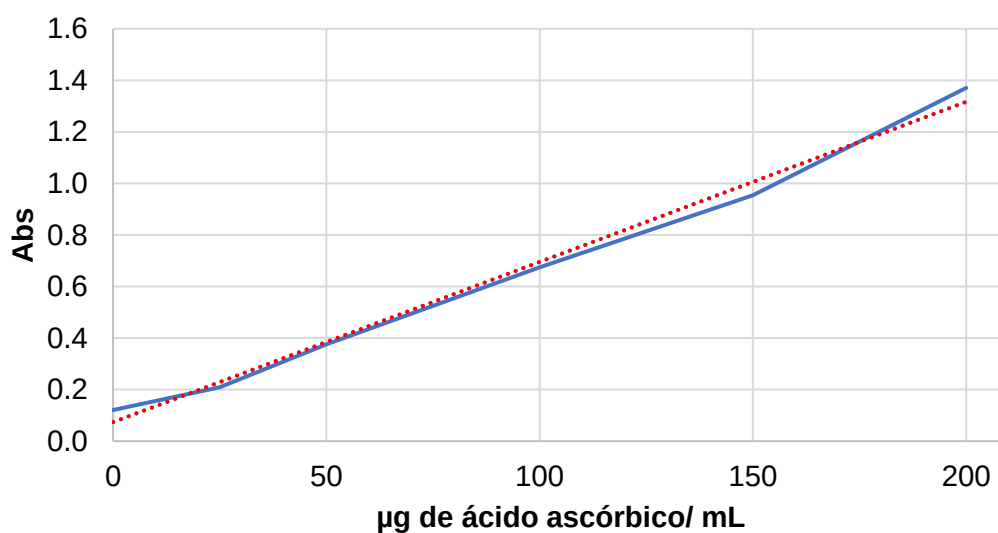
Anexo 6 Determinación de la actividad antioxidante total.

Se determino la actividad antioxidante total a partir de la ecuación obtenida de las curvas de calibraciones correspondientes para cada extracto.

Para el extracto etanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido ascórbico: $y = 0.0062x + 0.0739$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9924$ como se observa en la Fig. 37.

Figura 37

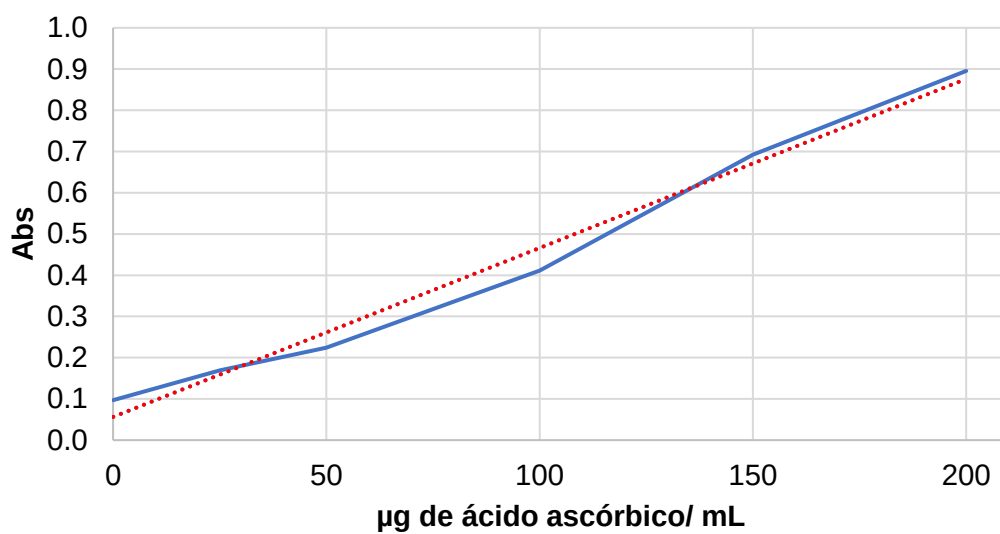
Curva de calibración de ácido ascórbico para la determinación de la actividad antioxidante total del extracto etanólico.



Para el extracto metanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido ascórbico: $y = 0.0041x + 0.0564$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9862$ como se observa en la Fig. 38.

Figura 38

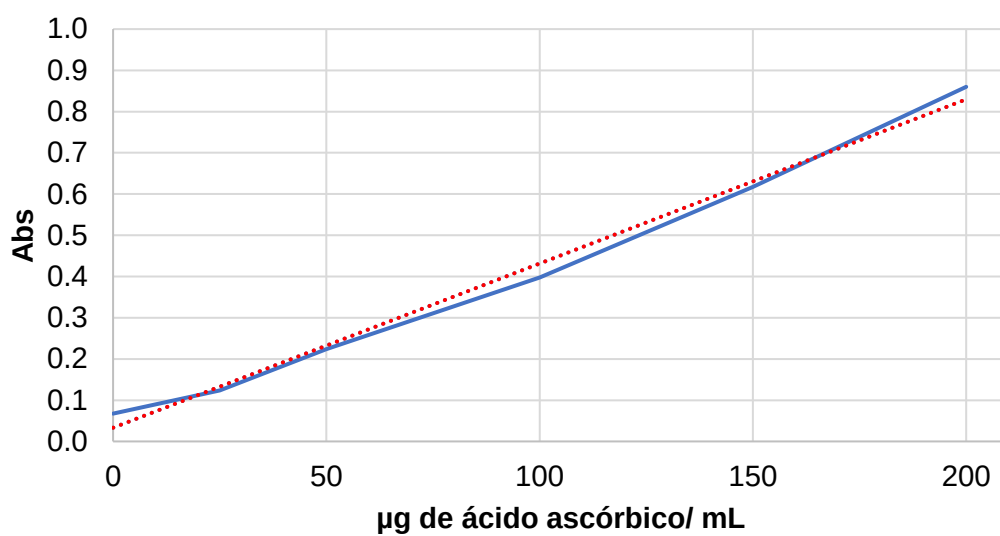
Curva de calibración de ácido ascórbico para la determinación de la actividad antioxidante total del extracto metanólico.



Para el extracto metanólico la ecuación obtenida de la curva de calibración de ácido ascórbico: $y = 0.004x + 0.0332$, la cual presentó una correlación lineal, con $R^2 = 0.9925$ como se observa en la Fig. 39.

Figura 39

Curva de calibración de ácido ascórbico para la determinación de la actividad antioxidante total del extracto acuoso.



Anexo 7 Inhibición del radical libre DPPH

En este apartado se muestran las fotos que nos muestran la colorimetría de la inhibición del radical DPPH.



Figura 39 Inhibición del radical DPPH en extracto etanólico.



Figura 40 Inhibición del radical DPPH en extracto etanólico de pitaya. Extracto concentrado (C), extracto diluido (D).



Figura 42 Inhibición del radical DPPH en extracto metanólico.



Figura 41 Inhibición del radical DPPH en extracto metanólico de pitaya. Extracto concentrado (C), extracto diluido (D).

Anexo 8 Memorias del 1er Congreso Internacional Producción y Transformación de Alimentos para la Seguridad Alimentaria

REVISTA TECNOLÓGICA CEA N° 20 TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO EN ROQUE



EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO DE PITAYA ROJA DE LA MIXTECA DE OAXACA, MÉXICO

Angeles Regina García Gutiérrez¹, Fernando Pérez Mendoza², Carlos Francisco Varapizuela Sánchez^{1*}, Marco Antonio Sánchez Medina¹

¹Departamento de Ingeniería Química y Bioquímica, Tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Oaxaca, Av. Ing. Víctor Bravo Ahuja No. 125 Esq. Calzada Tecnológico, Oaxaca de Juárez, Oaxaca, C.P. 68030, México.

²Departamento de Ciencias Básicas, Tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Oaxaca, Av. Ing. Víctor Bravo Ahuja No. 125 Esq. Calzada Tecnológico, Oaxaca de Juárez, Oaxaca, C.P. 68030, México.

*Correspondencia: carlos.varapizuela@itoaxaca.edu.mx

RESUMEN

La pitaya es una cactácea columnar que se encuentra ampliamente distribuida en México. El color del fruto se debe a las betalainas, que son compuestos nitrogenados hidrosolubles. Se realizó la extracción del compuesto con metanol y etanol, se cuantificaron las betalainas y fenoles y se evaluó la capacidad antioxidante total mediante la reducción del molibdeno en presencia de un agente reductor. La extracción con metanol obtuvo mejor rendimiento en la cuantificación de betalainas con un valor de 45.0641 mg (BT)/100 g de muestra en comparación con el etanol que fue de 20.5703 mg (BT)/100 g de muestra. El contenido fenólico fue 21.2302 ± 0.83 y 11.9136 ± 0.65 mg EAG/100 g de muestra para metanol y etanol, respectivamente. El extracto metanólico presentó mayor actividad antioxidante, lo cual puede deberse a una mayor concentración de las betalainas en el extracto.

Palabras clave: Betalainas, betacianinas, betaxantinas, actividad antioxidante.

INTRODUCCIÓN

La pitaya es una cactácea originaria de México. Sus frutos son globosos, con espinas caducas; la pulpa puede ser de color anaranjado, rojo o púrpura (Bravo, 1978). El color característico de sus frutos se debe a las betalainas, que son pigmentos nitrogenados hidrosolubles, derivados



del ácido betalámico y comprenden dos grupos estructurales: betacianinas y betaxantinas (Flores y col., 2019). El tipo de sustituyente del ácido betalámico determina la clase de betalainas. Las betacianinas (rojo-violeta) contienen un residuo de ciclo-3,4-dihidroxifenilalanina, mientras que las betaxantinas (amarillo-naranja) tienen diferentes residuos de aminoácidos o aminas (Sadowska-Bartosz y col., 2021). Además de la coloración que le dan a los frutos, las betalainas son reconocidas por otras actividades biológicas, tales como la inducción de la quinona reductasa, potente enzima de desintoxicación asociada con la quimio-prevención del cáncer (Azeredo, 2009), y su actividad anti-proliferativa de células de melanoma maligno (Wu y col., 2006). A su vez son fitoquímicos considerados como potentes antioxidantes (Cai y col., 2003), sin embargo su presencia está restringida a solamente un grupo reducido de familias botánicas.

En la actualidad, la función de los antioxidantes naturales ha recibido mucha atención. Debido a esto, las frutas y verduras juegan un papel importante en la dieta de los seres humanos, ya que estos proporcionan protección contra el daño celular causado por la exposición de los radicales libres, proporcionando una mezcla óptima de antioxidantes como son las vitaminas C y E, polifenoles, carotenoides y los carbohidratos complejos, lo cual ayuda a evitar o retardar padecimientos que afectan la salud de las personas (Montoya y col., 2022). Debido a esto, es importante encontrar alimentos naturales que eviten la oxidación celular, por lo que es de interés estudiar los rasgos funcionales de la pitaya para impulsar su desarrollo como fuente de compuestos antioxidantes.

METODOLOGÍA

Se pesaron 10 g de pulpa fresca y se colocaron en un matraz Erlenmeyer adicionando 100 mL de metanol o etanol acuoso 80% (v/v). La mezcla se sonicó por 10 min y se agitó por 20 min más a temperatura ambiente y en oscuridad. Cada muestra se centrifugó a 2200 x g por 10 min y los sobrenadantes se concentraron a sequedad en un rotavapor a 65 °C. El contenido de betacianinas y betaxantinas se cuantificó mediante la absorbancia de los extractos a 538 y 483 nm.



Para el contenido total fenólico, en un tubo, se colocaron 1540 μL de reactivo Folin-Ciocalteu, 310 μL de extracto o estándar y 1155 μL de solución saturada de carbonato de sodio. Los tubos se encubaron a temperatura ambiente y en obscuridad durante 2 horas. Posteriormente se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 740 nm.

Para la actividad antioxidante total se tomaron 0.3 mL de los extractos y se les añadió 3 mL de solución reactiva (6 M de ácido sulfúrico, 28 mM de fosfato de sodio y 4 mM de molibdato de amonio). La mezcla se incubó a una temperatura de 95 °C durante 90 minutos y se leyeron las absorbancias a una longitud de onda de 695 nm. Todos los ensayos se hicieron por triplicado.

RESULTADOS

El contenido de betalaínas totales (betacianinas + betaxantinas) en el extracto metanólico presentó una concentración de 20.5703 mg (BT)/ 100 g de muestra (Tabla 1) siendo más alta que la extracción con etanol, mostrando una mayor composición de betacianinas, que son las responsables de las coloraciones rojo-violeta. En cuanto al contenido fenólico, el extracto metanólico presentó mayor concentración de fenoles con un valor de 21.2302 ± 0.83 mg EAG/100 g muestra en comparación al extracto etanólico con un valor de 11.9136 ± 0.65 mg EAG/100 g muestra (Tabla 2). La capacidad antioxidante total de los extractos fue de 47.6483 ± 0.09 y 36.6015 ± 0.17 (equivalentes de ácido ascórbico) EAA/100 g de muestra para metanol y etanol respectivamente, siendo este un alimento con presencia de antioxidantes naturales.

Tabla 1. Contenido (en mg/100 g de muestra) de betacianinas (BC), betaxantinas (BX) y betalaínas totales (BT) de pitaya (*Stenocereus stellatus*) en dos solventes diferentes.

Muestra	BC	BX	BT
Etanólico (ET)	14.0502	6.5202	20.5703
Metanólico (ME)	24.1922	20.8719	45.0641

Tabla 2. Contenido fenólico total (en mg EAG/100 g de muestra).

Muestra	
Etanólico (ET)	11.9136 ± 0.65
Metanólico (ME)	21.2302 ± 0.83

Tabla 3. Actividad antioxidante total (en mg EAA/100 g de muestra).

Muestra	
Etanólico (ET)	36.6015 ± 0.17
Metanólico (ME)	47.6483 ± 0.09



CONCLUSIONES

Se realizó la extracción de las betalainas presentes en el fruto de pitaya roja. El extracto metanólico fue el solvente con mejor rendimiento de extracción al encontrarse la mayor concentración de betalainas y fenoles. En el análisis de la actividad antioxidante, ambos extractos presentaron capacidad reductora, siendo el extracto metanólico el que mayor actividad obtuvo, lo cual sugiere que el fruto de pitaya roja de la Mixteca de Oaxaca puede tener una aplicación potencial en alimentos, siendo esta una alternativa natural de antioxidantes.

REFERENCIAS

- Azeredo, H. M. (2009). Betalains: properties, sources, applications, and stability. *International Journal of Food Science and Technology*, 2365-2376.
- Bravo, H. H. (1978). *Las cactáceas de México*. México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Cai, Y., Sun, M., y Corke, H. (2003). Antioxidant activity of betalains from plants of the *Amaranthaceae*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 2288-2294.
- Flores, M. M., Rentería, M. A., Sánchez, V. R., Chávez, y América, M. (2019). Estructura y estabilidad de las betalinas. *INTERCIENCIA*, 318-325.
- Montoya, V. S., Castillo, M. B., Cajas, P. M., y García, L. F. (2022). Actividad antioxidante, fenoles totales y tamizaje fitoquímico de Dragón Fruit roja y amarilla. *RECIAMUC*, 408-417.
- Sadowska-Bartosz, I., y Bartosz, G. (2021). Biological Properties and Applications of Betalains. *Molecules*, 1-36.