

Perla del Carmen
Bautista Cano

Comparación del perfil fenólico y la capacidad antioxidante
de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle)
y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo)



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales

Comparación del perfil fenólico y la capacidad antioxidante de
Chenopodium berlandieri subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y
Chenopodium berlandieri var. *berlandieri* (quelite cenizo)

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Maestro en Ciencias de la Nutrición Humana

Presenta

Perla del Carmen Bautista Cano

La presente obra está bajo la licencia:
<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.es>



CC BY-NC-ND 4.0 DEED

Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional

Usted es libre de:

Compartir — copiar y redistribuir el material en cualquier medio o formato

La licenciante no puede revocar estas libertades en tanto usted siga los términos de la licencia

Bajo los siguientes términos:



Atribución — Usted debe dar [crédito de manera adecuada](#), brindar un enlace a la licencia, e [indicar si se han realizado cambios](#). Puede hacerlo en cualquier forma razonable, pero no de forma tal que sugiera que usted o su uso tienen el apoyo de la licenciante.



NoComercial — Usted no puede hacer uso del material con [propósitos comerciales](#).



SinDerivadas — Si [remezcla, transforma o crea a partir](#) del material, no podrá distribuir el material modificado.

No hay restricciones adicionales — No puede aplicar términos legales ni [medidas tecnológicas](#) que restrinjan legalmente a otras a hacer cualquier uso permitido por la licencia.

Avisos:

No tiene que cumplir con la licencia para elementos del material en el dominio público o cuando su uso esté permitido por una [excepción o limitación](#) aplicable.

No se dan garantías. La licencia podría no darle todos los permisos que necesita para el uso que tenga previsto. Por ejemplo, otros derechos como [publicidad, privacidad, o derechos morales](#) pueden limitar la forma en que utilice el material.



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales
Maestría en Ciencias de la Nutrición Humana

Comparación del perfil fenólico y la capacidad antioxidante de
Chenopodium berlandieri subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri*
var. *berlandieri* (quelite cenizo)

TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Maestro en Ciencias de la Nutrición Humana

Presenta:

Perla del Carmen Bautista Cano

Dirigido por:

Dr. Jorge Luís Chávez Servín

SINODALES

Dr. Jorge Luis Chávez Servín
Presidente

Dr. Iza Fernanda Pérez Ramírez
Secretario

Dr. Roberto Augusto Ferriz Martínez
Vocal

Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval
Suplente

Dr. Aarón Kuri García

Centro Universitario, Querétaro, Qro.
26 de Julio de 2024
México

Dedicatorias

Retomar mis estudios fue un gran reto; es por ello y con profunda gratitud que deseo expresar mi reconocimiento a todas las personas que formaron parte de este importante capítulo de mi vida.

Agradezco profundamente a Dios por darme la fortaleza, la entereza y por poner en mi camino a las personas indicadas para acompañarme en este proceso.

A mis padres, por ser mi ejemplo constante de esfuerzo, perseverancia y amor incondicional, por creer en mí incluso en mis momentos de duda y por brindarme siempre su apoyo incondicional.

A mi esposo e hija, por su paciencia, comprensión y hermosa compañía en los días más desafiantes de este camino. Gracias por motivarme a continuar cuando las fuerzas decaen, por celebrar cada pequeño logro y por ser ese gran recordatorio que me impulsa a avanzar con pasión y confianza.

A mis hermanos, por su apoyo, sus palabras de ánimo y por recordarme que la familia es un refugio en el que siempre puedo encontrar fuerza y alegría.

A mis amigos y compañeros de vida; gracias por hacer de este proceso una experiencia más llevadera, por escuchar; aunque platique las cosas una y mil veces, por aconsejar y estar presentes en cada etapa.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para poder llevar a cabo mis estudios durante mi estadía en la maestría.

A mi asesor, el Dr. Jorge Luis Chávez Servín por su invaluable orientación, guía y acompañamiento durante todo el desarrollo de este proyecto. Le agradezco profundamente su paciencia, por escucharme y ayudarme a resolver cada duda con dedicación, así como por el tiempo y esfuerzo que ha invertido en mi formación. Ha sido un camino largo y a veces desafiante, pero su apoyo constante ha sido fundamental para continuar avanzando en este reto, aunque ha tardado en culminar, aquí seguimos con la firme convicción de lograrlo.

A mi comité sinodal, conformado el Dr. Jorge Luis Chávez Servín, pieza fundamental del desarrollo de este proyecto, la Dra. Iza Fernanda Pérez Ramírez, el Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval, el Dr. Roberto Augusto Ferriz Martínez y el Dr. Aarón Kuri García por compartir sus conocimientos, tiempo y valiosas observaciones que permitieron fortalecer la calidad del trabajo. Por su disposición, paciencia y compromiso durante cada etapa de esta investigación, así como su interés para orientarme y mejorar los resultados presentados.

A mis compañeros de laboratorio, por hacer de mis días más ligeros, gracias por sus manos extendidas, por sus consejos. Cada uno dejó una marca en mi camino; por sus risas, paciencia y su manera tan genuina de estar presentes.

A Ángel, gracias de corazón por todo tu apoyo. Gracias por tu disposición, tu tiempo, tu ayuda significo mucho.

Índice

Dedicatorias	3
Agradecimientos.....	4
Índice.....	5
I. INTRODUCCIÓN	11
II. ANTECEDENTES	13
2.1. Orígenes prehispánicos. Tradición alimentaria.....	13
2.2. Origen de plantas silvestres, cultivadas y domesticadas	14
2.2.1. Quelites	15
2.3. El género <i>Chenopodium</i> y su importancia alimentaria.....	16
2.3.1. Composición nutrimental	18
2.4. Compuestos fenólicos.....	19
2.4.1. Clasificación de los compuestos fenólicos	21
2.4.1.1. Ácidos fenólicos.....	21
2.4.1.2. Flavonoides	23
2.4.1.3. Taninos.....	26
2.5. Los compuestos fenólicos en la salud	26
2.6. Antioxidantes y su clasificación	27
Estos mecanismos antioxidantes constituyen la base de diversos métodos analíticos utilizados para evaluar la capacidad antioxidante en alimentos y extractos vegetales, como los ensayos DPPH, FRAP y ABTS.....	28
2.7. Radicales libres y estrés oxidativo	29
2.8. Procesamiento, tratamiento térmico y su impacto en los compuestos fenólicos.....	30
2.9. Mecanismo de reacción	31
2.9.1. Fenoles totales	32

2.9.2. Flavonoides totales	32
2.9.3. Taninos	33
2.10. Actividad antioxidante	33
2.11. Técnicas de determinación de actividad antioxidante	34
2.11.1. DPPH	34
2.11.2. FRAP.....	35
2.11.3. TEAC.....	36
2.12. Perfil fenólico y capacidad antioxidante de quelites.....	36
III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	38
IV. JUSTIFICACIÓN	40
V. OBJETIVOS.....	42
5.1. Objetivo general.....	42
5.2. Objetivos específicos	42
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	43
6.1. Diseño de estudio	43
6.2. Material vegetal	43
6.3. Lugar de estudio	44
6.4. Preparación de extractos	44
6.5. Análisis químico proximal	45
6.5.1. Determinación de humedad	45
6.5.2. Determinación de cenizas	46
6.5.3. Determinación de proteínas	46
6.5.4. Determinación del extracto etéreo.....	47
6.5.5. Determinación de fibra dietética total	48
6.5.6. Determinación de hidratos de carbono.....	49
6.6. Cuantificación fenólica.....	49

6.6.1. Compuestos fenólicos totales	49
6.6.2. Flavonoides totales	50
6.6.3. Taninos condensados	51
6.7. Determinación de capacidad antioxidante	51
6.7.1. DPPH	51
6.7.2. TEAC.....	52
6.7.3. FRAP (reducción férrica).....	52
6.8. Identificación y cuantificación por UPLC-DAD-Q-ToF MS	53
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	55
7.1. Resultados de análisis químico proximal	55
7.1.1. Humedad.....	55
7.1.2. Cenizas	57
7.1.3. Lípidos.....	58
7.1.4. Fibra e hidratos de carbono	59
7.1.5. Interpretación global del análisis químico proximal	61
7.2. Resultados compuestos fenólicos	62
7.2.1. Fenoles totales.....	62
7.2.2. Flavonoides totales	64
7.2.3. Taninos condensados	65
7.2.4. Comparación entre huauzontle y quelite cenizo.....	66
7.3. Resultados de capacidad antioxidante	70
7.3.1. Ensayo DPPH	71
7.3.2. Ensayo FRAP.....	71
7.3.3. Ensayo TEAC.....	72
7.3.4. Integración de resultados en huauzontle.....	73
7.3.5. Comparación entre huauzontle y quelite cenizo.....	74
7.4. Resultados del perfil fenólico de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i>	79

7.5. Comparación de resultados del perfil fenólico de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i>	88
VIII. CONCLUSIONES	97
IX. LITERATURA CITADA.....	100

Figura 1. Ácidos hidroxibenzoicos	22
Figura 2. Ácidos hidroxicinámicos.....	23
Figura 3. Estructura general del flavonoide.....	24
Figura 4. A) Clasificación de flavonoides.....	24
Figura 5. B) Clasificación de flavonoides por posición del grupo funcional. (modificada de Speisky et al., 2022)	25
Figura 6. Clasificación de los antioxidantes (modificada de Kotha et al., 2022; Muscolo et al., 2024)	28
Figura 7. Determinación de humedad en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.	56
Figura 8. Determinación de cenizas en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.....	57
Figura 9. Determinación de lípidos en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.....	58
Figura 10. Determinación de proteína en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.	59
Figura 11. Determinación de fibra en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.	60
Figura 12. Calculo de hidratos de carbono en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.	60
Figura 13. Compuestos fenólicos totales (mg EAG/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas y hervidas.	67
Figura 14. Flavonoides totales (mg EC/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas y hervidas.	68
Figura 15. Taninos Condensados (mg EC/100g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas y hervidas.....	69
Figura 16. Capacidad antioxidante mediante el ensayo de DPPH de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas y hervidas.	74
Figura 17. Capacidad antioxidante mediante el ensayo de FRAP de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas y hervidas.	76
Figura 18. Capacidad antioxidante mediante el ensayo de ABTS* de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas y hervidas.	77
Figura 19. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia liofilizadas de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.	92
Figura 20. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia liofilizadas de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> hervidas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.	93
Figura 21. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia secada mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> y <i>Chenopodium berlandieri</i> var. <i>berlandieri</i> crudas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS. ..	93

Cuadro 1. Análisis químico proximal de hojas e inflorescencias de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> (huauzontle) en muestra seca.	55
Cuadro 2. Compuestos fenólicos totales (mg EAG/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> crudas y hervidas.	62
Cuadro 3. Flavonoides totales (mg EC/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> crudas y hervidas.	64
Cuadro 4. Taninos Condensados (mg EC/g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> crudas y hervidas.	65
Cuadro 5. Capacidad antioxidante de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> crudas y hervidas.	71
Cuadro 6. Compuestos fenólicos detectados y características espectrométricas de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> "	80
Cuadro 7. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> crudas y hervidas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.	82
Cuadro 8. Perfil fenólico (µg/ g EL) de hojas liofilizadas o secadas mediante horno de <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>nuttalliae</i> crudas y hervidas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.	85

I. INTRODUCCIÓN

La alimentación en el Valle de México durante la época prehispánica se basaba principalmente en productos obtenidos del sistema agrícola de la milpa, como el maíz, frijol, calabaza, quelites y chile (Viesca-González et al., 2022). Esta tradición alimentaria se transmitía de generación en generación y permitía a los pueblos aprovechar la diversidad de recursos vegetales mediante el conocimiento de la flora nativa (Balcázar-Quiñones et al., 2020). Sin embargo, con la llegada de los españoles, estas prácticas comenzaron a disminuir debido a la introducción de nuevas especies vegetales y al hecho de que los colonizadores no formaban parte de la tradición de consumo de plantas silvestres (Viesca-González et al., 2022). Aunado a ello, los cambios en el estilo de vida, las transformaciones culturales y la desigualdad económica y social afectaron la base del sistema alimentario tradicional, lo que derivó en una crisis asociada a la salud pública (Balcázar-Quiñones et al., 2020).

Los quelites se distribuyen en diversas regiones del país; sin embargo, su consumo es mayor en las regiones Centro y Sur de México (Viesca-González et al., 2022)(Bye, 1981). Estas plantas aportan proteínas, fibra, minerales, clorofila, vitaminas, aminoácidos, ácidos grasos poliinsaturados y compuestos fenólicos. Estos últimos corresponden a compuestos bioactivos, también conocidos como metabolitos secundarios, sintetizados por las plantas y asociados con la prevención y el tratamiento de enfermedades crónicas no transmisibles debido a su capacidad antioxidante (Santiago-Saenz et al., 2019). No obstante, la composición nutrimental y el contenido de moléculas bioactivas pueden modificarse durante su procesamiento.

La comparación entre el quelite cenizo (*Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*) y el huauzontle (*Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*; Wilson & Heiser) permite identificar diferencias en su composición química y en sus propiedades nutricionales entre una especie silvestre y una cultivada. Asimismo, resulta relevante evaluar el

efecto del modo de consumo (crudo o cocido) y del proceso de secado (lío-filización u horno con flujo de aire) sobre dichos compuestos.

De acuerdo con el estudio realizado por Jiménez Oliver (2022) sobre el quelite cenizo, se reportó que la inflorescencia liofilizada cruda presentó una mayor concentración de compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y taninos condensados (Jiménez Oliver, 2022). En dicho estudio se identificaron 23 compuestos fenólicos, de los cuales ocho correspondieron a ácidos fenólicos y quince a flavonoides; entre ellos destaca la rutina, un diglucósido con propiedades antioxidantes capaz de secuestrar radicales hidroxilo ($\bullet\text{OH}$). Asimismo, se identificaron catequina y quercetina, compuestos con capacidad para disminuir la citotoxicidad inducida por peróxido de hidrógeno (H_2O_2), además de kaempferol, ácido 4-hidroxibenzoico y naringina, entre otros (Zúñiga, 2011).

El estudio de especies vegetales tradicionales resulta fundamental para el aprovechamiento de moléculas bioactivas con potencial aplicación en las industrias alimentaria, farmacéutica, química y cosmética, así como para la revalorización de recursos vegetales nativos y su contribución a la salud humana.

En este contexto, resulta relevante ampliar el conocimiento sobre el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de especies del género *Chenopodium*, así como evaluar el efecto del procesamiento sobre la estabilidad de estos compuestos bioactivos.

II. ANTECEDENTES

2.1. Orígenes prehispánicos. Tradición alimentaria

México posee una gran diversidad natural que incluye numerosas especies vegetales utilizadas como fuente de alimentación y que forman parte de las costumbres y tradiciones del país (Nallely R Román-Cortés et al., 2018). En las comunidades antiguas de México, la alimentación dependía en gran medida de la recolección de plantas silvestres. Estos recursos variaban según la zona geográfica, la disponibilidad y los ciclos reproductivos de los ecosistemas; por ello, el conocimiento del entorno y de la variabilidad ambiental era fundamental para identificar especies con mayor capacidad de adaptación.

Se ha documentado que algunas plantas desarrollaron tolerancia a diferentes condiciones ambientales, lo que favoreció su permanencia dentro de los sistemas alimentarios locales. En este contexto, el aprovechamiento y manejo de plantas comestibles silvestres a nivel local contribuyó a su posterior cultivo, evitando su eliminación y favoreciendo su crecimiento y disponibilidad. Entre estas plantas silvestres se encuentran los quelites. Por su parte, otras especies como el maíz, frijol y calabaza requirieron cambios biológicos más intensos para su reproducción fuera de su hábitat natural (McClung de Tapia et al., 2014).

En el pasado existió confusión entre especies de *Amaranthus* spp. y *Chenopodium* spp. debido a sus similitudes morfológicas. No obstante, diversas crónicas históricas designan como “huautli” a *Chenopodium* spp. y como “michihuatli” a *Amaranthus* spp. Estos cultivares autóctonos presentan variaciones en características morfológicas y en la pigmentación de tallos, hojas e inflorescencias (Wilson, 1990). Se ha sugerido que el huauzontle pudo estar conformado por especies domésticas de *Amaranthus* L. y *Chenopodium* L. Asimismo, este cultivo mexicano podría representar una población temprana de quinoa o bien una planta introducida al centro de México a partir de una especie andina. Aunque no es posible determinar con certeza el origen de estos cultivares mexicanos, es probable que hayan

evolucionado a partir de un ancestro de *Chenopodium berlandieri* Moq., y que su domesticación haya sido producto de procesos de selección humana desarrollados por las culturas precolombinas (Wilson & Heiser, 1979).

2.2. Origen de plantas silvestres, cultivadas y domesticadas

Comprender la evolución de los cultivos es fundamental para la conservación de la biodiversidad y constituye una base importante para la mejora de especies vegetales (Bazile et al., 2013). Existe evidencia de que durante el Holoceno inició el cultivo de algunas plantas mediante la agricultura, lo que dio origen a un agroecosistema denominado milpa, definido como un sistema de cultivo en el que coexisten diversas plantas utilizadas con diferentes propósitos, como alimentarios, medicinales y ornamentales. La propagación intencionada hace referencia al cultivo de plantas, mientras que la domesticación implica cambios genéticos derivados de procesos de selección humana (McClung de Tapia et al., 2014). Las sociedades humanas seleccionaban granos o frutos con base en características como el tamaño, la dispersión de semillas, la pérdida de latencia, el tamaño de la inflorescencia, la sensibilidad a cambios en el fotoperiodo o la reducción de compuestos tóxicos, entre otros rasgos (Bazile et al., 2013). No obstante, la falta de registros arqueológicos dificulta fechar con precisión el inicio de la domesticación de plantas mesoamericanas (McClung de Tapia et al., 2014).

Se ha reportado que, desde el periodo Formativo hasta el Posclásico, diversos géneros vegetales como *Amaranthus*, *Opuntia* Mill., *Myrtillocactus* Console, *Chenopodium*, *Phaseolus* L., *Salvia* L., *Zea mays* L., *Portulaca* L., *Crataegus* L. y *Physalis* L. formaron parte de los sistemas alimentarios del centro de México en la época prehispánica (McClung de Tapia et al., 2014).

Los quelites pueden clasificarse como plantas silvestres o cultivadas, dependiendo del manejo que reciban, y suelen encontrarse asociados a los campos de cultivo. En la comunidad otomí de San Pedro Temoaya, Estado de México, se reportó que las especies con mayor frecuencia de consumo e importancia cultural son

Chenopodium berlandieri var. *berlandieri* y *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (Balcázar-Quñones et al., 2020). La recolección de plantas silvestres o su cultivo en parcelas, huertos familiares y/o comunitarios puede contribuir a mejorar el estado nutricional de grupos vulnerables (Manzanero-Medina et al., 2020).

2.2.1. Quelites

Los quelites se definen como plantas herbáceas cuyas hojas, tallos e inflorescencias se consumen en estado tierno o inmaduro como verduras. El término deriva del náhuatl y significa “hierba tierna comestible” (Viesca-González et al., 2022). Estas plantas se consumen en gran parte del país, principalmente por grupos étnicos. Crecen en zonas cálido-húmedas, en regiones áridas y semiáridas, así como en climas templados. En muchos casos crecen como “malezas” asociadas a otros cultivos, por lo que históricamente han sido eliminadas y consideradas de bajo valor económico. No obstante, poseen un alto aporte nutrimental y contribuyen a la dieta con aromas, colores, sabores y texturas características (Castro Lara, 2011). Los quelites son alimentos de temporada cuya disponibilidad depende de factores como el clima, la calidad del suelo y el manejo agrícola que reciben (Basurto-Peña et al., 1998). Además, suelen ser alimentos económicos, de amplia disponibilidad, con gran importancia en la alimentación tradicional y con buena tolerancia a condiciones de sequía (Viesca-González et al., 2022).

Entre los quelites más comunes se encuentran la verdolaga u oreja de ratón (*Portulaca oleracea* L.), el quintonil blanco o rojo (*Amaranthus* spp.), el quelite cenizo (*Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*) y el huauzontle (*Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*), entre otros (CONABIO, 2023).

El consumo de quelites puede ser en forma cruda o cocida; su preparación es un aspecto importante para la disponibilidad y aprovechamiento de sus compuestos bioactivos. Además, los procesos de cocción contribuyen a mejorar la digestibilidad y la palatabilidad, así como a reducir la presencia de algunas sustancias potencialmente tóxicas. La cocción puede realizarse mediante hervor, asado, fritura,

guisado o al vapor (Basurto-Peña et al., 1998). Asimismo, el efecto del tratamiento térmico sobre el perfil fenólico y la capacidad antioxidante depende de factores como la temperatura y el tiempo de exposición (Li et al., 2024). Los quelites también pueden clasificarse según el grado de manejo humano. Algunas especies crecen de manera espontánea y son recolectadas como plantas silvestres, mientras que otras son toleradas o fomentadas dentro de los sistemas agrícolas tradicionales, e incluso cultivadas en huertos familiares, parcelas o invernaderos (Viesca-González et al., 2022). Entre los quelites de mayor importancia alimentaria en el centro de México destacan especies del género *Chenopodium*, como el quelite cenizo y el huauzontle, las cuales poseen compuestos bioactivos de interés nutricional.

2.3. El género *Chenopodium* y su importancia alimentaria

Los quelites del género *Chenopodium* (incluyendo *C. berlandieri*) son alimentos que generalmente se consumen frescos, ya que no suelen someterse a métodos de conservación y, por lo tanto, su disponibilidad está asociada a la estacionalidad. La preparación de estos quelites es variada y tiene como finalidad mejorar su digestibilidad y palatabilidad. Entre las formas de consumo más comunes se encuentran la cocción en agua hirviendo, el asado, la fritura, el guisado o la cocción al vapor (Basurto-Peña et al., 1998).

Estas plantas son hierbas de sabor ligeramente amargo; sin embargo, en la actualidad el quelite cenizo está siendo sustituido en algunos contextos por el huauzontle debido a su sabor menos intenso (Castro Lara, 2011). Ambas especies se consumen en diversos platillos tradicionales mexicanos, principalmente en la región centro del país. Pueden prepararse cubiertas con huevo y acompañadas de salsa de tomate, en caldos o moles, rellenas de queso, en empanadas, tacos, tamales, sopas, quesadillas o incluso como ensaladas (Linares et al., 2019). Además, aportan a la dieta una amplia variedad de aromas, colores y sabores característicos (Santiago-Saenz et al., 2019).

De acuerdo con la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*, conocido como “quelite cenizo”, es una hierba erecta que puede alcanzar entre 40 cm y 2 m de altura. Presenta un tallo simple o ramificado de color verde claro. Sus hojas son láminas foliares de forma rómbico-ovalada y su inflorescencia puede ser densa o laxa, con numerosas flores agrupadas en glomérulos compactos organizados en espigas paniculadas. El fruto se encuentra total o parcialmente encerrado en el perianto. El quelite cenizo pertenece al reino *Plantae*, subreino *Tracheobionta*, superdivisión *Spermatophyta*, división *Magnoliophyta*, clase *Equisetopsida* y subclase *Magnoliidae*. Esta especie es nativa de México y se distribuye en diversos estados del país, entre ellos Baja California, Campeche, Chihuahua, Ciudad de México, Durango, Nuevo León, Oaxaca, Sonora y Veracruz (Mondragón Pichardo et al., 2009).

Por su parte, *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) es una hierba erecta cuyo nombre común se asocia con el término náhuatl que significa bleto o tallo. Presenta un tallo prominente, cilíndrico y surcado; sus hojas son alternas, triangulares, onduladas y pecioladas. La forma de las hojas es variable y el borde de las inferiores suele ser dentado. De acuerdo con la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2023; la inflorescencia está dispuesta en panoja, presenta color verde y puede ser laxa, intermedia o compacta. Esta especie se cultiva principalmente en estados del centro del país, donde Puebla destaca como el principal productor de huauzontle, con aproximadamente el 96 % de la producción nacional (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2021; Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2017).

En México se consumen diversas plantas nativas que representan una alternativa alimentaria económica y rica en compuestos fenólicos. Entre las hortalizas más consumidas en el centro del país se encuentran especies del género *Chenopodium* spp., las cuales son reconocidas por su contenido de compuestos fenólicos como los ácidos cafeico, gálico, vainílico, siríngico, *p*-hidroxibenzoico y ferúlico (Navarro-

Cortez et al., 2023). Debido a su presencia en estas especies vegetales, los compuestos fenólicos han despertado un creciente interés científico por sus posibles efectos benéficos en la salud humana.

2.3.1. Composición nutrimental

El huauzontle y el quelite cenizo aportan proteínas, aminoácidos, minerales (Ca, Mg y Zn), vitaminas (E y C) y fibra dietética. Además, son una fuente importante de compuestos bioactivos, entre los que se encuentran ácidos fenólicos (como el ácido cafeico y el ácido ferúlico), flavonoides (quercetina y kaempferol), carotenoides, ácido α -linolénico y betalaínas con capacidad antioxidante (Santiago-Saenz et al., 2019). El consumo de quelites con propiedades antioxidantes se ha asociado con beneficios para la salud debido a su contenido nutracéutico y funcional (Balcázar-Quñones et al., 2020).

Las plantas del género *Chenopodium* presentan una amplia diversidad de compuestos bioactivos, entre los que destacan ácidos fenólicos y flavonoides como quercetina, kaempferol, ácido vainílico y rutina (Santiago-Saenz et al., 2019). Investigaciones recientes han identificado y cuantificado en *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* compuestos como ácido gálico, ácido clorogénico, ácido ferúlico y miricetina, entre otros (Jiménez Oliver, 2022). La composición de compuestos fenólicos puede variar dependiendo de la especie, el tejido vegetal analizado y las condiciones de procesamiento. Entre los compuestos bioactivos presentes en estas especies, los compuestos fenólicos han despertado un especial interés científico debido a su actividad antioxidante y a sus posibles efectos benéficos en la salud.

2.4. Compuestos fenólicos

Para mantener la homeostasis y su adecuado desarrollo fisiológico, las plantas producen diversos compuestos, conocidos como metabolitos secundarios, a través de complejas vías metabólicas en respuesta a diferentes estímulos ambientales. Este metabolismo secundario permite a las plantas responder a condiciones adversas generadas por factores bióticos y abióticos. La acumulación de metabolitos secundarios proporciona protección y contribuye al mantenimiento de funciones fisiológicas esenciales, como el crecimiento y la reproducción. Diversos estudios han demostrado que condiciones moderadas de estrés pueden tener un efecto positivo en la calidad de los cultivos. Factores como la escasez de agua, el exceso de salinidad o la deficiencia de nutrimentos pueden estimular el metabolismo secundario y favorecer la síntesis de estos compuestos, principalmente compuestos fenólicos (Nicolas-Espinosa et al., 2023).

Los compuestos fenólicos se caracterizan por poseer al menos un anillo aromático unido a uno o más grupos hidroxilo (-OH) (Salomon et al., 2021). Presentan una gran diversidad estructural que abarca desde moléculas simples hasta polímeros complejos (Sun & Shahrajabian, 2023). Estos compuestos pueden encontrarse en forma libre o conjugada, ya sea como compuestos solubles, esterificados, eterificados o glicosilados, así como en formas insolubles unidas a componentes estructurales de la pared celular. Los fenoles simples suelen localizarse en las vacuolas de las células vegetales, mientras que los fenoles esterificados se encuentran unidos covalentemente a azúcares, ácidos grasos o ácido glucurónico mediante enlaces éster. Por su parte, los compuestos fenólicos insolubles pueden estar asociados a estructuras más complejas como hemicelulosa, celulosa o proteínas estructurales (Shahidi & Hossain, 2023). En la naturaleza, estos compuestos suelen encontrarse conjugados con unidades de azúcares u otros compuestos, como lípidos, aminas y ácidos carboxílicos (Lama-Muñoz & Contreras, 2022). Los compuestos fenólicos se producen como respuesta a diferentes tipos de estrés biótico y abiótico, como el ataque de patógenos o depredadores, la radiación

ultravioleta, las variaciones de temperatura y las condiciones de suelos pobres en nutrientes (Sun & Shahrajabian, 2023; Tarasevičienė et al., 2023). Además, su composición y concentración pueden variar dependiendo de factores como el genotipo de la planta, las condiciones estacionales, el uso de agroquímicos y las características geográficas del lugar de cultivo (Liu et al., 2022).

Estos compuestos han despertado un amplio interés científico debido a su relación con la prevención de enfermedades crónicas asociadas a procesos inflamatorios y al daño oxidativo provocado por radicales libres (Zagórska et al., 2022). En los alimentos de origen vegetal se pueden encontrar diversos tipos de compuestos bioactivos, entre ellos compuestos fenólicos, alcaloides, fitoesteres, carotenoides, compuestos organosulfurados y compuestos nitrogenados. Sin embargo, los compuestos fenólicos y los carotenoides son algunos de los más estudiados debido a su estrecha relación con la salud humana (Liu, 2013).

Además de sus posibles beneficios para la salud (Baker, 2022; Goławska et al., 2023; Navarro-Cortez et al., 2023), los compuestos fenólicos contribuyen al color, sabor y estabilidad de los alimentos. No obstante, durante los procesos de oxidación pueden formar quinonas, lo que ocasiona el desarrollo de coloraciones marrones como resultado de la acción de enzimas como la polifenol oxidasa y la peroxidasa. Debido a sus propiedades funcionales y bioactivas, estos compuestos también tienen aplicaciones potenciales en las industrias alimentaria, farmacéutica, química y cosmética (Lama-Muñoz & Contreras, 2022). Su capacidad antioxidante se debe principalmente a su habilidad para donar electrones o átomos de hidrógeno, lo que interfiere en la propagación de reacciones en cadena de tipo oxidativo (Navarro-Cortez et al., 2023; Sun et al., 2022).

Los compuestos fenólicos pueden clasificarse en hidrofílicos, localizados principalmente en las vacuolas celulares, e insolubles, que se encuentran asociados a la pared celular y generalmente unidos a polímeros formando macrocomplejos (Lama-Muñoz & Contreras, 2022). Hasta la fecha se han identificado cerca de 8000 compuestos fenólicos, de los cuales aproximadamente 4000 corresponden a

flavonoides (Rathod et al., 2023). Estos compuestos se encuentran ampliamente distribuidos en alimentos de origen vegetal como cacao, frutas, verduras, cereales integrales y té (Zeng et al., 2021). Debido a sus propiedades antioxidantes y a su relevancia nutricional, los compuestos fenólicos han sido ampliamente estudiados en diversas especies vegetales, incluyendo plantas del género *Chenopodium*, con el fin de comprender su papel en la calidad nutricional y funcional de los alimentos.

2.4.1. Clasificación de los compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos se agrupan en cinco subgrupos principales: ácidos fenólicos (derivados de ácidos hidroxibenzoicos e hidroxicinámicos), flavonoides (flavonas, flavanonas, isoflavonas, flavonoles, flavan-3-oles y antocianidinas), cumarinas, estilbenos y lignanos. Estos compuestos se sintetizan principalmente a partir de la ruta del ácido shikímico, responsable de la formación de ácidos aromáticos, y de la ruta del ácido malónico (Nurzyńska-Wierdak, 2023). La biosíntesis de estos compuestos inicia con la conversión de carbohidratos derivados de la glucólisis y de la vía de las pentosas fosfato en corismato, el cual actúa como precursor de aminoácidos aromáticos como triptófano y fenilalanina. Posteriormente, estos compuestos pueden dar origen a diferentes fenilpropanoides mediante la acción de enzimas como la fenilalanina amonio liasa (PAL), considerada una enzima clave en la biosíntesis de compuestos fenólicos (Nicolas-Espinosa et al., 2023). La vía fenilpropanoide constituye una de las principales rutas metabólicas responsables de la biosíntesis de numerosos compuestos fenólicos en plantas. Entre los principales grupos de compuestos fenólicos presentes en los alimentos de origen vegetal destacan los ácidos fenólicos y los flavonoides, los cuales presentan diversas estructuras químicas y propiedades biológicas.

2.4.1.1. Ácidos fenólicos

Los ácidos fenólicos se caracterizan por presentar un anillo aromático unido a uno o más grupos hidroxilo y un grupo carboxilo. Estos compuestos se clasifican en dos

categorías principales: derivados de ácidos hidroxibenzoicos (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.) y derivados de ácidos hidroxicinámicos (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.) (Sánchez y García Figueroa, 2022). Rara vez se encuentran en forma libre como agliconas; por lo general, están conjugados con azúcares, ácidos orgánicos u otros compuestos mediante enlaces éster o glicosídicos (Rathod et al., 2023). En tejidos vegetales como semillas, piel y hojas se ha observado una alta concentración de ácidos fenólicos en forma ligada (Shi et al., 2022).

Los derivados de ácidos hidroxibenzoicos presentan una estructura básica conformada por siete átomos de carbono (C6–C1) (Sun & Shahrajabian, 2023). Estos compuestos se encuentran frecuentemente formando parte de estructuras complejas como ligninas y taninos hidrolizables. También pueden presentarse como derivados de azúcares y ácidos orgánicos, y suelen encontrarse asociados a componentes estructurales de la pared celular, como proteínas y polisacáridos (Liu, 2013).

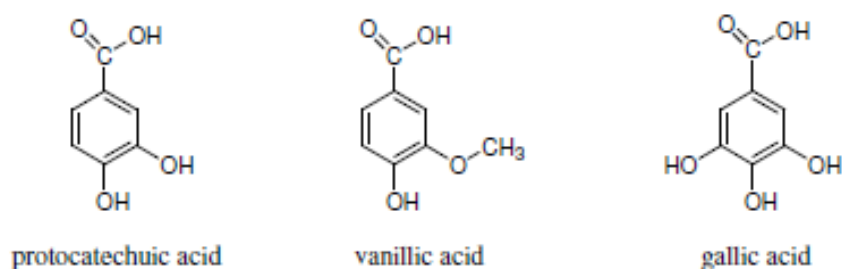


Figura 1. Ácidos hidroxibenzoicos

Por su parte, los derivados de ácidos hidroxicinámicos se encuentran comúnmente asociados a la pared celular de semillas y otros tejidos vegetales mediante enlaces éster con polímeros estructurales como celulosa y lignina (Liu, 2013). Estos compuestos presentan una cadena lateral insaturada (CH=CH) unida al grupo carboxílico. La presencia del doble enlace C=C favorece la resonancia del sistema aromático, lo que contribuye a incrementar su capacidad antioxidante (Godlewska-Żyłkiewicz et al., 2020). Además, participan en la biosíntesis de componentes

estructurales de la pared celular y contribuyen a la protección de la planta frente a condiciones adversas como la presencia de metales pesados, el estrés hídrico y la deficiencia de minerales como nitrógeno y fósforo (Nicolas-Espinosa et al., 2023). Diversos procesos tecnológicos aplicados a los alimentos, como el tratamiento térmico, la congelación, la fermentación y la pasteurización, pueden favorecer la liberación de ácidos fenólicos previamente unidos a la matriz vegetal (Liu, 2013). Entre los ácidos fenólicos más comúnmente identificados en especies vegetales del género *Chenopodium* se encuentran el ácido cafeico, ferúlico, gálico y clorogénico, los cuales contribuyen de manera importante a la actividad antioxidante de estos alimentos.

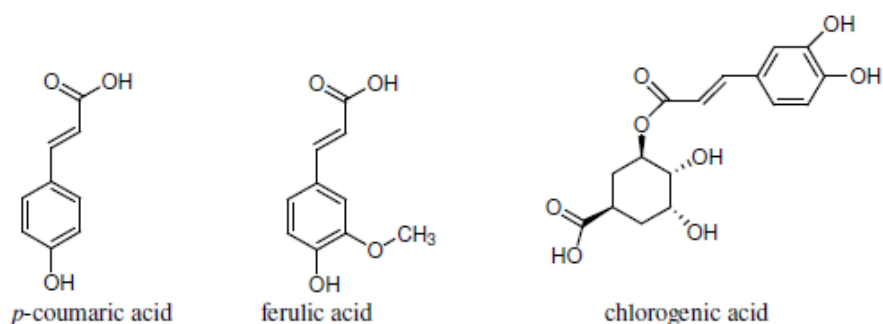


Figura 2. Ácidos hidroxicinámicos.

2.4.1.2. Flavonoides

Los flavonoides son compuestos fenólicos de bajo peso molecular formados por dos anillos aromáticos (anillos A y B) unidos por una cadena de tres átomos de carbono que generalmente forma un anillo heterocíclico oxigenado (anillo C), dando lugar a la estructura característica C6–C3–C6 (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.). Estos compuestos se encuentran comúnmente conjugados en formas glucosiladas o esterificadas, aunque también pueden presentarse como agliconas. Los flavonoides contribuyen al color, sabor y aroma de diversos alimentos de origen vegetal, como frutas, verduras y cereales (Liu, 2013; Sun & Shahrajabian, 2023).

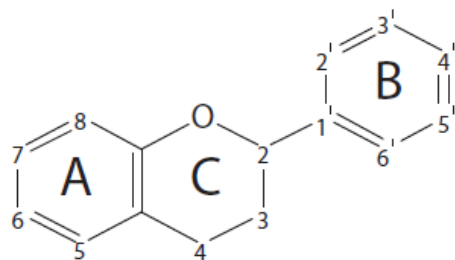


Figura 3. Estructura general del flavonoide.

Los flavonoides presentan una gran diversidad de patrones de sustitución y modificaciones estructurales en el anillo C, lo que permite clasificarlos en diferentes subgrupos, entre ellos flavonas, flavonoles, isoflavonas, flavan-3-oles, antocianidinas y flavanonas (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.) (Baker, 2022). Esta clasificación se basa en características estructurales específicas, como la posición de los grupos hidroxilo, la presencia del grupo carbonilo en el carbono C4, y la presencia o ausencia de dobles enlaces en el anillo C. Por ejemplo, los flavonoles y las antocianidinas presentan un grupo hidroxilo en C3; los flavonoles, flavonas y flavanonas poseen un grupo carbonilo en C4; mientras que los flavonoles y flavonas presentan un doble enlace entre los carbonos C2 y C3 (Speisky et al., 2022).

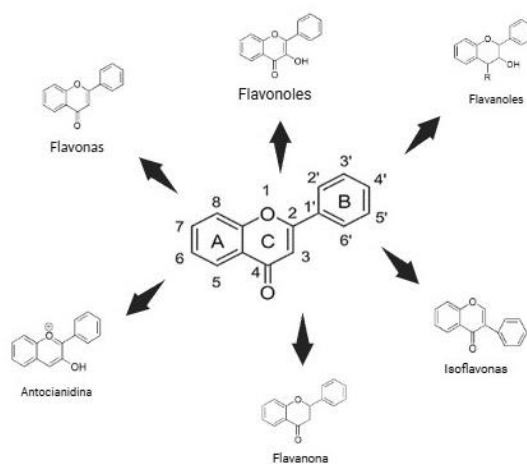


Figura 4. Clasificación de flavonoides.

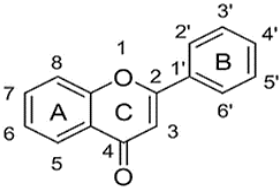
					
Subclase de flavonoides	C2=C3	C3-OH	C3=C4	C4=O	O1=C2
Flavonol	+	+	-	+	-
Flavanol	-	+	-	-	-
Flavona	+	-	-	+	-
Flavanonas	-	-	-	+	-
Antocianidinas	-	+	+	-	+

Figura 5. Clasificación de flavonoides por posición del grupo funcional. (modificada de Speisky et al., 2022)

Hasta la fecha se han identificado aproximadamente 9000 flavonoides. La ingesta dietaria de estos compuestos puede variar entre 20 y 500 mg por día, dependiendo del tipo de dieta y del consumo de alimentos ricos en compuestos fenólicos. Sin embargo, muchos flavonoides presentan baja biodisponibilidad, lo cual puede influir en su efecto nutricional. Las diferencias en su actividad biológica se atribuyen a sus características fisicoquímicas, como la capacidad de donar o aceptar átomos de hidrógeno, su polaridad y su estructura química (Baker, 2022).

El mecanismo antioxidante de los flavonoides se basa principalmente en su capacidad para neutralizar especies reactivas de oxígeno (ROS) mediante procesos de oxidación-reducción (Speisky et al., 2022). En particular, las antocianidinas son responsables de los pigmentos presentes en muchas plantas. La presencia de dobles enlaces entre los carbonos C2 y C3, junto con el grupo carbonilo en C4, favorece la actividad antioxidante de estos compuestos (Tian-yang et al., 2017).

Por otra parte, algunos polifenoles como los taninos y las ligninas se forman a partir de la polimerización de unidades fenólicas. Los taninos participan en reacciones de óxido-reducción y pueden contribuir a la protección de las plantas frente al estrés térmico y a la formación de radicales libres (Nicolas-Espinosa et al., 2023). Diversos flavonoides, como quercetina, kaempferol y rutina, han sido reportados en especies

del género *Chenopodium*, contribuyendo significativamente a su actividad antioxidante.

2.4.1.3. Taninos

Los taninos son polifenoles complejos sintetizados por las plantas, solubles en agua y presentes en diferentes órganos vegetales como hojas, frutos, semillas y corteza. Se clasifican en taninos hidrolizables y taninos condensados. Los taninos hidrolizables corresponden a ésteres de azúcares simples, mientras que los taninos condensados están formados por oligómeros o polímeros de unidades flavonoides, generalmente entre tres y ocho unidades (Eckardt et al., 2023).

Estos compuestos presentan un alto peso molecular y tienen la capacidad de formar complejos con proteínas mediante enlaces de hidrógeno o interacciones hidrofóbicas (da Silva Aguiar et al., 2023).

Además, los taninos poseen actividad antimicrobiana frente a diversas bacterias patógenas. Uno de sus mecanismos de acción consiste en la quelación de hierro, un elemento esencial para el crecimiento bacteriano, lo que limita su disponibilidad para los microorganismos. Asimismo, pueden alterar la estructura de la membrana celular bacteriana, aumentando su permeabilidad, e inhibir enzimas clave como proteasas, fosfolipasas, ureasas, neuraminidasas y colagenasas (Lobiuc et al., 2023). Los taninos condensados, también conocidos como proantocianidinas, son uno de los grupos de compuestos fenólicos frecuentemente cuantificados en estudios de actividad antioxidante en plantas comestibles.

2.5. Los compuestos fenólicos en la salud

Los compuestos fenólicos desempeñan un papel importante en las plantas al protegerlas frente a condiciones de estrés biótico y abiótico. En la dieta humana, su consumo se ha asociado con la prevención de diversas enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo y el envejecimiento, debido a su capacidad para modular diferentes vías de señalización molecular (Deepika & Maurya, 2022).

La actividad biológica de estos compuestos puede variar según la subclase a la que pertenecen. Por ejemplo, algunas flavonas e isoflavonas se han asociado con la prevención de distintos tipos de cáncer, lo que sugiere posibles aplicaciones terapéuticas. Asimismo, los flavan-3-oles han mostrado efectos positivos en procesos celulares y en la regulación de la actividad de linfocitos. La relación estructura-actividad proporciona información relevante sobre el papel de los grupos funcionales en los efectos biológicos de los flavonoides; entre los elementos estructurales más importantes destacan el grupo 4-carbonilo, el doble enlace C2=C3 y los patrones de hidroxilación en el anillo aromático (Baker, 2022). En general, estas características estructurales influyen en su actividad biológica, la cual incluye propiedades antioxidantes, antiinflamatorias, antifúngicas y antibacterianas (Sun & Shahrajabian, 2023).

Diversos estudios han señalado que los alimentos ricos en compuestos fenólicos presentan propiedades antioxidantes que pueden contribuir a la protección frente al daño oxidativo. No obstante, existe debate en torno al consumo de suplementos antioxidantes, ya que aunque podrían fortalecer el sistema antioxidante endógeno, su ingesta en dosis elevadas no siempre genera beneficios adicionales. En este sentido, se ha sugerido que el consumo de compuestos fenólicos no exceda aproximadamente 1 g por día a partir de la dieta (Navarro-Cortez et al., 2023). Debido a estas propiedades biológicas, los compuestos fenólicos presentes en plantas comestibles han despertado un creciente interés científico, particularmente en especies del género *Chenopodium*, donde su perfil fenólico y su capacidad antioxidante pueden verse influenciados por factores como el procesamiento y el método de preparación.

2.6. Antioxidantes y su clasificación

Los antioxidantes son compuestos capaces de prevenir, reducir o inhibir los procesos de oxidación. En la industria alimentaria se utilizan como estabilizadores y conservantes para evitar la degradación oxidativa de los alimentos, además de ser considerados compuestos beneficiosos para la salud (Muscolo et al., 2024).

Estos compuestos interrumpen las reacciones en cadena generadas por los radicales libres al neutralizarlos o mediante la quelación de metales que catalizan procesos oxidativos (Michalak, 2022).

Los antioxidantes pueden clasificarse de diferentes maneras, por ejemplo, en naturales o sintéticos; polares o no polares; enzimáticos o no enzimáticos; endógenos o exógenos; así como según su mecanismo de acción (Kotha et al., 2022). También pueden clasificarse de acuerdo con su naturaleza química, como compuestos fenólicos (fenilpropanoides y flavonoides), compuestos nitrogenados (alcaloides, glucosinolatos y glucósidos cianogénicos) y terpenos (Muscolo et al., 2024). La actividad antioxidante de estos compuestos se basa principalmente en tres mecanismos: transferencia de átomo de hidrógeno (HAT), transferencia de un solo electrón (SET) y quelación de metales (Figura 6) (Kotha et al., 2022).

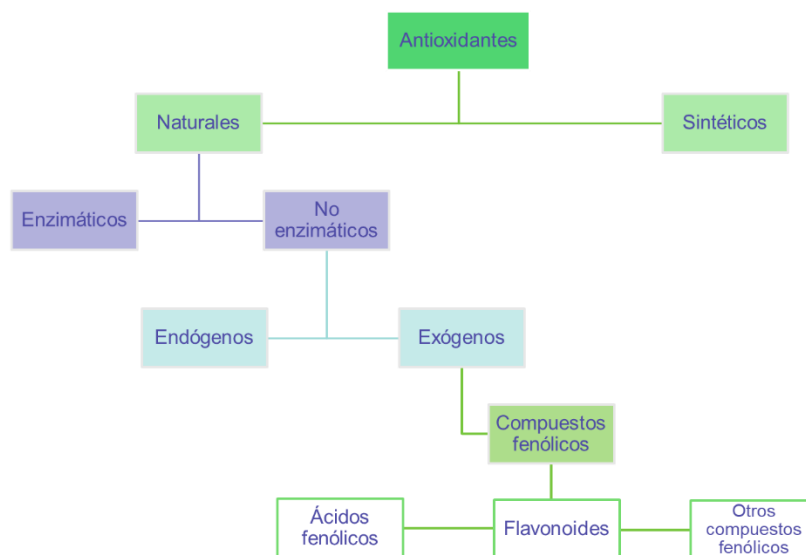


Figura 6. Clasificación de los antioxidantes (modificada de Kotha et al., 2022; Muscolo et al., 2024).

Estos mecanismos antioxidantes constituyen la base de diversos métodos analíticos utilizados para evaluar la capacidad antioxidante en alimentos y extractos vegetales, como los ensayos DPPH, FRAP y ABTS.

2.7. Radicales libres y estrés oxidativo

Un radical libre se define como una especie química altamente reactiva que posee uno o más electrones desapareados en su orbital externo, lo que le confiere una elevada reactividad y la capacidad de interactuar con diferentes compuestos orgánicos para alcanzar una mayor estabilidad. Las reacciones de óxido-reducción son fundamentales en el metabolismo celular y participan en diversos procesos fisiológicos, como la homeostasis, la señalización celular, el crecimiento, la diferenciación celular y las respuestas frente a procesos infecciosos (Muscolo et al., 2024; Zeng et al., 2021). La generación de radicales libres ocurre de manera constante en los organismos vivos, especialmente en procesos metabólicos asociados con la producción de energía. Cuando su producción supera la capacidad de los sistemas antioxidantes del organismo, se produce un estado conocido como estrés oxidativo. Este fenómeno puede provocar daño a diversas biomoléculas, como lípidos, proteínas y ácidos nucleicos, lo que puede derivar en alteraciones fisiológicas y patológicas relacionadas con diversas enfermedades y con el proceso de envejecimiento (Michalak, 2022).

El estrés oxidativo se define como un desequilibrio entre la producción de especies prooxidantes y la capacidad del sistema antioxidante para neutralizarlas. En particular, puede originarse por un exceso de compuestos prooxidantes o por una disminución en la respuesta de los sistemas antioxidantes (Muscolo et al., 2024). Este desequilibrio puede afectar el funcionamiento celular normal y se ha asociado con el desarrollo de diversas enfermedades, entre ellas enfermedades cardiovasculares, trastornos neurodegenerativos, cáncer, diabetes y procesos relacionados con el envejecimiento (Kotha et al., 2022). En este contexto, los compuestos antioxidantes presentes en los alimentos de origen vegetal, como los compuestos fenólicos, desempeñan un papel importante en la neutralización de especies reactivas de oxígeno y en la reducción del estrés oxidativo.

2.8. Procesamiento, tratamiento térmico y su impacto en los compuestos fenólicos

Tradicionalmente se considera que alimentos como las verduras conservan mejor sus propiedades nutrimentales cuando se consumen crudos (Nandasiri et al., 2023). No obstante, muchos quelites requieren algún tipo de preparación previa para facilitar su digestión, mejorar su sabor y, en algunos casos, favorecer el aprovechamiento de sus nutrimentos y compuestos bioactivos.

El procesamiento de los alimentos tiene diversos objetivos, entre ellos proporcionar estabilidad al producto, prolongar su vida útil, inactivar enzimas o microorganismos patógenos y mejorar la textura. Entre las técnicas más utilizadas se encuentran la cocción, el hervido, el horneado, el escaldado y la liofilización. Estos procesos pueden provocar cambios en las características físicas, químicas y nutricionales del producto, incluyendo la posible degradación o transformación de compuestos fenólicos. En consecuencia, cada método de procesamiento puede influir en la biodisponibilidad de estos compuestos y en la capacidad antioxidante de los alimentos de origen vegetal (Zagórska et al., 2022).

Diversos estudios han demostrado que ciertos tratamientos térmicos pueden incrementar la actividad antioxidante y la disponibilidad de compuestos bioactivos. Esto se debe, en parte, a la liberación de compuestos fenólicos previamente unidos a la matriz vegetal, lo que genera moléculas de menor peso molecular y mayor bioactividad. El calor puede modificar la estructura de la pared celular vegetal, facilitando la extracción de estos compuestos. Asimismo, puede inducir reacciones químicas como la descarboxilación y la reacción de Maillard, que pueden contribuir a la formación de compuestos con mayor capacidad antioxidante que la presente inicialmente. Sin embargo, la exposición prolongada a temperaturas elevadas también puede provocar la degradación de algunos compuestos fenólicos termosensibles (Zago et al., 2022). Por lo tanto, el estudio del efecto de diferentes métodos de procesamiento y tratamiento térmico sobre el contenido de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante en especies vegetales comestibles resulta

relevante para comprender cómo estas prácticas pueden modificar su valor nutrimental y funcional.

2.9. Mecanismo de reacción

De acuerdo con el tipo de reacción química involucrada, los métodos para evaluar la actividad antioxidante se clasifican principalmente en aquellos basados en la transferencia de átomos de hidrógeno (HAT, *Hydrogen Atom Transfer*) y en la transferencia de un solo electrón (SET, *Single Electron Transfer*).

Los ensayos basados en el mecanismo HAT miden la capacidad de un antioxidante para neutralizar radicales libres mediante la donación de un átomo de hidrógeno. Por otro lado, los métodos basados en SET evalúan la capacidad de los antioxidantes para transferir un electrón y reducir especies oxidantes, como radicales libres, grupos carbonilo o iones metálicos.

También existen ensayos que combinan ambos mecanismos, conocidos como métodos mixtos. En estos casos, la actividad antioxidante se determina mediante la reducción o eliminación de un cromóforo estable, como el radical catión del ácido 2,2'-azinobis(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS^{•+}) o el radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH[•]). Entre los ensayos mixtos más utilizados se encuentran la prueba de DPPH y el ensayo de capacidad antioxidante equivalente a Trolox (TEAC), basado en el sistema ABTS/Trolox.

La reacción antioxidante produce cambios en la absorbancia asociados a la decoloración del cromóforo, lo que permite cuantificar la actividad antioxidante de las muestras. Además, factores como el pH del medio pueden influir de manera significativa en los resultados de estas determinaciones (Munteanu & Apetrei, 2021). Otros métodos ampliamente utilizados para evaluar la actividad antioxidante incluyen el ensayo FRAP (*Ferric Reducing Antioxidant Power*), basado en la capacidad de los antioxidantes para reducir iones férricos (Fe³⁺) a ferrosos (Fe²⁺).

2.9.1. Fenoles totales

Los fenoles totales se cuantifican comúnmente mediante el método de Folin-Ciocalteu, el cual se basa en la reducción del reactivo de Folin-Ciocalteu por compuestos fenólicos en un medio alcalino. Durante esta reacción, el complejo fosfomolibdico/fosfotúngstico se reduce y produce una coloración azul que puede medirse espectrofotométricamente a una longitud de onda de 765 nm.

Este método se considera un ensayo basado en el mecanismo de transferencia de un solo electrón (SET), relacionado con el poder reductor de los compuestos presentes en la muestra. El estándar de referencia más utilizado para la cuantificación es el ácido gálico, por lo que los resultados suelen expresarse como equivalentes de ácido gálico.

El método es relativamente sencillo, rápido y reproducible; sin embargo, puede presentar sobreestimaciones debido a la posible interferencia de otros compuestos reductores presentes en la muestra, como azúcares reductores y algunos aminoácidos (Munteanu & Apetrei, 2021). Los resultados de este ensayo suelen expresarse como miligramos de equivalentes de ácido gálico por gramo de muestra (mg GAE/g).

2.9.2. Flavonoides totales

Los flavonoides totales se determinan comúnmente mediante el método colorimétrico con cloruro de aluminio (AlCl_3). En este ensayo, la adición de una solución de AlCl_3 a la muestra permite la formación de complejos estables entre el aluminio y los flavonoides presentes. Posteriormente, la adición de hidróxido de sodio (NaOH) provoca un cambio de coloración de naranja a rojo-rosado, cuya intensidad se mide espectrofotométricamente a una longitud de onda de 510 nm (Shi et al., 2022). Los resultados generalmente se expresan como miligramos de equivalentes de quercetina por gramo de muestra (mg QE/g).

2.9.3. Taninos

La cuantificación de taninos, particularmente de taninos condensados, puede realizarse mediante el método propuesto por Deshpande y Cheryan (1987). Este método se basa en la reacción de condensación entre la vainillina y las proantocianidinas (taninos condensados) en un medio ácido.

En estas condiciones, la vainillina protonada actúa como un electrófilo débil que reacciona con el anillo aromático de los flavonoides presentes en las proantocianidinas, formando un complejo coloreado cuya intensidad puede determinarse espectrofotométricamente (Hontangas, 2020). Los resultados generalmente se expresan como miligramos de equivalentes de catequina por gramo de muestra (mg CE/g).

2.10. Actividad antioxidante

Los compuestos fenólicos presentan capacidad antioxidante, la cual se define como el potencial de un compuesto o sustancia para inhibir o retrasar la oxidación de un sustrato (Benítez-Estrada et al., 2020).

La capacidad antioxidante depende del número de grupos hidroxilo presentes en la molécula, así como de su posición dentro de la estructura química. Entre los principales mecanismos antioxidantes se encuentran: (1) la eliminación de radicales libres, favorecida por la presencia de dobles enlaces en el anillo fenólico; (2) la activación de enzimas antioxidantes o la inhibición de enzimas generadoras de radicales libres; (3) la inhibición de la síntesis de radicales libres; y (4) la quelación de metales, lo que reduce la toxicidad de iones metálicos de transición (Chen et al., 2023).

La capacidad antioxidante total se refiere al potencial de una sustancia para inhibir o retardar procesos oxidativos incluso en concentraciones relativamente bajas. La determinación de esta capacidad es útil para evaluar la calidad de los alimentos, estimar la cantidad de antioxidantes presentes en un sistema y estudiar la

biodisponibilidad de compuestos antioxidantes en el organismo (Benítez-Estrada et al., 2020). Sin embargo, la actividad antioxidante no puede medirse directamente, sino que se determina mediante ensayos que evalúan el efecto del antioxidante sobre un proceso de oxidación controlado (Munteanu & Apetrei, 2021).

En general, la capacidad antioxidante suele ser mayor en las semillas y en la cáscara de los frutos que en la pulpa, debido a la mayor concentración de compuestos fenólicos en estas estructuras (Shi et al., 2022). Asimismo, algunos flavonoides han mostrado una actividad antioxidante significativa, en ciertos casos comparable o incluso superior a la de antioxidantes conocidos como las vitaminas C y E (Baker, 2022). Los métodos utilizados para evaluar la actividad antioxidante suelen ser rápidos y accesibles, lo que ha favorecido su aplicación en estudios de alimentos y productos vegetales (Munteanu & Apetrei, 2021). En este contexto, la evaluación de la actividad antioxidante en especies vegetales comestibles permite comprender el potencial funcional de sus compuestos bioactivos y cómo factores como el procesamiento o el tratamiento térmico pueden modificar dichas propiedades.

2.11. Técnicas de determinación de actividad antioxidante

2.11.1. DPPH

El ensayo DPPH• evalúa la capacidad de un compuesto antioxidante para eliminar radicales libres. En general, los compuestos con un mayor número de grupos hidroxilo en su estructura presentan mayor capacidad para neutralizar radicales libres.

El DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) es un radical libre estable que se presenta como un polvo cristalino de color violeta oscuro. Es soluble en disolventes orgánicos como metanol y etanol, lo que permite su uso en ensayos espectrofotométricos para evaluar la actividad antioxidante de extractos vegetales. El radical DPPH• posee un electrón desapareado, por lo que puede aceptar un electrón o un átomo de hidrógeno proveniente de un antioxidante, reduciéndose a su forma no radical

(DPPH-H). Esta reacción provoca un cambio de color de violeta a amarillo, acompañado de una disminución en la absorbancia de la solución.

La variación en la absorbancia se mide espectrofotométricamente, generalmente a una longitud de onda cercana a 517 nm, lo que permite estimar la capacidad de eliminación de radicales libres de la muestra analizada (Jm et al., 2012)(Cespedes, 2021; Munteanu & Apetrei, 2021; Shi et al., 2022). Los resultados del ensayo DPPH suelen expresarse como porcentaje de inhibición del radical o como equivalentes de Trolox (TE).

2.11.2. FRAP

El ensayo FRAP (*Ferric Reducing Antioxidant Power*), o capacidad reductora del hierro, se realiza en condiciones ácidas (pH 3.6). Este método se basa en un mecanismo de transferencia de un solo electrón (SET) y mide la capacidad de los antioxidantes presentes en la muestra para reducir el hierro férrico (Fe^{3+}) a hierro ferroso (Fe^{2+}).

Durante la reacción, el ion férrico forma un complejo con TPTZ (2,4,6-tripiridil-s-triazina). Cuando ocurre la reducción a Fe^{2+} , se genera un complejo ferroso-TPTZ de color azul intenso, cuya absorbancia máxima se registra a 593 nm.

El medio ácido favorece la solubilidad del hierro y facilita la reacción de reducción, lo que incrementa la sensibilidad del método. En este sistema, el TPTZ actúa como un ligando que se coordina con los iones de hierro formando el complejo coloreado.

El método FRAP es considerado rápido, sencillo y reproducible, además de utilizar reactivos relativamente económicos y fáciles de preparar. Sin embargo, se reconoce que este ensayo no es completamente específico para compuestos antioxidantes, ya que también puede responder a otros compuestos reductores presentes en la muestra (Huet, 2017; Kotha et al., 2022; Munteanu & Apetrei, 2021; Shi et al., 2022). Los resultados del ensayo FRAP suelen expresarse como equivalentes de Fe^{2+} o equivalentes de Trolox.

2.11.3. TEAC

El ensayo TEAC (*Trolox Equivalent Antioxidant Capacity*) mide la capacidad de los antioxidantes presentes en una muestra para neutralizar el radical catiónico ABTS^{•+} (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)). Este método se basa en la cuantificación de la decoloración del radical ABTS^{•+}; a mayor decoloración, mayor capacidad antioxidante de la muestra.

Inicialmente, el radical ABTS^{•+} se genera mediante la oxidación del ABTS con persulfato de potasio, formando un cromóforo de color azul-verde con una absorbancia máxima alrededor de 734 nm. Cuando este radical interactúa con compuestos antioxidantes, se reduce nuevamente a su forma no radical (ABTS), lo que provoca una disminución en la intensidad del color de la solución.

El ensayo ABTS presenta varias ventajas analíticas, ya que permite evaluar la actividad antioxidante de compuestos tanto hidrofílicos como lipofílicos. Además, es un método reproducible y relativamente independiente del pH del medio. Asimismo, permite evaluar la actividad antioxidante de diversos compuestos fenólicos, incluyendo derivados de ácidos hidroxibenzoicos y otros metabolitos fenólicos presentes en matrices vegetales (Kotha et al., 2022; Kuskoski et al., 2005; Munteanu & Apetrei, 2021; Orjuela, 2015; Shi et al., 2022). Los resultados de este ensayo se expresan comúnmente como equivalentes de Trolox (TE).

2.12. Perfil fenólico y capacidad antioxidante de quelites

Los compuestos fenólicos identificados en los quelites pueden variar entre especies. Por ejemplo, en *Amaranthus hybridus* se han identificado ácidos fenólicos como ácido gálico, ácido clorogénico, ácido *p*-cumárico y ácido ferúlico. Por su parte, las plantas pertenecientes al género *Chenopodium* presentan diversos ácidos fenólicos y flavonoides, entre los que destacan quercetina, kaempferol, ácido vainílico y rutina.

Estudios recientes han identificado en *Chenopodium berlandieri* compuestos fenólicos que previamente no habían sido reportados, como ácido gálico, ácido clorogénico, ácido vainílico, ácido ferúlico, ácido siríngico y miricetina (Santiago-Saenz et al., 2019).

En general, la toxicidad asociada al consumo de compuestos fenólicos es baja cuando se ingieren en cantidades moderadas, debido a su limitada absorción intestinal y a su rápido metabolismo. No obstante, ingestas muy elevadas podrían interferir con la absorción de algunos nutrimentos, como el hierro, lo que potencialmente podría favorecer el desarrollo de anemia. Se ha estimado que los polifenoles podrían presentar efectos tóxicos cuando su consumo representa entre el 1 y el 5 % del total de la dieta; sin embargo, en condiciones normales de alimentación este nivel de ingesta es poco probable (Creus, 2004). Debido a esta diversidad de compuestos fenólicos y a su relación con la actividad antioxidante, el estudio del perfil fenólico en especies del género *Chenopodium* resulta de gran interés para comprender su valor nutrimental y funcional.

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Existe un creciente interés por investigar el efecto del procesamiento térmico sobre la composición fenólica y la actividad antioxidante de plantas comestibles tradicionales de México, como los quelites. Las plantas del género *Chenopodium berlandieri* son especies vegetales ampliamente consumidas en el territorio mexicano, a las cuales se les atribuyen diversas propiedades nutricionales y potenciales beneficios para la salud.

Las subespecies *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo) presentan diferencias morfológicas asociadas a su grado de manejo y domesticación. Estas diferencias pueden reflejar variaciones genéticas que, a su vez, podrían influir en su composición química y en la presencia de compuestos bioactivos. Sin embargo, existe información limitada sobre cómo estas diferencias, junto con el procesamiento de los alimentos, influyen en la calidad nutrimental, la conservación de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de ambas especies.

Diversos estudios han señalado que el método de secado puede influir en la cuantificación y estabilidad de los compuestos fenólicos, con un impacto directo en el perfil fenólico y en la capacidad antioxidante de los alimentos. Asimismo, se ha reportado que algunos tratamientos térmicos, como la cocción, pueden favorecer la liberación de compuestos bioactivos mediante la ruptura de estructuras celulares. No obstante, estos procesos también pueden provocar la degradación de moléculas termosensibles, dependiendo de las condiciones del tratamiento aplicado.

En este contexto, resulta necesario evaluar de manera comparativa el efecto del método de secado (liofilización y secado en horno) y del modo de preparación (crudo y hervido) sobre el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo), con el fin de identificar posibles diferencias en su composición nutrimental y en su potencial funcional.

La presente investigación contribuirá al conocimiento sobre la diversidad química de plantas comestibles tradicionales como el huauzontle y el quelite cenizo, así como al entendimiento del impacto del procesamiento de los alimentos en la cuantificación de compuestos fenólicos y en su actividad antioxidante. Además, los resultados generados podrán servir como base para la valorización nutracéutica de estas especies y para el fortalecimiento de estrategias alimentarias orientadas a la promoción de la salud.

IV. JUSTIFICACIÓN

Comparar el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de dos subespecies del género *Chenopodium berlandieri* permite profundizar en el conocimiento de las propiedades nutricionales y funcionales de plantas comestibles nativas de México que forman parte de la alimentación tradicional. Dado que el huauzontle y el quelite cenizo son consumidos tradicionalmente en diferentes regiones del país, la caracterización de sus compuestos fenólicos y de su capacidad antioxidante proporcionará información relevante para valorar su potencial nutracéutico y su posible contribución a la salud humana.

El método de secado constituye una etapa clave en la conservación y procesamiento de los alimentos, ya que puede modificar significativamente la composición química y la actividad biológica de los compuestos bioactivos. Evaluar el efecto de métodos como el secado en horno o la liofilización en ambas subespecies permitirá identificar qué procesos favorecen una mejor preservación de los compuestos fenólicos y de la capacidad antioxidante. Esta información resulta útil tanto para el ámbito científico como para su posible aplicación en el procesamiento y aprovechamiento de alimentos de origen vegetal.

Asimismo, el estudio comparativo entre una especie cultivada, *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle), y una silvestre, *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo), contribuye a comprender cómo el grado de manejo y domesticación puede influir en la composición química y en el potencial bioactivo de estas plantas. Esta información es relevante para la revalorización de los recursos vegetales tradicionales y para el fortalecimiento del conocimiento sobre la diversidad química de especies comestibles locales.

Finalmente, considerando que la nutrición desempeña un papel fundamental en la prevención de enfermedades crónicas no transmisibles, resulta necesario generar evidencia científica sobre el aporte nutrimental y funcional de especies nativas del país. Los resultados de este estudio podrán servir como base para futuras

investigaciones, así como para orientar a profesionales de la nutrición y áreas afines en la promoción de alimentos tradicionales con propiedades bioactivas, contribuyendo al rescate y aprovechamiento de la biodiversidad alimentaria de México. A pesar del consumo tradicional de estas especies, existe información limitada sobre el efecto de diferentes métodos de procesamiento en su perfil fenólico y capacidad antioxidante, particularmente en la comparación entre especies cultivadas y silvestres.

Se tiene la hipótesis de que el método de secado (liofilización y secado en horno) y el modo de preparación (crudo y hervido) influyen significativamente en el perfil fenólico y en la capacidad antioxidante de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo), debido a modificaciones en la estabilidad, liberación y degradación de los compuestos fenólicos presentes en estas especies.

V. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Comparar el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo), evaluando el efecto del método de secado y del modo de preparación en sus compuestos bioactivos.

5.2. Objetivos específicos

- Evaluar la composición química proximal de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* mediante dos métodos de secado: secado en horno y liofilización.
- Determinar el efecto del método de secado (horno y liofilización) y del modo de preparación (crudo y hervido) sobre el contenido de compuestos fenólicos en *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*.
- Cuantificar la capacidad antioxidante de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* mediante ensayos colorimétricos (DPPH, FRAP y TEAC).
- Identificar y cuantificar los compuestos fenólicos presentes mediante cromatografía líquida de ultra alta resolución acoplada a detector de arreglo de diodos y espectrometría de masas (UPLC-DAD-QToF-MS).
- Comparar el perfil fenólico y la capacidad antioxidante entre *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Diseño de estudio

El presente estudio se desarrolló mediante un diseño experimental de tipo comparativo y transversal. Se evaluaron los efectos de dos métodos de secado (secado en horno y liofilización) y dos formas de preparación (crudo y hervido). El diseño experimental correspondió a un arreglo factorial 2×2 , considerando como factores el método de secado y el modo de preparación. Las muestras vegetales fueron sometidas a combinaciones de ambos factores, generando cuatro tratamientos experimentales: crudo–liofilizado, crudo–horno, hervido–liofilizado y hervido–horno.

En cada tratamiento se evaluó el contenido de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* mediante métodos colorimétricos.

Posteriormente, los resultados obtenidos para *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* se compararon con los reportados para *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*, con el fin de identificar posibles diferencias asociadas al grado de manejo y domesticación de ambas especies. Asimismo, se determinó la composición química proximal de las muestras con el propósito de complementar su caracterización nutricional.

6.2. Material vegetal

La muestra de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* se obtuvo en el mercado Escobedo, ubicado en el estado de Querétaro, México. Posteriormente, las inflorescencias se separaron de las hojas y las muestras fueron sometidas a dos procesos de secado: (1) secado en horno con ventilación forzada a 40 °C y (2) liofilización a -55 °C y 1 Pa.

Las muestras secas se molieron y tamizaron utilizando un tamiz de 0.5 mm de tamaño de partícula. Posteriormente, se realizó una extracción con metanol al 80 %

(v/v). Los extractos obtenidos se liofilizaron y se almacenaron en un ultracongelador a -80°C , protegidos de la luz hasta su posterior análisis.

La muestra vegetal fue identificada por el curador Dr. Luis G. Hernández Sandoval y posteriormente depositada en el Herbario “Dr. Jerzy Rzedowski” (QMEX) de la Facultad de Ciencias Naturales de la Universidad Autónoma de Querétaro, con el número de voucher QMEX00007774.

6.3. Lugar de estudio

Los procesos de secado, molienda y preparación de muestras, así como la cuantificación de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos, además de la determinación de la capacidad antioxidante, se llevaron a cabo en el Laboratorio de Biología Celular y en el Laboratorio de Bromatología de la Facultad de Ciencias Naturales, Campus Juriquilla, de la Universidad Autónoma de Querétaro (UAQ).

6.4. Preparación de extractos

Para la extracción y determinación de los compuestos de interés se utilizó una mezcla metanol-agua (80:20, v/v) como sistema de solventes. Las muestras, tanto crudas como hervidas, fueron previamente secadas mediante secado en horno o liofilización.

Para la extracción de los compuestos fenólicos se empleó una relación sólido-solvente de 1:100 (peso/volumen). Se pesaron 5 g de muestra seca en polvo, los cuales se colocaron en un matraz Erlenmeyer protegido de la luz con papel aluminio. Posteriormente, se añadieron 500 mL de la mezcla metanol-agua al 80 % (v/v). Cada extracción se realizó por triplicado.

La mezcla se mantuvo bajo agitación constante durante 16 horas utilizando un agitador magnético. Posteriormente, los extractos se filtraron con papel filtro Whatman No. 1 y se concentraron mediante evaporación en rotavapor (Rotavapor

Büchi R-200). Los extractos fueron llevados a sequedad en aproximadamente 2 horas a una temperatura de 40 °C y una presión de vacío aproximada de 100 mmHg.

Los extractos concentrados fueron posteriormente liofilizados (Scientz-N Series Freeze Dryer, Ningbo Scientz Biotechnology Co., Ltd., Ningbo, Zhejiang, China) a -60 °C y una presión de vacío de 1 Pa. Finalmente, los extractos se almacenaron en tubos protegidos de la luz a una temperatura de -80 °C hasta su posterior análisis.

6.5. Análisis químico proximal

6.5.1. Determinación de humedad

La determinación del contenido de humedad en *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* se realizó mediante el método gravimétrico recomendado por la Asociación de Químicos Analíticos Oficiales (AOAC, 2000). Para ello, se secó previamente una cápsula de porcelana con tapa en una estufa eléctrica a 105 °C durante 24 horas. Posteriormente, la cápsula se transfirió a un desecador hasta su enfriamiento y se pesó en una balanza analítica (Precisa Instruments Ltd., modelo XT 120A, Suiza). A continuación, se pesaron 0.5 g de muestra y se distribuyeron de manera uniforme en la cápsula de porcelana. Las muestras se colocaron nuevamente en la estufa a 105 °C durante 24 horas. Transcurrido este tiempo, la cápsula con la muestra se trasladó al desecador hasta alcanzar temperatura ambiente. Posteriormente, la cápsula se pesó nuevamente para obtener el peso de la muestra seca.

El porcentaje de humedad se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{w_1 - w_2}{w_1} * 100$$

donde:

w_1 = peso de la muestra antes del secado (g)

w_2 = peso de la muestra después del secado (g)

6.5.2. Determinación de cenizas

La determinación del contenido de cenizas en *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* se realizó mediante el método gravimétrico recomendado por la Asociación de Químicos Analíticos Oficiales (AOAC, 2000). Para ello, se colocó previamente un crisol limpio en una mufla a 550 °C durante 8 horas, con el fin de eliminar posibles impurezas. Posteriormente, el crisol se transfirió a un desecador durante 1 hora para su enfriamiento y se pesó en una balanza analítica (Precisa Instruments Ltd., modelo XT 120A, Suiza). A continuación, se pesaron 0.5 g de muestra, los cuales se colocaron en el crisol y se introdujeron en la mufla (Felisa, modelo FE-340, México) a una temperatura de 550 °C durante 24 horas. Finalizado este periodo, el crisol con las cenizas se trasladó al desecador hasta alcanzar temperatura ambiente y posteriormente se pesó nuevamente.

El porcentaje de cenizas se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{\text{peso de cenizas}}{\text{peso de la muestra}} * 100$$

6.5.3. Determinación de proteínas

La determinación del contenido de proteínas se realizó mediante el método Kjeldahl. El análisis se efectuó por triplicado. Para ello, se pesaron 0.5 g de muestra, los cuales se colocaron en un tubo de digestión. Posteriormente, se adicionó el catalizador Kjeldahl y 15 mL de ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄). Asimismo, se preparó un blanco que contenía todos los reactivos, pero sin la adición de muestra.

Los tubos se colocaron en el digestor Kjeldahl (Foss, modelo KT 200 Kjeltec™, Dinamarca) y se sometieron al proceso de digestión a 420 °C durante 1.5 horas.

Una vez finalizada la digestión, los tubos se dejaron enfriar y posteriormente se añadieron 80 mL de agua destilada. Posteriormente, las muestras se colocaron en el sistema de destilación, donde se adicionaron 60 mL de hidróxido de sodio (NaOH) al 40 %. La mezcla se calentó durante 5 minutos para destilar el amoníaco (NH₃) generado. El amoníaco liberado se recolectó en un matraz Erlenmeyer que contenía 35 mL de ácido bórico (H₃BO₃) al 4 %. Finalmente, la solución obtenida se tituló con una solución estándar de ácido sulfúrico (H₂SO₄).

El porcentaje de proteína total se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$Proteína (\%) = (A - B) * N * 14.007 * 6.25$$

donde:

A = volumen gastado de H₂SO₄ en la muestra (mL)

B = volumen gastado de H₂SO₄ en el blanco (mL)

N = normalidad de H₂SO₄

14.007 uma = peso atómico del nitrógeno

6.25 = factor de conversión de nitrógeno en proteína

6.5.4. Determinación del extracto etéreo

La determinación del extracto etéreo se realizó mediante el método Soxhlet. El análisis se efectuó por triplicado. Para ello, se pesaron 0.5 g de muestra, los cuales se colocaron en papel filtro No. 4 y posteriormente en dedales de celulosa. Las tazas colectoras que contenían los lípidos extraídos fueron previamente pesadas. Posteriormente, se añadieron 75 mL de hexano como solvente de extracción. Los dedales de celulosa con la muestra y las tazas colectoras se colocaron en el equipo Soxhlet para iniciar el proceso de extracción. La extracción de lípidos se realizó a una temperatura aproximada de 140 °C durante 75 minutos. Posteriormente, las tazas con los lípidos extraídos se colocaron en una estufa a 50 °C durante 30 minutos con el fin de eliminar el solvente residual. A continuación, las tazas se

colocaron en un desecador hasta alcanzar temperatura ambiente y posteriormente se pesaron nuevamente.

El porcentaje de grasa se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Grasa (\%)} = \frac{(\text{peso de taza + grasa}) - (\text{peso de taza vacía})}{\text{peso de la muestra}} * 100$$

6.5.5. Determinación de fibra dietética total

La determinación del contenido de fibra dietética total se realizó mediante el método enzimático-gravimétrico recomendado por la Asociación de Químicos Analíticos Oficiales (AOAC, 2000). El análisis se efectuó por triplicado. Para ello, se pesó 1 g de muestra, la cual se sometió a digestión enzimática utilizando α -amilasa termoestable, seguida de tratamiento con proteasa y amiloglucosidasa, con el fin de eliminar almidones y proteínas presentes en la muestra. Posteriormente, se adicionaron cuatro volúmenes de etanol para precipitar los componentes solubles.

El residuo obtenido se filtró y se lavó sucesivamente con etanol al 78 %, etanol al 95 % y acetona. Posteriormente, el residuo se secó en una estufa a 70 °C durante 12 horas y finalmente se pesó para determinar la cantidad de fibra dietética total.

El contenido de fibra dietética total (FDT) se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$FDT = \frac{(\text{peso del residuo} - P - A)}{\text{peso de la muestra}} * 100$$

donde:

Peso del residuo = promedio de pesos residuo (mg) de las pruebas realizadas por triplicado

P y A = peso (mg) de proteína y ceniza presente en el residuo

Peso de la muestra = promedio de peso (mg) de las tres muestras realizadas

6.5.6. Determinación de hidratos de carbono

El contenido de hidratos de carbono se determinó por diferencia, utilizando los valores obtenidos en el análisis químico proximal de humedad, cenizas, proteína, lípidos y fibra dietética total. El cálculo se realizó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Hidratos de carbono (\%)} = 100 - (\% \text{ humedad} + \% \text{ cenizas} + \% \text{ proteína} + \% \text{ lípidos} + \% \text{ fibra})$$

6.6. Cuantificación fenólica

6.6.1. Compuestos fenólicos totales

La determinación de compuestos fenólicos totales se realizó mediante el método de Folin–Ciocalteu (FC). Este método fue desarrollado originalmente en 1927 y posteriormente optimizado por Singleton y Rossi (1965). El reactivo de Folin–Ciocalteu está compuesto por una mezcla de ácido fosfotúngstico ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) y ácido fosfomolibdico ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$). En condiciones alcalinas, los compuestos fenólicos presentes en la muestra reducen el reactivo de Folin–Ciocalteu mediante una reacción de transferencia de electrones. Como resultado se forma un complejo de color azul cuya absorbancia es proporcional a la concentración de compuestos fenólicos presentes en la muestra. La absorbancia máxima del complejo se registra aproximadamente entre 750 y 760 nm (Valenzuela, 2015).

Para la cuantificación de fenoles totales se preparó una curva de calibración utilizando ácido gálico como estándar, en concentraciones de 25, 50, 100, 150, 200, 250 y 300 $\mu\text{g/mL}$. Para el análisis, se tomó una alícuota del extracto (12.5 μL), la cual se ajustó a un volumen total de 50 μL con agua destilada. Posteriormente, se adicionaron 32 μL del reactivo de Folin–Ciocalteu (1 N) y 156 μL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) al 20 %. La mezcla se incubó en oscuridad durante 2 horas a temperatura ambiente. Para el control se añadieron todos los reactivos utilizados, pero sin la adición de muestra, sustituyendo el volumen correspondiente con agua

destilada. Transcurrido el tiempo de incubación, las muestras se analizaron mediante la medición de la absorbancia en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 750 nm. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado. Los resultados se expresaron como miligramos de equivalentes de ácido gálico por 100 g de extracto liofilizado (mg EAG/100 g EL).

6.6.2. Flavonoides totales

La determinación de flavonoides totales se realizó mediante el método colorimétrico con cloruro de aluminio (AlCl_3). Este método se basa en la formación de complejos estables entre el AlCl_3 y los flavonoides, particularmente mediante la interacción con el grupo ceto en la posición C-4 y los grupos hidroxilo en las posiciones C-3 y C-5 presentes en flavonas y flavonoles (Valenzuela, 2015).

Para la cuantificación de flavonoides totales se preparó una curva de calibración utilizando catequina como estándar, con concentraciones de 100, 200, 300, 500, 700, 900 y 1000 $\mu\text{g/mL}$. Para el análisis, se tomó una alícuota del extracto (31.25 μL) y se añadieron 156 μL de agua destilada. Posteriormente, se agregaron 9.4 μL de nitrito de sodio (NaNO_2) al 5 % y la mezcla se dejó reposar durante 6 minutos. A continuación, se añadieron 9.4 μL de cloruro de aluminio (AlCl_3) al 10 % y se dejó reposar nuevamente durante 5 minutos. Finalmente, se adicionaron 63 μL de hidróxido de sodio (NaOH , 1 M) y 35 μL de agua destilada para completar la reacción. Para el blanco se añadieron todos los reactivos utilizados, excepto el extracto de la muestra, sustituyendo el volumen correspondiente con agua destilada. La absorbancia de las muestras y de la curva de calibración se midió a una longitud de onda de 510 nm utilizando un espectrofotómetro. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado. Los resultados se expresaron como miligramos de equivalentes de (+)-catequina por 100 g de extracto liofilizado (mg EC/100 g EL).

6.6.3. Taninos condensados

La determinación de taninos condensados se realizó mediante el método de vainillina, propuesto por Deshpande y Cheryan (1987). Este método se basa en la reacción de condensación entre la vainillina y las proantocianidinas (taninos condensados) en un medio ácido. En estas condiciones, la vainillina protonada actúa como un electrófilo débil que reacciona con el anillo flavonoide de las proantocianidinas, formando un complejo coloreado que puede cuantificarse espectrofotométricamente (Hontangas, 2020).

Para la cuantificación de taninos condensados se preparó una curva de calibración utilizando catequina como estándar, con concentraciones de 0.1, 0.2, 0.4 y 0.8 µg/mL. Para el análisis de las muestras, se tomó una alícuota del extracto (40 µL), a la cual se añadieron 200 µL de una solución de vainillina al 1 % preparada en ácido clorhídrico (HCl) al 8 %. Posteriormente, la mezcla se incubó para permitir el desarrollo de la reacción. La absorbancia de las muestras y de la curva de calibración se midió a una longitud de onda de 492 nm utilizando un espectrofotómetro. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado. Los resultados se expresaron como miligramos de equivalentes de (+)-catequina por 100 g de extracto liofilizado (mg EC/100 g EL).

6.7. Determinación de capacidad antioxidante

6.7.1. DPPH

La capacidad antioxidante mediante el radical DPPH se determinó de acuerdo con el método descrito por Brand-Williams et al. (1995). Para ello, se pesaron 0.0015 g de DPPH y se disolvieron en 25 mL de metanol para preparar la solución radical. Se preparó una celda control con 20 µL de metanol y 200 µL de la solución de DPPH. El blanco se preparó con 20 µL de metanol y 200 µL de agua destilada. Para la determinación de la capacidad antioxidante, se mezclaron 20 µL de muestra con 200 µL de la solución de DPPH. La mezcla se dejó reaccionar durante 20 minutos

en oscuridad y posteriormente se midió la absorbancia a una longitud de onda de 520 nm utilizando un espectrofotómetro.

6.7.2. TEAC

La capacidad antioxidante equivalente a Trolox (TEAC) se determinó mediante el método descrito por Miller et al. (1996). En primer lugar, se preparó el radical ABTS^{•+} disolviendo 0.0038 g de ABTS (7 mM) en 1 mL de persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$). La solución se almacenó en refrigeración y en ausencia de luz durante 12 horas para permitir la formación del radical. Posteriormente, la solución se diluyó con metanol al 80 % hasta obtener una absorbancia de 0.7 ± 0.02 a 734 nm. Para el análisis, se colocaron 0.99 mL de la solución diluida de ABTS en un tubo Eppendorf y se añadieron 0.01 mL de muestra. La mezcla se agitó y, después de 6 minutos de reacción, se midió la absorbancia a 734 nm. Se prepararon también un blanco y un control siguiendo el mismo procedimiento. Los resultados se expresaron como μ moles equivalentes de Trolox por gramo de extracto liofilizado (μ mol ET/g EL).

6.7.3. FRAP (reducción férrica)

La capacidad antioxidante mediante el método FRAP se determinó de acuerdo con la metodología descrita por Benzie y Strain (1996). Para la preparación del buffer de acetato (pH 3.6), se disolvieron 1.55 g de acetato de sodio en 50 mL de agua destilada y posteriormente se añadieron 8 mL de ácido acético bajo campana de extracción. Posteriormente, se preparó una solución de cloruro férrico ($FeCl_3$) disolviendo 0.176 g en 20 mL de agua destilada. Asimismo, se preparó la solución de TPTZ disolviendo el reactivo en una solución de ácido clorhídrico (HCl). Para ello, se añadieron 330 μ L de HCl a 50 mL de agua destilada y se utilizó esta solución para preparar el complejo de 2,4,6-tri(2-piridil)-1,3,5-triazina (TPTZ). El reactivo FRAP se preparó mezclando buffer de acetato, TPTZ y $FeCl_3$ en una proporción de 10:1:1. Para el análisis, se pesaron 100 mg de muestra en un tubo Falcon y se

añadieron 5 mL de agua destilada. Posteriormente, la mezcla se incubó en baño maría a 60 °C durante 30 minutos. Tras enfriar a temperatura ambiente, se añadieron 20 mL adicionales de agua destilada y la mezcla se agitó utilizando un vortex. Para la reacción, se preparó un control con 20 µL de metanol y 200 µL del reactivo FRAP. El blanco se preparó con 20 µL de metanol y 200 µL de agua destilada. La muestra se preparó mezclando 20 µL de extracto con 200 µL del reactivo FRAP. La mezcla se incubó durante 30 minutos en oscuridad a temperatura ambiente y posteriormente se midió la absorbancia a 593 nm. Los resultados se expresaron como µmoles equivalentes de Trolox por gramo de extracto liofilizado (µmol ET/g EL).

6.8. Identificación y cuantificación por UPLC-DAD-Q-ToF MS

Para La identificación y cuantificación de compuestos fenólicos se realizó mediante cromatografía líquida de ultra alta resolución (UPLC) acoplada a un detector de arreglo de diodos (DAD) y a espectrometría de masas con analizador de tiempo de vuelo cuadrupolar (Q-ToF MS). Esta técnica permite la separación cromatográfica de los compuestos presentes en la muestra y su posterior identificación mediante la determinación de su relación masa/carga (m/z) generada durante el proceso de ionización. El sistema UPLC es una técnica cromatográfica que utiliza columnas de menor tamaño de partícula y opera a altas presiones, lo que permite obtener una mayor eficiencia de separación, mejor resolución y menores tiempos de análisis en comparación con la cromatografía líquida de alta resolución convencional (HPLC) (Hontangas, 2020).

Para la preparación de las muestras, se pesaron 0.5 g del extracto liofilizado y se incubaron durante 1 hora a temperatura ambiente bajo agitación constante en 4 mL de una mezcla metanol:agua (50:50, v/v). Posteriormente, el pH de la solución se ajustó a 2 mediante la adición de ácido clorhídrico (HCl). Las muestras se centrifugaron a 1500 × g durante 10 minutos y se recuperó el sobrenadante. Posteriormente, los residuos se lavaron con 4 mL de una mezcla acetona:agua (70:30, v/v), se incubaron nuevamente durante 1 hora bajo agitación constante y se

centrifugaron en las mismas condiciones descritas previamente. Los sobrenadantes obtenidos se combinaron y se secaron al vacío utilizando un concentrador SpeedVac (Savant, Thermo Fisher Scientific, MA, EE. UU.). Finalmente, los extractos se re-suspendieron en 200 μ L de metanol. Para el análisis cromatográfico, se inyectaron 2 μ L de muestra en el sistema UPLC equipado con una columna de fase reversa BEH Acquity C18 (2.1 $\times$ 100 mm, 1.7 μ m) mantenida a 35 °C. La separación cromatográfica se llevó a cabo utilizando como fase móvil A agua con 0.1 % de ácido fórmico y como fase móvil B acetonitrilo, con un flujo de 0.5 mL/min.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Resultados de análisis químico proximal

El análisis químico proximal de hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle), secadas mediante horno o liofilización, incluyó la determinación de humedad, cenizas, lípidos, proteínas, fibra e hidratos de carbono. Los resultados obtenidos se presentan en el **Cuadro 1**.

Cuadro 1. Análisis químico proximal (%) de hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) en base seca.

	Inflorescencia Liofilizada	Inflorescencia Horno	Hoja Liofilizada	Hoja Horno
Humedad	4.89 ± 0.02 ^a	3.15 ± 0.02 ^b	4.67 ± 0.03 ^c	4.76 ± 0.00 ^d
Cenizas	11.69 ± 0.07 ^a	12.77 ± 0.07 ^b	13.99 ± 0.08 ^c	13.37 ± 0.11 ^d
Proteína	27.76 ± 0.31 ^a	28.32 ± 0.33 ^a	27.43 ± 0.03 ^a	28.77 ± 0.15 ^b
Grasa	3.59 ± 0.17 ^a	3.56 ± 0.07 ^a	2.75 ± 0.02 ^b	2.88 ± 0.08 ^b
Fibra	7.32 ± 0.69 ^a	7.16 ± 0.88 ^a	6.96 ± 1.01 ^a	6.85 ± 0.72 ^a
Hidratos de carbono	44.76 ± 0.30 ^a	45.04 ± 0.43 ^a	44.21 ± 0.86 ^a	43.37 ± 0.68 ^a

Los resultados se expresan como media ± desviación estándar (n = 3). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey-Kramer, p < 0.05). IL: inflorescencia liofilizada; IH: inflorescencia secada en horno; HL: hoja liofilizada; HH: hoja secada en horno.

7.1.1. Humedad

El porcentaje promedio de humedad determinado en las muestras de huauzontle fue de 4.37 ± 0.82 % en base seca. El coeficiente de variación (CV) fue menor al 1 %, lo que indica una excelente precisión analítica y alta repetibilidad del método. La humedad residual observada fue baja, lo cual es esperado en muestras sometidas a procesos de secado. El análisis de varianza (ANOVA) mostró diferencias significativas (p < 0.05) entre los tratamientos evaluados, lo que indica que el método de secado influyó en el contenido de humedad. El secado en horno produjo un menor contenido de humedad debido a la aplicación directa de calor y a la eliminación más eficiente del agua libre. En contraste, la liofilización presentó

valores ligeramente mayores de humedad residual, posiblemente asociados con la preservación de la estructura celular y la retención de agua ligada en la matriz vegetal.

Asimismo, se observaron diferencias entre las partes de la planta. La inflorescencia presentó una mayor variabilidad en comparación con las hojas, las cuales mostraron valores más homogéneos. Este comportamiento sugiere que la capacidad de retención de agua durante el secado difiere entre los tejidos vegetales, lo que podría relacionarse con diferencias estructurales y funcionales entre hojas e inflorescencias.

La Figura 7 muestra la comparación del contenido de humedad entre *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo), considerando las diferencias entre partes de la planta (hoja e inflorescencia), tipo de secado (horno o liofilización) y forma de consumo (cruda o hervida).

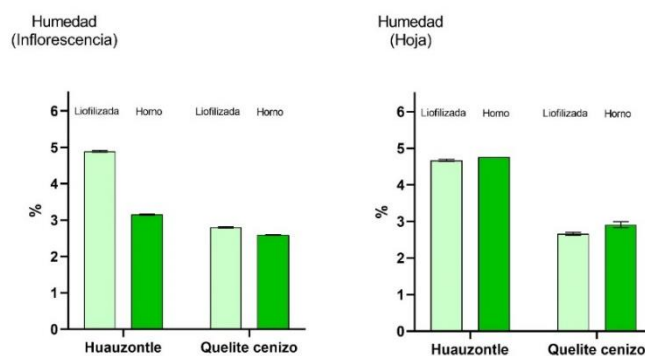


Figura 7. Determinación de humedad en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.

Los resultados muestran que la inflorescencia liofilizada del huauzontle presentó el mayor contenido de humedad (4.89 ± 0.02 %) en comparación con la inflorescencia del quelite cenizo (2.91 ± 0.08 %). Estos valores son comparables con los reportados por Román-Cortés et al. (Nallely R. Román-Cortés et al., 2018), quienes reportaron contenidos de humedad de 3.8 % en huauzontle, 4.4 % en quintoniles y 1.3 % en verdolaga, entre otras hortalizas.

7.1.2. Cenizas

El contenido de cenizas representa la fracción mineral de la muestra. El promedio de cenizas obtenido fue de 12.95 ± 0.98 % en base seca, con un coeficiente de variación inferior al 1 %, lo que indica una alta precisión analítica.

Las hojas de huauzontle presentaron un contenido de cenizas mayor en comparación con las inflorescencias. Asimismo, el método de secado influyó en los resultados obtenidos. Las hojas liofilizadas mostraron un contenido significativamente mayor de cenizas en comparación con las secadas en horno, mientras que en las inflorescencias se observó el comportamiento inverso. Estas diferencias podrían explicarse por la función fisiológica de cada órgano vegetal. Las hojas son el principal sitio de fotosíntesis y metabolismo mineral, por lo que tienden a acumular mayores concentraciones de minerales. En contraste, las inflorescencias están orientadas principalmente a procesos reproductivos. El análisis estadístico mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.05$). La Figura 8 presenta la comparación del contenido de cenizas entre huauzontle y quelite cenizo.

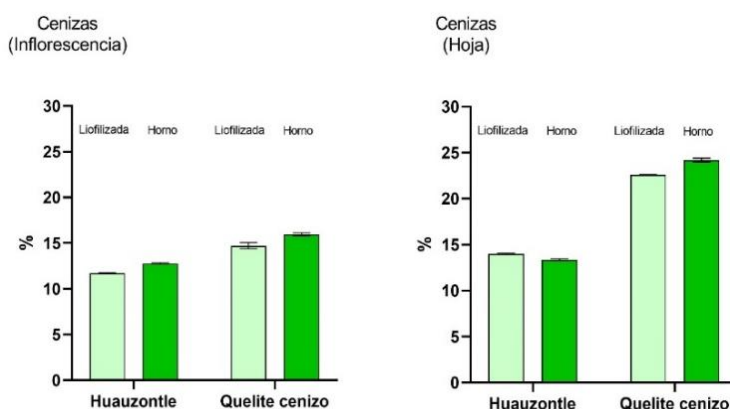


Figura 8. Determinación de cenizas en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.

El quelite cenizo presentó un contenido de cenizas mayor (24.19 ± 0.22 %) en comparación con el huauzontle (13.99 ± 0.08 %). Estos resultados coinciden con los reportados por Román-Cortés et al. (Nallely R. Román-Cortés et al., 2018),

quienes encontraron contenidos de cenizas de 17.3 % en huauzontle, 17.6 % en quintoniles, 27.9 % en romeritos y 17.9 % en verdolaga.

7.1.3. Lípidos

El contenido promedio de lípidos en las muestras de huauzontle fue de 3.19 ± 0.44 % en base seca. Las inflorescencias presentaron un mayor contenido lipídico en comparación con las hojas. Esto podría relacionarse con la función reproductiva de la inflorescencia, ya que los tejidos reproductivos suelen acumular mayores cantidades de lípidos como reserva energética. El análisis estadístico indicó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos asociados al tipo de secado; sin embargo, no se observaron diferencias significativas relacionadas con la parte de la planta analizada.

La Figura 9 presenta la comparación del contenido de lípidos entre huauzontle y quelite cenizo. La inflorescencia del huauzontle presentó el mayor contenido de lípidos (3.59 ± 0.17 %) en comparación con la inflorescencia del quelite cenizo (1.06 ± 0.05 %). Valores similares han sido reportados por Román-Cortés et al. (Nallely R. Román-Cortés et al., 2018), quienes determinaron contenidos de lípidos de 2.8 % en huauzontle, 2.7 % en quintoniles, 2.8 % en romeritos y 4.1 % en verdolaga.

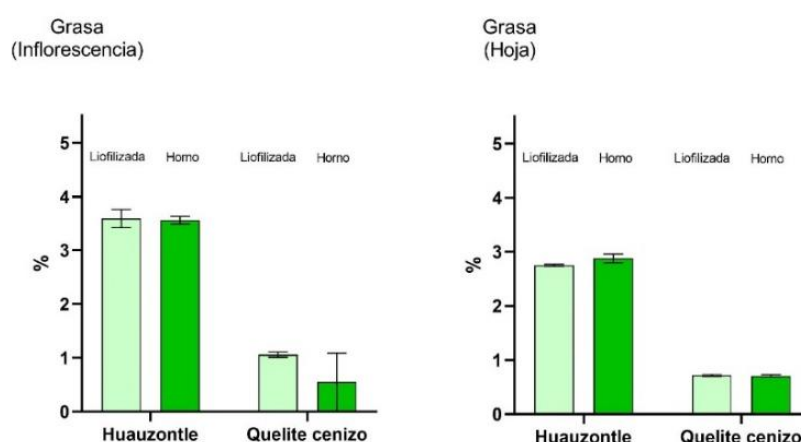


Figura 9. Determinación de lípidos en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.

7.1.4. Proteínas

El contenido promedio de proteína fue de 28.07 ± 0.14 % en base seca, con coeficientes de variación bajos, lo que indica buena precisión analítica. Se observaron diferencias entre los métodos de secado. La muestra con mayor contenido de proteína correspondió a hoja secada en horno, seguida de hoja liofilizada. En la inflorescencia, los valores se mantuvieron dentro del mismo rango.

El análisis estadístico mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre la hoja secada en horno y los demás tratamientos. La Figura 10 presenta la comparación del contenido de proteína entre huauzontle y quelite cenizo.

El huauzontle presentó mayor contenido proteico (28.07 ± 0.59 %) en comparación con el quelite cenizo (23.36 ± 0.43 %). Estos resultados son comparables con los reportados por Román-Cortés et al. (Nallely R. Román-Cortés et al., 2018), quienes reportaron 23.1 % de proteína en huauzontle.

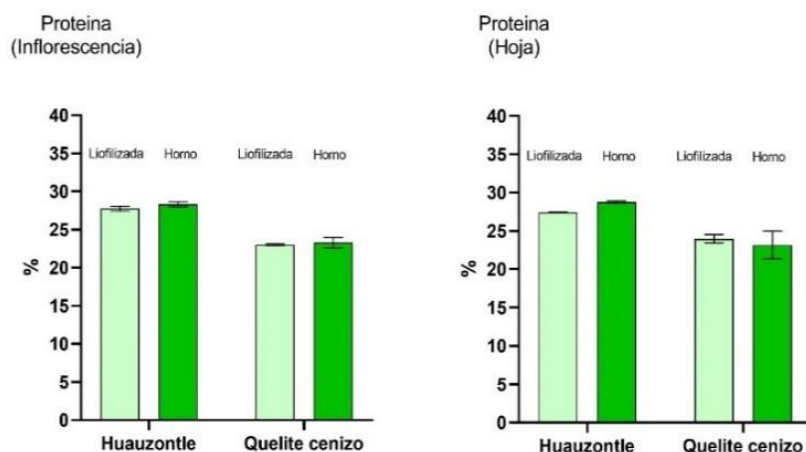


Figura 10. Determinación de proteína en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.

7.1.5. Fibra e hidratos de carbono

El contenido promedio de fibra fue de 7.07 ± 0.21 %, con coeficientes de variación entre 9–15 %, valores considerados aceptables para determinaciones de fibra dietética total. No se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los

tratamientos de secado. El contenido promedio de hidratos de carbono fue de 44.34 ± 0.25 % en base seca, sin diferencias significativas entre las distintas preparaciones. Este comportamiento sugiere que la estructura de la pared celular se mantiene relativamente estable frente a los tratamientos de secado. Las inflorescencias liofilizadas mostraron un mayor contenido de fibra, mientras que las hojas secadas en horno presentaron el menor valor.

Las Figuras 11 y 12 presentan la comparación del contenido de fibra e hidratos de carbono entre huauzontle y quelite cenizo.

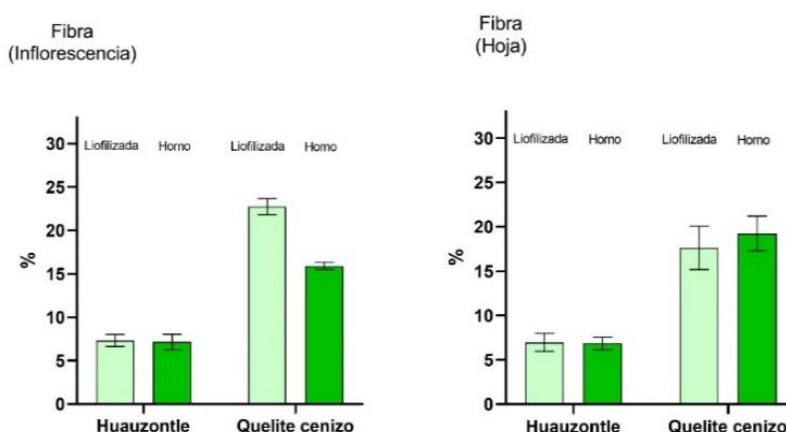


Figura 11. Determinación de fibra en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.

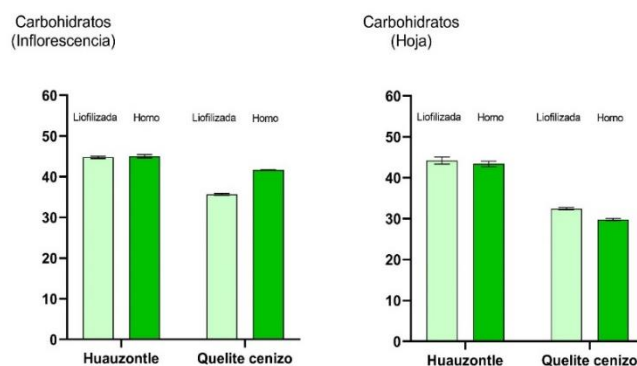


Figura 12. Cálculo de hidratos de carbono en hojas e inflorescencias de huauzontle y quelite cenizo.

El quelite cenizo presentó un mayor contenido de fibra y un menor contenido de hidratos de carbono en comparación con el huauzontle. Esto podría explicarse por

la mayor proporción de tejidos estructurales presentes en las hojas del quelite cenizo, los cuales contienen mayores cantidades de celulosa, hemicelulosa y lignina. En contraste, el huauzontle presenta una mayor proporción de estructuras reproductivas, lo que favorece la acumulación de hidratos de carbono como reservas energéticas.

7.1.6. Interpretación global del análisis químico proximal

El análisis químico proximal de hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo) mostró diferencias significativas en su composición bromatológica dependiendo de la especie, la parte de la planta y el método de secado empleado.

El huauzontle presentó un mayor contenido de proteína, mientras que el quelite cenizo mostró mayores niveles de fibra. Estas diferencias coinciden con lo reportado en otras especies del género *Chenopodium* y otras hortalizas tradicionales (Román-Cortés et al., 2018; Navarro-Cortez et al., 2023).

En general, el análisis químico proximal proporciona información fundamental sobre la composición nutrimental y estructural de las muestras vegetales, lo cual permite interpretar de manera más adecuada los resultados obtenidos en la determinación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante.

Asimismo, la estabilidad observada en las determinaciones de fibra e hidratos de carbono indica que los tratamientos de secado no modificaron significativamente la estructura de la pared celular. Por lo tanto, las variaciones observadas posteriormente en el contenido de compuestos fenólicos y en la capacidad antioxidante podrían atribuirse principalmente a procesos de liberación, concentración o transformación de compuestos bioactivos, más que a degradación estructural del tejido vegetal.

7.2. Resultados compuestos fenólicos

Los resultados obtenidos en la evaluación de compuestos fenólicos evidenciaron la presencia de metabolitos con capacidad antioxidante en hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*. Estos compuestos se encontraron en concentraciones variables según la parte de la planta y el tratamiento aplicado, lo cual fue evaluado mediante técnicas espectrofotométricas que permitieron su cuantificación total.

El contenido de compuestos fenólicos mostró variaciones entre los órganos analizados (hojas e inflorescencias) y entre los diferentes tratamientos aplicados. En particular, los resultados de fenoles totales, flavonoides totales y taninos condensados mostraron diferencias asociadas con el método de secado y el tratamiento térmico empleado.

En los Cuadros 2, 3 y 4 se presentan los resultados correspondientes a fenoles totales, flavonoides totales y taninos condensados en hojas e inflorescencias liofilizadas o secadas mediante horno, tanto en estado crudo como hervido, de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*.

7.2.1. Fenoles totales

Los resultados de compuestos fenólicos totales se presentan en el Cuadro 2. El análisis estadístico mediante ANOVA, seguido de la prueba de Tukey ($p < 0.05$), evidenció diferencias significativas entre la parte de la planta y los tratamientos aplicados.

Cuadro 2. Compuestos fenólicos totales (mg EAG/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas.

Secado y tratamiento térmico				
Parte de la planta	Liofilizada Cruda	Liofilizada Hervida	Horno Cruda	Horno Hervida

Inflorescencia	28.15 ± 1.97 ^a	26.06 ± 1.74 ^b	22.42 ± 0.41 ^c	17.68 ± 0.85 ^d
Hoja	23.97 ± 0.11 ^c	26.91 ± 0.86 ^a	26.46 ± 0.52 ^{a,b}	24.94 ± 0.68 ^{b,c}

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (ANOVA, prueba post hoc de Tukey, $p < 0.05$).

La inflorescencia mostró concentraciones más elevadas de fenoles totales que la hoja, particularmente en la muestra liofilizada cruda. En contraste, las muestras secadas en horno presentaron valores menores, lo que sugiere que la combinación del tratamiento térmico y el secado con calor favorece la degradación o transformación de estos compuestos.

En las hojas, el patrón observado fue ligeramente distinto. Los valores más altos de fenoles totales se registraron en la hoja liofilizada hervida, seguida de la hoja secada en horno cruda. La hoja liofilizada cruda presentó valores ligeramente menores. Estos resultados sugieren que los tratamientos térmicos moderados pueden favorecer la liberación de compuestos fenólicos ligados a la matriz vegetal.

Al analizar los promedios generales, la inflorescencia liofilizada presentó un mayor contenido de fenoles totales en comparación con la secada en horno. En las hojas, las diferencias entre los métodos de secado fueron menos marcadas. En conjunto, estos resultados sugieren que la liofilización favorece la conservación de compuestos fenólicos, mientras que en las hojas el efecto del secado podría también influir en la liberación o transformación de compuestos ligados. Estos hallazgos concuerdan con lo reportado por Navarro-Cortez et al. (Navarro-Cortez et al., 2023), quienes evaluaron la composición fenólica y la capacidad antioxidante de diferentes plantas cultivadas en México y sus mezclas. En dicho estudio, *Portulaca oleracea* y *Chenopodium album* presentaron contenidos elevados de compuestos fenólicos totales, con valores de 10.1 ± 0.26 y 10.2 ± 0.31 mg EAG/g, respectivamente.

Asimismo, (Tarasevičienė et al., 2023) evaluaron el contenido de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante en diferentes órganos de *Urtica dioica* y reportaron 21.60 mg EAG/g en partes aéreas y 11.71 mg EAG/g en raíces. Estos resultados respaldan la idea de que la distribución de los compuestos fenólicos varía según el órgano vegetal analizado.

Por su parte, (Santiago Saenz et al., 2018) señalaron que el contenido de compuestos fenólicos puede variar en función de la ubicación geográfica, la etapa de desarrollo y la edad de la planta al momento de la recolección. Además, mencionan que el contenido fenólico tiende a incrementarse durante las fases activas de crecimiento y a disminuir conforme la planta madura.

7.2.2. Flavonoides totales

Cuadro 3. Flavonoides totales (mg EC/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas.

Secado y tratamiento térmico				
Parte de la planta	Liofilizada Cruda	Liofilizada Hervida	Horno Cruda	Horno Hervida
Inflorescencia	11.87 ± 0.46 ^a	9.91 ± 1.50 ^b	11.57 ± 1.56 ^a	7.95 ± 1.00 ^b
Hoja	11.53 ± 0.84 ^a	10.32 ± 0.28 ^b	11.28 ± 0.31 ^a	9.78 ± 0.12 ^c

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (ANOVA, prueba post hoc de Tukey, $p < 0.05$).

Los resultados correspondientes a flavonoides totales se muestran en el Cuadro 3. El análisis estadístico reveló diferencias significativas entre los tratamientos evaluados (ANOVA, Tukey, $p < 0.05$). En general, las muestras liofilizadas presentaron un contenido ligeramente mayor de flavonoides totales en comparación con las secadas en horno.

En la inflorescencia, los valores más altos se observaron en la muestra liofilizada cruda, seguida de la muestra secada en horno cruda, mientras que el valor más bajo se registró en la muestra secada en horno y hervida. Esta disminución sugiere que los flavonoides presentes en la inflorescencia son sensibles a la combinación de calor y tratamiento térmico. También es posible que la estructura de la inflorescencia sea menos resistente o que contenga compuestos más susceptibles a degradación.

En el caso de las hojas, los valores más altos también se registraron en la muestra liofilizada cruda, seguida de la muestra secada en horno cruda. Por su parte, el contenido en la muestra liofilizada hervida y en la muestra secada en horno y hervida disminuyó. En términos generales, las muestras crudas presentaron mayores concentraciones de flavonoides que las sometidas a hervido, lo cual podría relacionarse con la solubilización de estos compuestos en el agua de cocción o con transformaciones inducidas por la temperatura.

En el mismo estudio, (Navarro-Cortez et al., 2023), reportaron que *Chenopodium album* y *Portulaca oleracea* presentaron 9.1 ± 0.18 mg QE/g, mientras que *Amaranthus tricolor* alcanzó 15.4 ± 0.1 mg QE/g de flavonoides totales. Estos antecedentes son consistentes con la presencia importante de flavonoides en especies vegetales de consumo tradicional.

7.2.3. Taninos condensados

Cuadro 4. Taninos condensados (mg EC/100g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas.

Secado y tratamiento térmico				
Parte de la planta	Liofilizada Cruda	Liofilizada Hervida	Horno Cruda	Horno Hervida
Inflorescencia	0.72 ± 0.11^a	0.71 ± 0.08^a	0.86 ± 0.19^b	0.82 ± 0.02^b
Hoja	0.90 ± 0.15^a	0.60 ± 0.07^b	0.61 ± 0.11^b	0.50 ± 0.14^b

Los resultados son la media de 3 repeticiones $\pm$ una desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (ANOVA, prueba post hoc de Tukey, $p < 0.05$).

Los resultados de taninos condensados se presentan en el Cuadro 4. El análisis estadístico indicó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados (ANOVA, Tukey, $p < 0.05$). El contenido de taninos condensados fue ligeramente mayor en la inflorescencia en comparación con las hojas. En estas últimas, el contenido disminuyó cuando las muestras fueron sometidas a secado en horno y posteriormente hervidas.

Aunque la muestra con mayor contenido de taninos condensados fue la hoja liofilizada cruda, estos compuestos disminuyeron cuando se aplicaron procesos de hervido o secado en horno. El hervido puede reducir el contenido de taninos condensados, lo cual podría mejorar la calidad nutricional del alimento, dado que estos compuestos pueden comportarse como factores antinutricionales al interactuar con proteínas y minerales, formando complejos insolubles que reducen su biodisponibilidad. No obstante, también poseen actividad antioxidante; por ello, su reducción podría representar un balance entre menor efecto antinutricional y posible disminución funcional.

Los trabajos de (Navarro-Cortez et al., 2023; Santiago-Saenz et al., 2018; Tarasevičienė et al., 2023), no profundizan en la cuantificación de taninos condensados, aunque sí coinciden en señalar la presencia de compuestos fenólicos y la necesidad de profundizar en su caracterización.

7.2.4. Comparación entre huauzontle y quelite cenizo

En las Figuras 13, 14 y 15 se presentan los resultados de la comparación entre *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*, considerando hojas e inflorescencias liofilizadas o secadas mediante horno, en estado crudo y hervido.

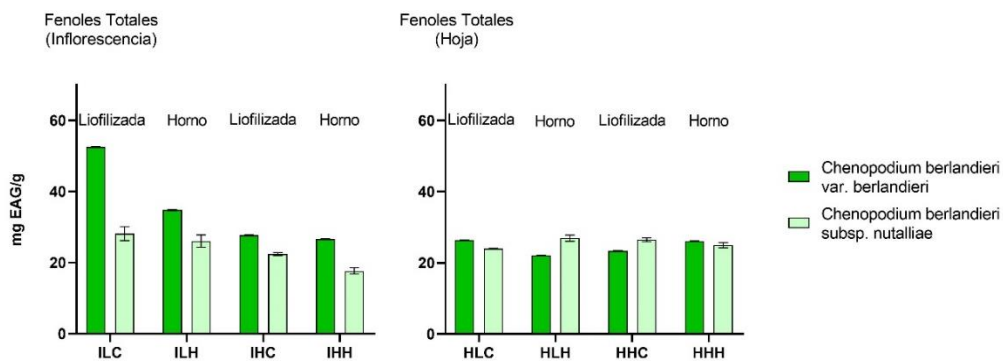


Figura 13. Compuestos fenólicos totales (mg EAG/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas y hervidas.

Los resultados de la comparación entre huauzontle y quelite cenizo en la cuantificación de fenoles totales indican que ambos presentan un comportamiento similar en la inflorescencia, donde se observa una disminución en el contenido fenólico conforme la muestra es sometida a calor.

La inflorescencia fue la parte de la planta con mayor concentración de estos compuestos, especialmente cuando fue liofilizada, es decir, deshidratada sin exposición directa a calor adicional. El contenido de fenoles totales fue significativamente mayor en el quelite cenizo (52.52 mg EAG/g) en comparación con el huauzontle (28.15 mg EAG/g), lo que sugiere diferencias genéticas, fisiológicas y estructurales entre ambas entidades botánicas.

En ambas matrices vegetales se observó una disminución del contenido fenólico tras la aplicación de tratamientos térmicos, lo que indica sensibilidad de estos compuestos al calor. En las hojas se observó una tendencia similar, aunque las diferencias entre los tratamientos fueron menos marcadas que en la inflorescencia.

Estos resultados coinciden con lo reportado por (Vargas-Madriz, Luzardo-Ocampo, et al., 2023), quienes encontraron que las muestras liofilizadas crudas presentaron valores significativamente mayores ($p < 0.05$) de fenoles totales en comparación con las muestras secadas en horno. En particular, las inflorescencias liofilizadas crudas mostraron los valores más altos. Los autores también reportaron que, en

muestras secadas por horno, el hervido condujo a un incremento del contenido fenólico, mientras que en muestras liofilizadas la cocción mostró una ligera disminución.

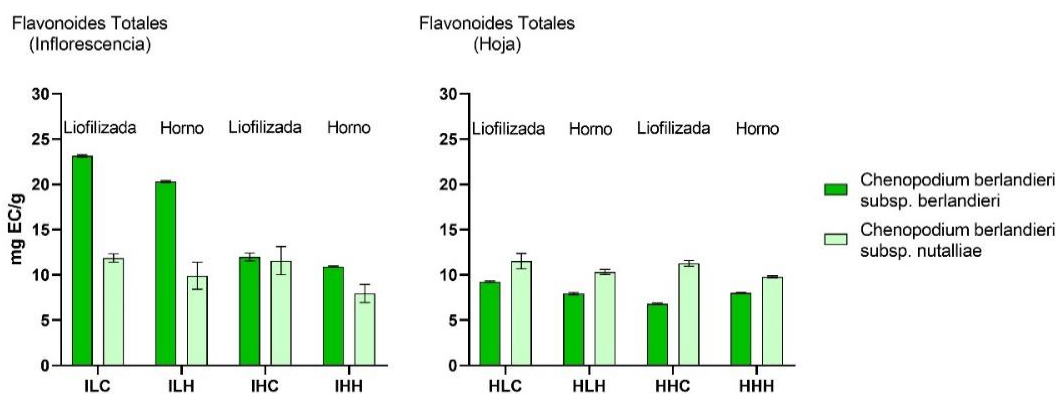


Figura 14. Flavonoides totales (mg EC/ g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas y hervidas.

La comparación entre huauzontle y quelite cenizo mostró nuevamente que la inflorescencia liofilizada presentó la mayor cantidad de flavonoides totales, con una disminución progresiva conforme se aplicó calor, ya fuera durante el secado en horno o mediante hervido. El estudio de (Vargas-Madriz, Luzardo-Ocampo, et al., 2023) reportó que la concentración de flavonoides totales fue mayor en muestras liofilizadas que en aquellas secadas en horno. Los autores señalan que la liofilización preserva mejor estos compuestos, y que la diferencia es más marcada en la inflorescencia que en las hojas, lo cual coincide con lo observado en este estudio.

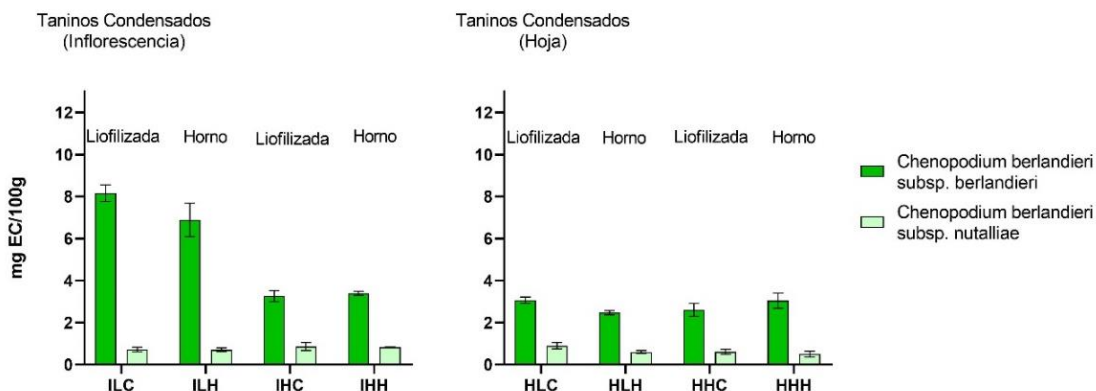


Figura 15. Taninos Condensados (mg EC/100g EL) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas y hervidas.

En concordancia con lo reportado para otras especies de *Chenopodium* y quelites nativos, los resultados muestran que var. *berlandieri* presenta una mayor concentración de taninos condensados en comparación con subsp. *nuttalliae*. Esto sugiere una mayor acumulación de metabolitos defensivos en la entidad menos domesticada, como se ha señalado en estudios sobre plantas con diferentes grados de domesticación (Santiago-Saenz et al., 2018).

En la inflorescencia, los valores más elevados en las muestras liofilizadas crudas coinciden con lo descrito por (Tarasevičienė et al., 2023), quienes demostraron que la liofilización preserva mejor estos compuestos al evitar su degradación térmica. El decremento observado en las muestras sometidas a hervido concuerda con (Vargas-Madriz, Kuri-García, et al., 2023), quienes atribuyen la reducción de taninos a su solubilización hacia el medio de cocción.

En hojas, la tendencia se mantuvo, con valores superiores en las muestras de var. *berlandieri*. En conjunto, los resultados de esta investigación confirman que tanto el grado de domesticación como el método de secado y el tratamiento térmico influyen significativamente en la conservación de los taninos condensados.

En conjunto, los resultados muestran que el contenido de compuestos fenólicos en *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* depende del órgano vegetal analizado y del tratamiento aplicado. La liofilización, en general, favoreció una mejor conservación de fenoles totales, flavonoides y taninos condensados, especialmente en las inflorescencias. Por su parte, el hervido y el secado en horno tendieron a disminuir la concentración de estos compuestos, aunque en algunos casos también pudieron favorecer la liberación de compuestos fenólicos ligados a la matriz.

Asimismo, la comparación con *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* sugiere que la subespecie menos domesticada presenta una mayor acumulación de metabolitos fenólicos, lo cual refuerza la hipótesis de que el grado de domesticación y el procesamiento influyen de manera importante en el perfil fitoquímico de estas especies.

7.3. Resultados de capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* se evaluó mediante los ensayos DPPH, FRAP y TEAC (ABTS•⁺), considerando el efecto de la parte de la planta (hojas e inflorescencias), el método de secado (liofilización u horno) y el tratamiento térmico (crudo y hervido). Estos ensayos permiten evaluar distintos mecanismos antioxidantes, principalmente la transferencia de electrones o de átomos de hidrógeno.

En general, los resultados mostraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos evaluados (ANOVA, Tukey, $p < 0.05$), lo que indica que tanto la parte de la planta como el método de secado y el tratamiento térmico influyen en la actividad antioxidante.

En los Cuadros 5, 6 y 7 se presentan los resultados de la capacidad antioxidante de hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*.

7.3.1. Ensayo DPPH

Los resultados de actividad antioxidante determinados mediante el radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) se presentan en el Cuadro 5. Este ensayo evalúa la capacidad de los compuestos antioxidantes para donar un átomo de hidrógeno y neutralizar radicales libres.

Cuadro 5. Actividad antioxidante (DPPH) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas.

2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH)				μmol ET / g EL
Parte de la planta	Secado y tratamiento térmico			
	Liofilizada Cruda	Liofilizada Hervida	Horno Cruda	Horno Hervida
Inflorescencia	522.32 ± 22.14 ^a	482.4 ± 12.48 ^b	532.71 ± 29.62 ^a	523.18 ± 24.82 ^a
Hoja	439.82 ± 30.46 ^b	444.54 ± 16.84 ^b	504.99 ± 12.24 ^a	513.66 ± 14.80 ^a

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencias significativas entre los grupos (ANOVA, prueba post hoc de Tukey, $p < 0.05$).

En las inflorescencias, la muestra secada en horno cruda presentó la mayor capacidad antioxidante, mientras que la liofilizada hervida mostró el valor más bajo. Por su parte, en las hojas, la muestra secada en horno cruda fue la que presentó la mayor actividad antioxidante.

Es importante señalar que el ensayo DPPH se realiza generalmente en solventes orgánicos y, por ello, suele ser más sensible a compuestos antioxidantes lipofílicos, lo cual puede limitar su capacidad para detectar con la misma eficiencia ciertos compuestos hidrofílicos presentes en la muestra. A pesar de esta limitación, se observó una tendencia general coherente con los valores previamente determinados para compuestos fenólicos totales.

7.3.2. Ensayo FRAP

La capacidad antioxidante también fue evaluada mediante el ensayo FRAP, cuyos resultados se presentan en el Cuadro 6. Este método mide la capacidad de los

compuestos antioxidantes para reducir el ion férrico (Fe^{3+}) a ion ferroso (Fe^{2+}) en condiciones ácidas, lo que refleja el potencial reductor de la muestra.

Cuadro 6. Actividad antioxidante (FRAP) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas.

Poder antioxidante reductor de hierro (FRAP)					$\mu\text{mol ET} / \text{g EL}$
Parte de la planta	Secado y tratamiento térmico				
	Liofilizada Cruda	Liofilizada Hervida	Horno Cruda	Horno Hervida	
Inflorescencia	417.91 $\pm$ 54.88 ^a	357.01 $\pm$ 37.01 ^b	191.15 $\pm$ 41.80 ^c	154.32 $\pm$ 14.08 ^d	
Hoja	223.01 $\pm$ 16.53 ^a	209.59 $\pm$ 14.15 ^{a,b}	194.11 $\pm$ 13.03 ^c	201.97 $\pm$ 26.97 ^{b,c}	

Los resultados son la media de 3 repeticiones $\pm$ una desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencias significativas entre los grupos (ANOVA, prueba post hoc de Tukey, $p < 0.05$)

La inflorescencia liofilizada cruda fue la que presentó mayor capacidad antioxidante, mientras que la inflorescencia secada en horno y hervida mostró el valor más bajo. Esta disminución sugiere que el tratamiento térmico combinado con el secado por calor puede favorecer la degradación u oxidación de compuestos fenólicos sensibles.

En las hojas, los valores fueron menores que los observados en las inflorescencias. La hoja liofilizada cruda presentó la mayor capacidad antioxidante, mientras que la hoja secada en horno cruda mostró el valor más bajo.

Debe considerarse que el ensayo FRAP evalúa principalmente mecanismos antioxidantes basados en la transferencia de electrones, por lo que no refleja otros mecanismos, como la quelación de metales o la neutralización directa de radicales libres. Por ello, sus resultados deben interpretarse como una fracción del potencial antioxidante total.

7.3.3. Ensayo TEAC

La capacidad antioxidante también fue evaluada mediante el ensayo equivalente de Trolox (TEAC), cuyos resultados se presentan en el Cuadro 7. Este método mide la

capacidad de los compuestos antioxidantes para neutralizar el radical catiónico ABTS•⁺ y permite evaluar tanto antioxidantes hidrofílicos como lipofílicos.

Cuadro 7. Actividad antioxidante (TEAC) de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas.

Capacidad antioxidante equivalente de Trolox (TEAC)					μmol ET / g EL
Parte de la planta	Secado y tratamiento térmico				
	Liofilizada Cruda	Liofilizada Hervida	Horno Cruda	Horno Hervida	
Inflorescencia	576.16 ± 25.55 ^a	544.02 ± 544.02 ^{b,c}	559.63 ± 10.81 ^{a,b}	536.89 ± 26.74 ^c	
Hoja	541.41 ± 11.07 ^c	583.5 ± 34.60 ^b	618.45 ± 32.89 ^a	599.1 ± 13.40 ^{a,b}	

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar.

Letras diferentes indican diferencias significativas entre los grupos (ANOVA, prueba post hoc de Tukey, p < 0.05)

Los resultados mostraron que las hojas presentaron los valores más altos de actividad antioxidante, particularmente en la hoja secada en horno cruda, mientras que los valores más bajos se observaron en la inflorescencia secada en horno y hervida. Resultados similares fueron reportados por (Santiago Saenz et al., 2018). Los valores obtenidos mediante TEAC fueron superiores a los determinados con DPPH y FRAP. Esto podría atribuirse a que el ensayo ABTS•⁺ permite evaluar una mayor diversidad de compuestos antioxidantes presentes en matrices alimentarias complejas, como verduras, frutas y extractos vegetales. En este sentido, los resultados reflejan una notable capacidad de neutralización de radicales libres y una relación positiva entre la concentración de compuestos fenólicos y la actividad antioxidante.

7.3.4. Integración de resultados en huauzontle

Las diferencias entre los valores medios se determinaron mediante análisis de varianza (ANOVA), el cual mostró efectos significativos de la parte de la planta, el método de secado y el tratamiento térmico (p < 0.05).

Al comparar los resultados de actividad antioxidante con el contenido de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos condensados previamente determinados, se observa que las muestras con mayor contenido de compuestos fenólicos también presentaron una mayor capacidad antioxidante. Esto puede explicarse porque los compuestos fenólicos, en particular flavonoides y ácidos fenólicos, poseen estructuras químicas capaces de donar electrones o átomos de hidrógeno, lo que les permite neutralizar radicales libres y reducir especies oxidantes.

En general, la liofilización favoreció la conservación de compuestos fenólicos y, en consecuencia, de la capacidad antioxidante, mientras que los tratamientos que combinaron secado en horno y hervido tendieron a disminuirla, especialmente en el ensayo FRAP. No obstante, en algunos casos el tratamiento térmico moderado pudo favorecer la liberación de compuestos fenólicos ligados a la matriz vegetal, lo que podría explicar ciertos incrementos observados en los ensayos DPPH y TEAC.

7.3.5. Comparación entre huauzontle y quelite cenizo

Los resultados de la evaluación de la capacidad antioxidante comparando *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo) se muestran en las Figuras 16, 17 y 18, mediante diferentes técnicas colorimétricas.

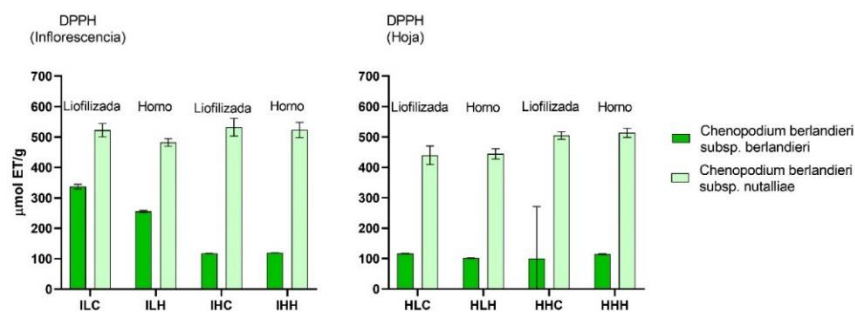


Figura 16. Capacidad antioxidante mediante el ensayo de DPPH de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas y hervidas.

Mediante la técnica DPPH, se observó que el huauzontle, tanto en inflorescencias como en hojas, presentó una mayor capacidad antioxidante que el quelite cenizo en las ocho preparaciones analizadas. Además, la capacidad antioxidante en la inflorescencia del huauzontle se mantuvo relativamente constante, mientras que en el quelite cenizo la aplicación de calor afectó la cuantificación total de las propiedades antioxidantes, reduciéndolas. Las preparaciones secadas en horno y hervidas mostraron los valores más bajos, mientras que la preparación liofilizada cruda registró la mayor capacidad antioxidante.

En las hojas del huauzontle se observó una ligera reducción de la capacidad antioxidante, con un comportamiento similar al de la inflorescencia. En el caso del quelite cenizo, la capacidad antioxidante también fue menor en comparación con el huauzontle, aunque no se observó un patrón tan claro de afectación por calor en las hojas.

Dado que la técnica DPPH mide la capacidad de los compuestos antioxidantes para eliminar radicales libres en sistemas orgánicos, suele ser más adecuada para antioxidantes lipofílicos, debido a que el reactivo es soluble en solventes como etanol y metanol, pero no en sistemas acuosos. El hecho de que el huauzontle muestre mayor capacidad antioxidante que el quelite cenizo en varias preparaciones sugiere que los compuestos bioactivos presentes en esta subespecie son más eficientes para neutralizar radicales libres bajo estas condiciones experimentales.

Aunque DPPH es una técnica ampliamente utilizada, no refleja todos los mecanismos antioxidantes. Opera en un sistema metanólico y evalúa principalmente la transferencia de un átomo de hidrógeno hacia el radical estable DPPH•, por lo que puede subestimar compuestos menos solubles o moléculas cuya actividad depende de otros mecanismos. Aun así, la coherencia entre los valores de compuestos fenólicos totales y DPPH sugiere una buena relación entre composición fenólica y actividad antioxidante.

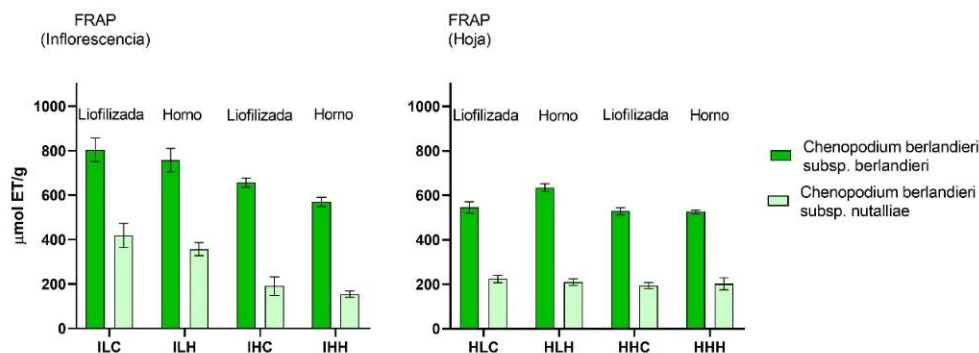


Figura 17. Capacidad antioxidante mediante el ensayo de FRAP de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas y hervidas.

Los resultados obtenidos mediante FRAP mostraron que el quelite cenizo presentó una mayor capacidad antioxidante que el huauzontle, tanto en inflorescencias como en hojas. Sin embargo, esta capacidad disminuyó conforme las muestras fueron sometidas a calentamiento. Nuevamente, las muestras liofilizadas y crudas registraron los valores más altos, mientras que aquellas sometidas a secado en horno y hervido presentaron los valores más bajos.

En las hojas, el calor no mostró un patrón completamente definido en cuanto a su efecto sobre la capacidad antioxidante. Esto podría sugerir que algunos compuestos presentes en este tejido poseen una mayor estabilidad térmica.

La técnica FRAP mide la capacidad antioxidante en términos de reducción del ion férrico a ion ferroso; por tanto, evalúa principalmente la transferencia de electrones y no refleja completamente otros mecanismos antioxidantes, como la quelación de metales o la neutralización directa de radicales libres. En este sentido, es probable que el quelite cenizo tenga una mayor capacidad reductora que el huauzontle, lo cual puede relacionarse con diferencias en su composición fenólica.

Las disminuciones marcadas observadas en las muestras secadas en horno e hidratadas mediante hervido podrían reflejar degradación térmica de fenoles libres

y oxidación de compuestos como quercetina y kaempferol. Por ello, FRAP debe interpretarse como una medida parcial del potencial antioxidante global.

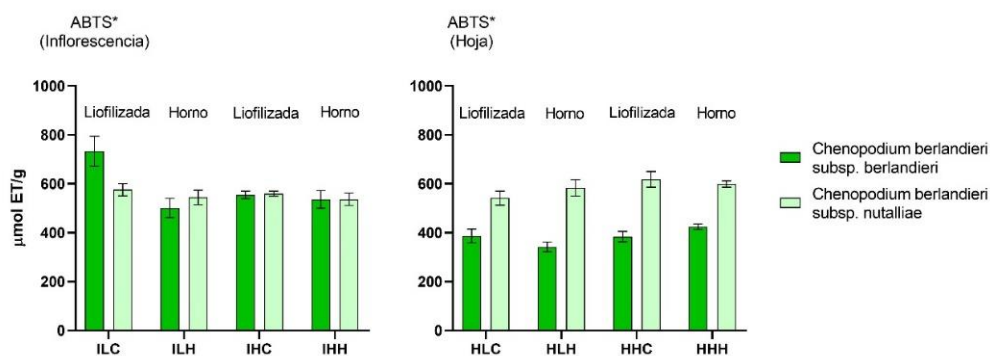


Figura 18. Capacidad antioxidante mediante el ensayo de ABTS* de hojas e inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas y hervidas.

La capacidad antioxidante también fue evaluada utilizando la técnica ABTS^{•+}. Los resultados indicaron que, tanto en el quelite cenizo como en el huauzontle, las muestras liofilizadas y crudas presentaron la mayor capacidad antioxidante, destacando nuevamente el quelite cenizo. En las preparaciones restantes, los resultados obtenidos en la inflorescencia fueron muy similares y no se observó un impacto tan marcado del calor en la cuantificación.

En el caso de las hojas, la capacidad antioxidante fue mayor en el huauzontle, y podría sugerirse que el calor contribuyó ligeramente a la liberación de compuestos atrapados en la estructura vegetal, ya que en algunos casos la capacidad antioxidante aumentó bajo condiciones de calentamiento moderado. En las hojas del quelite cenizo no se observó un patrón claro de influencia del calor.

La técnica ABTS^{•+} puede considerarse más integral que DPPH, ya que el reactivo es soluble tanto en medios hidrofílicos como lipofílicos, lo que permite evaluar una mayor diversidad de antioxidantes. En este sentido, ofrece una visión más completa de la capacidad antioxidante de las muestras.

El patrón observado, en términos generales, fue: liofilizado > crudo > hervido > horno, lo cual coincide con estudios recientes en quelites, *Chenopodium album*, chaya y *Portulaca oleracea*, donde se ha demostrado que el procesamiento térmico reduce significativamente compuestos fenólicos termolábiles y flavonoides glicosilados.

En conjunto, los resultados de capacidad antioxidante muestran que el efecto del procesamiento depende tanto del método analítico como del tipo de tejido vegetal y de la especie comparada. En *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*, la liofilización tendió a preservar mejor la actividad antioxidante, especialmente en FRAP y TEAC, mientras que en DPPH se observaron algunos incrementos en muestras secadas en horno, posiblemente relacionados con la liberación de compuestos antioxidantes específicos.

La comparación entre huauzontle y quelite cenizo indica que la respuesta antioxidante no es uniforme entre ensayos. Mientras que en DPPH el huauzontle mostró mayor capacidad antioxidante, en FRAP y ABTS•⁺ el quelite cenizo presentó, en general, valores superiores. Esto sugiere que ambas matrices vegetales contienen perfiles antioxidantes distintos, con diferente predominio de mecanismos de acción.

El análisis de los datos se realizó con los programas estadísticos **SPSS v25** y **GraphPad Prism 8.0.2**. En SPSS se efectuó la organización de los datos, el análisis descriptivo de las variables y las pruebas de comparación de medias para evaluar los efectos del tipo de secado y del tratamiento térmico, así como su interacción sobre las diferentes variables analizadas. GraphPad Prism se utilizó para la elaboración de gráficas de barras con desviación estándar y para la representación visual de los resultados, facilitando la interpretación de las tendencias y variaciones observadas en las muestras.

7.4. Resultados del perfil fenólico de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*

El análisis mediante UPLC-DAD-Q-ToF MS permitió caracterizar el perfil fenólico de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*. Entre los compuestos detectados se identificaron principalmente ácidos fenólicos y flavonoides, metabolitos secundarios que destacan por su actividad bioactiva y sus posibles beneficios para la salud. Este enfoque es ampliamente utilizado en estudios de metabolómica y fitoquímica cuando no se dispone de estándares auténticos para todos los metabolitos detectados, ya que permite una asignación estructural confiable con base en información espectrométrica (Lama-Muñoz & Contreras, 2022; Shi et al., 2022).

La asignación tentativa de los compuestos fenólicos se realizó considerando diversos parámetros analíticos, entre ellos la masa exacta, el error de masa (ppm), los aductos observados en modo negativo, el tiempo de retención y los patrones de fragmentación. En el Cuadro 8 se presenta, para cada señal, el nombre tentativo del compuesto, el tiempo de retención, la fórmula molecular, la masa teórica y observada, el error (ppm), así como los aductos y fragmentos característicos obtenidos mediante espectrometría de masas.

Cuadro 8. Compuestos fenólicos detectados y características espectrométricas de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*

Compuesto	RT min	Formula molecular	Masa esperada (Da)	Masa observada (Da)	Error (ppm)	Aductos	Fragmentos
Naringina*	7.28	C ₂₇ H ₃₂ O ₁₄	580.1792	580.1816	4.0835	[M-H] ⁻	459.11453, 151.00332
Dihexósido de quercetina	2.52	C ₂₇ H ₃₀ O ₁₇	626.1483	626.1488	0.8005	[M-H] ⁻	301.03504, 151.0410
Hexósido-ramnósido- hexósido de quercetina	2.56	C ₃₃ H ₄₀ O ₂₁	772.2062	772.2068	0.7386	[M-H] ⁻	301.03505, 151.00418
Ramnósido-ramnósido- hexósido de quercetina	3.63	C ₃₃ H ₄₀ O ₂₀	756.2113	756.2123	1.3380	[M-H] ⁻	300.02756, 151.00407, 107.01442
Aldopentósido-rutinosido de quercetina	3.89	C ₃₂ H ₃₈ O ₂₀	742.1956	742.1965	1.1947	[M-H] ⁻	300.02780, 151.03659, 107.01959
Hexósido-ramnósido- hexósido de kaempferol	3.93	C ₃₃ H ₄₀ O ₂₀	756.2113	756.2140	3.5185	[M-H] ⁻	284.0337, 151.07266
Kaempferol ramnósido- ramnósido-hexósido	4.30	C ₃₃ H ₄₀ O ₁₉	740.2164	740.2188	3.3186	[M-H] ⁻	284.02456, 151.04082
Quercetina rutinosido*	4.52	C ₂₇ H ₃₀ O ₁₆	610.1534	610.1539	0.9078	[M-H] ⁻	400.02788, 151.09339
Quercetina glucurónido	4.67	C ₂₁ H ₁₈ O ₁₃	478.0747	478.0756	1.7812	[M-H] ⁻	301.03602, 151.00432, 107.01440
Miricetina ramnósido	4.81	C ₂₁ H ₂₀ O ₁₂	464.0955	464.0967	2.7042	[M-H] ⁻	317.08697, 300.02825, 151.11360
Kaempferol hexósido- ramnósido	4.86	C ₂₇ H ₃₀ O ₁₅	594.1585	594.1602	2.8804	[M-H] ⁻	284.03223, 151.11358
Aldopentósido-rutinosido de quercetina	5.23	C ₂₆ H ₂₈ O ₁₅	580.1428	580.1448	3.4518	[M-H] ⁻	284.03252, 151.02477
Isorhamnetina ramnósido-hexósido	6.21	C ₂₈ H ₃₂ O ₁₆	624.1690	624.1668	- 3.5405	[M-H] ⁻	315.05143, 300.02795
Isorhamnetina hexósido	6.56	C ₂₂ H ₂₂ O ₁₂	478.1111	478.1112	0.0818	[M-H] ⁻	314.04368, 151.01811
Isorhamnetina glucurónido	6.73	C ₂₂ H ₂₀ O ₁₃	492.0904	492.0904	0.1117	[M-H] ⁻	315.05125, 300.02784, 151.00416
Kaempferol rutinoside	7.34	C ₂₇ H ₃₀ O ₁₅	594.1585	594.1584	- 0.1665	[M-H] ⁻	284.05578, 151.01168
Quercetina*	10.16	C ₁₅ H ₁₀ O ₇	302.0427	302.0428	0.5375	[M-H] ⁻	178.9981, 151.00395, 107.01397
Kaempferol*	11.24	C ₁₅ H ₁₀ O ₆	286.0477	286.0486	2.9281	[M-H] ⁻	151.0039, 107.01407
Isómero I de ácido dihidroxibenzoico hexósido	1.38	C ₁₃ H ₁₆ O ₉	316.0794	316.0791	- 1.1147	[M-H] ⁻	153.01971, 134.03753, 108.02161
Ácido dihidroxibenzoico hexósido (isómero II)	1.93	C ₁₃ H ₁₆ O ₉	316.0794	316.0793	- 0.3401	[M-H] ⁻	153.01920, 135.00901, 109.02936
Ácido dihidroxibenzoico	2.26	C ₇ H ₆ O ₄	154.0266	154.0267	0.8153	[M-H] ⁻	135.02437, 109.02940
Ácido 3,4- dihidroxibenzoico*	3.39	C ₇ H ₆ O ₄	154.0266	154.0270	2.7249	[M-H] ⁻	135.00909, 109.02989

Ácido cafeico hexósido	2.48	C ₁₅ H ₁₈ O ₉	342.0951	342.0946	- 1.3860	[M-H] ⁻	179.03527, 135.04538
Éster etílico del ácido cafeico	2.73	C ₁₁ H ₁₂ O ₄	208.0736	208.0736	0.2215	[M-H] ⁻	179.05616, 135.02923
Ácido cítrico	0.65	C ₆ H ₈ O ₇	192.0270	192.0270	- 0.0784	[M-H] ⁻	111.00929
Isómero de ácido cítrico	2.08	C ₆ H ₈ O ₇	192.0270	192.0270	- 0.1672	[M-H] ⁻	111.0077

En total se identificaron 26 compuestos, distribuidos entre diferentes clases de metabolitos, cuya abundancia relativa se evaluó considerando los tratamientos experimentales aplicados, incluyendo parte de la planta, tipo de secado y tratamiento térmico. La predominancia de derivados de quercetina, kaempferol e isorhamnetina coincide con lo reportado para especies del género *Chenopodium* y otros quelites consumidos tradicionalmente en México, los cuales constituyen una fuente importante de metabolitos secundarios con actividad antioxidante (Nallely R. Román-Cortés et al., 2018; Santiago-Saenz et al., 2018; Vargas-Madriz, Kuri-García, et al., 2023).

Los flavonoides identificados correspondieron mayoritariamente a formas glicosiladas, lo cual es consistente con la biosíntesis vegetal de estos compuestos. La unión a azúcares modifica su solubilidad, estabilidad y disponibilidad, además de influir en su capacidad antioxidante mediante cambios estructurales en los anillos aromáticos y grupos hidroxilo (Baker, 2022; Chen et al., 2023).

En el Cuadro 9 se muestra el perfil de compuestos fenólicos correspondiente a las inflorescencias liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*, crudas y hervidas. Este análisis permite comparar la abundancia relativa de los diferentes compuestos fenólicos en función del tipo de procesamiento.

Cuadro 9. Perfil fenólico ($\mu\text{g/g}$ EL) de inflorescencia liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

Compuesto	Concentración ($\mu\text{g/g}$)							
	ILC		ILH		IHC		IHH	
Naringina*	7516.11	$\pm$ 149.40	9391.96	$\pm$ 2243.58	8152.30	$\pm$ 1885.93	9496.25	$\pm$ 2196.66
Dihexósido de quercetina	133.35	$\pm$ 2.77	69.91	$\pm$ 17.21	76.87	$\pm$ 17.12	67.64	$\pm$ 16.40
Hexósido-ramnósido-hexósido de quercetina	207.65	$\pm$ 40.74	135.62	$\pm$ 32.30	100.02	$\pm$ 21.33	130.83	$\pm$ 32.86
Ramnósido-ramnósido-hexósido de quercetina	3816.36	$\pm$ 1050.80	3468.35	$\pm$ 938.81	3044.55	$\pm$ 820.93	3069.78	$\pm$ 844.79
Aldopentósido-rutinosido de quercetina	4840.11	$\pm$ 1285.36	4296.74	$\pm$ 1095.68	3516.50	$\pm$ 825.06	3758.35	$\pm$ 1025.59
Hexósido-ramnósido-hexósido de kaempferol	969.25	$\pm$ 262.65	827.94	$\pm$ 216.58	641.37	$\pm$ 156.46	788.60	$\pm$ 196.04
Ramnósido-ramnósido-hexósido de kaempferol	326.77	$\pm$ 86.87	269.54	$\pm$ 68.60	206.10	$\pm$ 51.11	220.75	$\pm$ 58.09
Rutinosido de quercetina (rutina)*	1923.51	$\pm$ 418.85	1571.30	$\pm$ 314.38	1344.93	$\pm$ 275.43	1331.89	$\pm$ 280.23
Glucurónido de quercetina	17336.48	$\pm$ 3154.01	15726.12	$\pm$ 2798.28	13483.51	$\pm$ 2353.88	15112.89	$\pm$ 2697.28
Ramnósido de miricetina	1547.15	$\pm$ 253.99	1086.73	$\pm$ 160.49	1162.06	$\pm$ 165.00	nd	$\pm$ nd
Hexósido-ramnósido de kaempferol	316.19	$\pm$ 46.97	213.48	$\pm$ 0.00	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd
Aldopentósido-hexósido de kaempferol	281.60	$\pm$ 66.02	215.91	$\pm$ 54.69	183.22	$\pm$ 43.16	177.26	$\pm$ 47.18
Ramnósido-hexósido de isorhamnetina	3912.76	$\pm$ 911.64	3348.46	$\pm$ 757.06	706.45	$\pm$ 153.84	3138.81	$\pm$ 688.25
Hexósido de isorhamnetina	2460.70	$\pm$ 432.44	2016.16	$\pm$ 341.08	1836.44	$\pm$ 305.56	nd	$\pm$ nd
Glucurónido de isorhamnetina	7099.29	$\pm$ 1356.71	6459.02	$\pm$ 1168.29	5049.72	$\pm$ 888.32	nd	$\pm$ nd
Rutinosido de kaempferol	249.78	$\pm$ 37.57	235.03	$\pm$ 36.51	158.35	$\pm$ 27.95	239.33	$\pm$ 36.53
Quercetin*	59.49	$\pm$ 7.22	51.88	$\pm$ 4.56	nd	$\pm$ nd	51.83	$\pm$ 5.18
Kaempferol*	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd
Isómero I del hexósido de ácido dihidroxibenzoico	100.32	$\pm$ 8.99	100.18	$\pm$ 9.48	82.67	$\pm$ 7.23	121.94	$\pm$ 10.63
Isómero II del hexósido de ácido dihidroxibenzoico	1220.46	$\pm$ 134.82	1428.29	$\pm$ 151.46	797.52	$\pm$ 75.61	1213.05	$\pm$ 133.28
Ácido dihidroxibenzoico	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd
Ácido 3,4-dihidroxibenzoico (ácido protocatecuico)*	162.06	$\pm$ 7.55	164.76	$\pm$ 7.52	151.15	$\pm$ 6.58	182.39	$\pm$ 8.02
Hexósido de ácido cafeico	126.33	$\pm$ 24.84	124.76	$\pm$ 25.13	96.16	$\pm$ 18.44	111.77	$\pm$ 18.73
Éster etílico del ácido cafeico	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd	nd	$\pm$ nd
Ácido cítrico	195.39	$\pm$ 8.22	193.13	$\pm$ 8.31	227.59	$\pm$ 9.15	208.26	$\pm$ 9.10
Isómero del ácido cítrico	119.23	$\pm$ 5.03	122.02	$\pm$ 4.90	63.07	$\pm$ 2.35	133.95	$\pm$ 5.20

Las tendencias observadas indican que el flavonol glucurónido de quercetina fue el compuesto predominante en todas las condiciones evaluadas, representando aproximadamente entre el 30 y el 38 % del total de los compuestos detectados. Este resultado coincide con estudios previos en *Chenopodium berlandieri*, donde los flavonoles derivados de quercetina constituyen la fracción mayoritaria del perfil fenólico (Vargas-Madriz, Kuri-García, et al., 2023).

La naringina, única flavanona identificada en este estudio, fue el segundo compuesto más abundante, con proporciones que oscilaron entre 13 % en la muestra de inflorescencia liofilizada cruda y hasta 30 % en la inflorescencia secada en horno y hervida. La muestra liofilizada cruda presentó la menor concentración, mientras que al aplicar calor, ya fuera mediante hervido o secado en horno, se observó un incremento en su concentración. Las mayores concentraciones detectadas en las muestras sometidas a tratamiento térmico podrían estar relacionadas con cambios en la extractabilidad derivados de la ruptura de estructuras celulares o de la liberación de compuestos previamente ligados a la matriz vegetal. Diversos estudios han reportado que el calentamiento puede inducir tanto degradación como liberación de compuestos fenólicos, dependiendo de las condiciones del proceso (Speisky et al., 2022; Tuárez-García et al., 2023).

Dentro del grupo de los ácidos fenólicos, los derivados del ácido hidroxibenzoico presentaron concentraciones relativamente estables entre tratamientos, mientras que los derivados del ácido hidroxicinámico se detectaron en menores proporciones. La estabilidad de estos compuestos concuerda con reportes que indican que ciertos ácidos fenólicos presentan mayor resistencia térmica que los flavonoides complejos (Godlewska-Żyłkiewicz et al., 2020).

El isómero II del ácido dihidroxibenzoico hexósido presentó las concentraciones más elevadas dentro de este grupo, mostrando variaciones entre tratamientos. Las muestras sometidas a hervido o secado en horno mostraron fluctuaciones en su concentración, lo cual podría deberse a la liberación de compuestos fenólicos ligados durante el calentamiento, así como a procesos de transformación o

degradación oxidativa de compuestos de menor peso molecular. Diversos estudios han demostrado que el tratamiento térmico puede provocar tanto incrementos aparentes como disminuciones, dependiendo de la estabilidad estructural del compuesto y de su grado de unión a la matriz vegetal (Li et al., 2024; Speisky et al., 2022).

El compuesto ácido 3,4-dihidroxibenzoico mostró concentraciones relativamente estables entre tratamientos. Por otra parte, el ácido dihidroxibenzoico no fue detectado en las muestras de inflorescencia. Los derivados del ácido hidroxicinámico, como el hexósido de ácido cafeico, se detectaron en concentraciones menores, lo cual es consistente con perfiles fenólicos previamente reportados en quelites y especies del género *Chenopodium*, donde predominan flavonoles y los ácidos hidroxicinámicos aparecen en menor proporción (Santiago-Saenz et al., 2018; Vargas-Madriz, Kuri-García, et al., 2023).

Como se mencionó anteriormente, la unión a uno o varios azúcares modifica la solubilidad, biodisponibilidad y actividad biológica de estos compuestos. Uno de ellos es el glucurónido de isorhamnetina, que representó el tercer compuesto más abundante detectado en las muestras de huauzontle. Este compuesto corresponde a una estructura derivada de isorhamnetina unida a ácido glucurónico. Sus concentraciones fueron similares en las muestras liofilizadas, tanto cruda como hervida, así como en la muestra secada en horno cruda. Sin embargo, es importante señalar que el glucurónido de isorhamnetina no fue detectado en la muestra secada en horno y hervida.

El perfil descrito muestra la identificación de 17 flavonoles en el huauzontle, destacando varios compuestos en diferentes proporciones, entre ellos el aldopentósido-rutinósido de quercetina (8–9 %), el ramnósido-hexósido de isorhamnetina y el ramnósido-ramnósido-hexósido de quercetina, ambos con alrededor de 7 %. Otros compuestos identificados incluyen la rutina, el hexósido-ramnósido-hexósido de kaempferol, el ramnósido de miricetina y el hexósido de isorhamnetina, con concentraciones entre 1 y 5 %. Además, se detectaron otros

flavonoles en menores concentraciones, que también podrían contribuir a la actividad bioactiva del huauzontle.

Asimismo, se detectaron dos ácidos orgánicos: ácido cítrico y un isómero del ácido cítrico. Estos compuestos pueden influir en las características sensoriales de la planta, aportando acidez y frescura, y además podrían contribuir a su estabilidad y conservación.

En el Cuadro 10 se muestra el perfil fenólico correspondiente a las hojas liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas. Este análisis permite comparar las concentraciones de los diferentes compuestos fenólicos en función de la parte de la planta y del tipo de procesamiento.

Cuadro 10. Perfil fenólico (µg/ g EL) de hojas liofilizadas o secadas mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* crudas y hervidas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

Compuesto	Concentración (µg/g)			
	HLC	HLH	HHC	HHH
Naringina*	4264.30 ± 980.80	5289.81 ± 1245.38	7692.57 ± 1789.28	6783.30 ± 4007.32
Dihexósido de quercetina	377.26 ± 73.15	337.79 ± 64.61	350.63 ± 71.33	198.59 ± 105.12
Hexósido-ramnósido-hexósido de quercetina	222.95 ± 49.85	215.63 ± 47.94	217.78 ± 55.46	nd ± nd
Ramnósido-ramnósido-hexósido de quercetina	1986.14 ± 525.92	2026.96 ± 526.06	1898.84 ± 492.71	1601.52 ± 896.03
Aldopentósido-rutinosido de quercetina	417.61 ± 92.84	409.03 ± 97.20	361.11 ± 89.88	338.72 ± 181.65
Hexósido-ramnósido-hexósido de kaempferol	92.20 ± 22.61	113.42 ± 30.54	81.19 ± 21.91	67.43 ± 15.54
Ramnósido-ramnósido-hexósido de kaempferol	250.55 ± 56.53	296.12 ± 65.71	205.50 ± 53.57	158.40 ± 72.91
Rutinosido de quercetina (rutina)*	1674.47 ± 307.99	1773.46 ± 349.61	1615.80 ± 322.51	1328.96 ± 798.47
Glucurónido de quercetina	7824.67 ± 1359.02	8651.85 ± 1505.71	7959.10 ± 1387.61	6855.72 ± 4255.91
Ramnósido de miricetina	1144.54 ± 165.94	1292.12 ± 196.92	1042.84 ± 155.32	806.97 ± 495.50
Hexósido-ramnósido de kaempferol	725.37 ± 114.80	885.39 ± 173.91	603.67 ± 23.84	492.33 ± 348.13
Aldopentósido-hexósido de kaempferol	465.78 ± 88.60	551.90 ± 106.26	432.79 ± 92.65	333.69 ± 185.86
Ramnósido-hexósido de isorhamnetina	203.56 ± 39.69	1518.17 ± 304.80	1042.70 ± 202.41	820.09 ± 485.80
Hexósido de isorhamnetina	1721.16 ± 271.33	1989.18 ± 335.28	1531.00 ± 243.07	1149.80 ± 813.03
Glucurónido de isorhamnetina	6428.03 ± 1136.50	7230.01 ± 1320.19	6037.37 ± 1069.54	nd ± nd

Rutinosido de kaempferol	146.73 ± 26.96	188.30 ± 36.67	77.60 ± 13.79	68.42 ± 21.62
Quercetina*	50.09 ± 5.64	110.56 ± 9.71	27.64 ± 3.31	65.21 ± 34.38
Kaempferol*	27.24 ± 2.27	40.93 ± 4.01	nd ± nd	17.23 ± 2.80
Isómero I del hexósido de ácido dihidroxibenzoico	143.97 ± 8.95	123.52 ± 7.58	251.25 ± 20.77	196.04 ± 125.85
Isómero II del hexósido de ácido dihidroxibenzoico	623.92 ± 58.40	668.64 ± 61.69	751.95 ± 71.50	690.93 ± 443.20
Ácido dihidroxibenzoico	12.96 ± 0.78	12.27 ± 0.65	26.75 ± 1.30	25.85 ± 13.41
Ácido 3,4-dihidroxibenzoico (ácido protocatecuico)*	115.34 ± 4.91	111.25 ± 4.72	131.17 ± 6.04	110.35 ± 71.34
Hexósido de ácido cafeico	25.12 ± 9.84	18.06 ± 3.72	28.04 ± 13.16	22.22 ± 20.63
Éster etílico del ácido cafeico	51.23 ± 2.66	38.92 ± 2.53	48.97 ± 3.07	32.55 ± 15.97
Ácido cítrico*	128.61 ± 4.52	104.39 ± 4.27	239.07 ± 6.67	235.48 ± 158.54
Isómero del ácido cítrico	53.42 ± 1.67	48.39 ± 1.67	53.63 ± 2.05	47.14 ± 28.67

El perfil observado en hojas fue similar al de las inflorescencias, aunque con menores concentraciones para varios flavonoles. El compuesto predominante en ambos casos fue el glucurónido de quercetina. Estudios previos señalan que la distribución de compuestos fenólicos depende de la parte de la planta, del estado fisiológico y de las condiciones ambientales, debido a su papel en mecanismos de defensa y en la regulación del estrés oxidativo vegetal (Nicolas-Espinosa et al., 2023; Nurzyńska-Wierdak, 2023).

El segundo compuesto predominante del grupo de los flavonoles fue el glucurónido de isorhamnetina, el cual mostró variaciones asociadas al tipo de tratamiento térmico y no fue detectado en la muestra secada en horno y hervida. Este comportamiento sugiere una posible susceptibilidad a transformaciones térmicas o degradación estructural, fenómeno previamente reportado para flavonoides metoxilados sometidos a altas temperaturas (Speisky et al., 2022).

Los flavonoles restantes se encontraron en proporciones inferiores al 6 %, como el ramnósido-ramnósido-hexósido de quercetina (5.81 %), el rutinosido de quercetina (4.94 %) y el hexósido de isorhamnetina (4.68 %), entre otros. Estos resultados resaltan que los compuestos mayoritarios, como el glucurónido de quercetina y el

glucurónido de isorhamnetina, varían en concentración dependiendo de las condiciones de tratamiento, siendo el glucurónido de quercetina el más abundante en ambas partes de la planta, aunque con mayores concentraciones en la inflorescencia.

Por otro lado, la naringina fue el segundo compuesto predominante en términos generales, con proporciones que oscilaron entre 14.62 % en la muestra liofilizada cruda, 15.54 % en la liofilizada hervida y hasta 23.52 % y 30.22 % en las muestras secadas en horno cruda y hervida, respectivamente. Este comportamiento sugiere que el secado en horno influye en la disponibilidad y/o concentración de este compuesto, favoreciendo un incremento en su cuantificación. Los ácidos fenólicos derivados del ácido hidroxibenzoico y sus hexósidos se detectaron en bajas concentraciones y mostraron variaciones menores entre tratamientos. Esta variación puede relacionarse con funciones fisiológicas diferenciadas entre hojas e inflorescencias, ya que los compuestos fenólicos participan en la protección frente a radiación UV, defensa contra herbívoros y regulación del estrés oxidativo, funciones particularmente relevantes en hojas (Nicolas-Espinosa et al., 2023; Nurzyńska-Wierdak, 2023).

El isómero I del ácido dihidroxibenzoico hexósido presentó concentraciones que variaron desde $251.25 \pm 20.77 \mu\text{g/g}$ en la muestra secada en horno cruda hasta $196.04 \pm 125.85 \mu\text{g/g}$ en la muestra secada en horno y hervida. Las muestras liofilizadas presentaron concentraciones de $143.97 \pm 8.95 \mu\text{g/g}$ para la muestra cruda y $123.52 \pm 7.58 \mu\text{g/g}$ para la hervida. En cuanto al isómero II del ácido dihidroxibenzoico hexósido, las concentraciones oscilaron entre $751.95 \pm 71.50 \mu\text{g/g}$ en la muestra secada en horno cruda y $668.64 \pm 61.69 \mu\text{g/g}$ en la muestra liofilizada hervida. Las concentraciones de la muestra liofilizada cruda y de la muestra secada en horno y hervida fueron de $623.92 \pm 58.40 \mu\text{g/g}$ y $690.93 \pm 443.20 \mu\text{g/g}$, respectivamente. Por su parte, el compuesto ácido 3,4-dihidroxibenzoico presentó concentraciones entre 110.35 ± 71.34 y $131.17 \pm 6.04 \mu\text{g/g}$.

También se identificaron dos compuestos fenólicos derivados del ácido hidroxicinámico. El hexósido de ácido cafeico se presentó en concentraciones aproximadas de 20 µg/g, mientras que el éster etílico del ácido cafeico se detectó en concentraciones que oscilaron entre 30 y 50 µg/g.

Finalmente, en las hojas también se detectaron dos ácidos orgánicos, incluyendo el ácido cítrico, cuyas concentraciones fueron mayores en las muestras secadas en horno en comparación con las liofilizadas, así como un isómero del ácido cítrico.

7.5. Comparación de resultados del perfil fenólico de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri*

El análisis del perfil fenólico mediante UPLC-MS/MS permitió identificar diversos compuestos fenólicos presentes en hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo) y *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle). Se observaron variaciones tanto en la abundancia de los compuestos como en su presencia o ausencia entre los diferentes tratamientos evaluados. Los resultados confirmaron la presencia de ácidos fenólicos y flavonoides, cuya distribución varió según la parte de la planta y el procesamiento aplicado.

Los compuestos fenólicos participan en mecanismos de defensa frente al estrés oxidativo y ambiental, lo que explica su distribución diferencial entre hojas e inflorescencias. Asimismo, su concentración puede modificarse como consecuencia del procesamiento térmico o del método de secado. Las tendencias observadas en las Figuras 19 a 26 muestran que tanto el método de secado como el hervido influyen de manera importante en el perfil fenólico de ambas plantas.

Los compuestos mayoritarios identificados en ambas entidades correspondieron principalmente a flavonoides derivados de quercetina, kaempferol e isorhamnetina, así como a algunos ácidos fenólicos, entre los que destacan el ácido 3,4-dihidroxibenzoico, el ácido *p*-cumárico y el ácido ferúlico. Estos compuestos han sido reportados previamente en especies del género *Chenopodium* y se consideran

responsables de una parte importante de la capacidad antioxidante observada en este tipo de plantas

Las mayores concentraciones se observaron principalmente en las muestras crudas y liofilizadas, lo cual sugiere que la liofilización favorece la conservación de estos metabolitos. En particular, la inflorescencia liofilizada cruda mostró una mayor abundancia de compuestos fenólicos.

En esta comparación se detectaron e identificaron 23 compuestos fenólicos en ambas especies, lo que sugiere que el huauzontle y el quelite cenizo presentan perfiles fenólicos similares en cuanto a diversidad de compuestos; sin embargo, existen diferencias importantes en su abundancia relativa. Entre los compuestos comunes presentes en ambas plantas destaca la naringina, la cual se encontró aproximadamente cuatro veces más abundante en el huauzontle que en el quelite cenizo. Asimismo, se identificaron diferentes formas de quercetina, además del ácido 3,4-dihidroxibenzoico. La quercetina libre detectada en ambas plantas se encontró en mayor concentración en el quelite cenizo (4098.96 $\mu\text{g/g}$) en comparación con el huauzontle (60 $\mu\text{g/g}$). Por su parte, el kaempferol se detectó principalmente en el quelite cenizo y en concentraciones mucho menores en el huauzontle.

En términos generales, las concentraciones de algunos compuestos fenólicos conjugados fueron significativamente mayores en el huauzontle en comparación con el quelite cenizo, siendo el glucurónido de quercetina el compuesto más abundante, seguido de naringina e isorhamnetina glucurónido. En contraste, en el perfil fenólico del quelite cenizo, aunque las concentraciones individuales de algunos compuestos fueron menores, la distribución fue más uniforme. Entre los compuestos predominantes se identificaron isorhamnetina hexósido, quercetina ramnosil-ramnosil-hexósido, quercetina rutinósido y quercetina.

En conjunto, ambas plantas presentan perfiles fenólicos similares, aunque con diferencias en la abundancia de compuestos específicos. El huauzontle se distingue

por una mayor concentración de algunos compuestos conjugados, mientras que el quelite cenizo presenta una distribución más equilibrada de compuestos fenólicos, especialmente aquellos derivados de quercetina.

La comparación del perfil fenólico entre ambas plantas en su estado liofilizado y hervido mostró nuevamente la identificación de 23 compuestos fenólicos. En esta preparación, la naringina continuó siendo uno de los compuestos predominantes y se encontró aproximadamente cinco veces más abundante en el huauzontle que en el quelite cenizo. La quercetina libre mantuvo concentraciones mayores en el quelite cenizo, mientras que el kaempferol siguió presentándose en bajas cantidades en el huauzontle.

En general, el proceso de hervido produjo cambios moderados en la abundancia relativa de algunos compuestos. En el huauzontle se observó un ligero incremento en la proporción de naringina, mientras que compuestos como el isorhamnetina glucurónido mostraron menores variaciones. Estos resultados sugieren que el tratamiento térmico puede modificar la disponibilidad de ciertos compuestos fenólicos.

La comparación de las muestras secadas mediante horno a 40 °C mostró una ligera modificación en el número de compuestos detectados. En estas condiciones se identificaron 21 compuestos fenólicos en el huauzontle y 23 en el quelite cenizo, lo que indica que el secado en horno puede disminuir o degradar algunos metabolitos.

A pesar de estas variaciones, el huauzontle continuó mostrando mayores concentraciones relativas de quercetina glucurónido y naringina, mientras que el quelite cenizo mantuvo una distribución más homogénea de compuestos derivados de quercetina.

En general, tanto en hojas como en inflorescencias, el quelite cenizo presentó concentraciones más altas de algunos flavonoides en su forma libre, particularmente quercetina, lo cual coincide con la mayor actividad antioxidante observada en los ensayos DPPH, FRAP y ABTS. La presencia de compuestos como

el ácido ferúlico y el ácido *p*-hidroxibenzoico también puede contribuir a esta actividad antioxidante, ya que estos ácidos fenólicos han sido ampliamente relacionados con la capacidad reductora y la neutralización de radicales libres en extractos vegetales.

Flavonoides como quercetina, kaempferol, naringina e isorhamnetina han sido asociados con la capacidad antioxidante de diversas plantas, ya que pueden donar electrones o átomos de hidrógeno y estabilizar radicales libres. En este sentido, la mayor presencia de derivados de quercetina observada en algunas preparaciones coincide con los valores más altos obtenidos en los ensayos FRAP, lo que sugiere que estos compuestos contribuyen de manera importante a la capacidad antioxidante de los extractos analizados.

Por otro lado, el huauzontle presentó en algunos casos menores concentraciones de flavonoides libres en comparación con el quelite cenizo. Esto podría relacionarse con diferencias fisiológicas entre ambas plantas. Mientras que el huauzontle es una planta cultivada que destina una mayor proporción de sus recursos metabólicos al desarrollo de inflorescencias y semillas, especies silvestres como el quelite cenizo suelen presentar una mayor acumulación de metabolitos secundarios en hojas como parte de sus mecanismos de adaptación al ambiente.

Los resultados muestran que ambas especies presentan perfiles fenólicos comparables, aunque con diferencias en la abundancia relativa de determinados compuestos. El huauzontle se caracteriza por concentraciones elevadas de algunos flavonoides conjugados, mientras que el quelite cenizo presenta una distribución más equilibrada de compuestos fenólicos derivados de quercetina, lo que podría contribuir a la mayor capacidad antioxidante observada en algunos ensayos.

El efecto del procesamiento también fue evidente en el perfil determinado por UPLC-MS/MS. Las muestras liofilizadas conservaron las mayores concentraciones de ácidos fenólicos y flavonoides, lo que demuestra que la liofilización reduce la degradación térmica y la oxidación de compuestos sensibles. En contraste, las

muestras secadas en horno y hervidas mostraron una disminución en los valores detectados, lo que puede atribuirse a la degradación térmica de algunos metabolitos fenólicos.

Finalmente, la concordancia entre los resultados obtenidos mediante UPLC-MS/MS, los contenidos de fenoles totales, flavonoides, taninos condensados y los ensayos de capacidad antioxidante (DPPH, FRAP y ABTS) indica que los compuestos fenólicos identificados contribuyen de manera importante a la actividad antioxidante de estas especies.

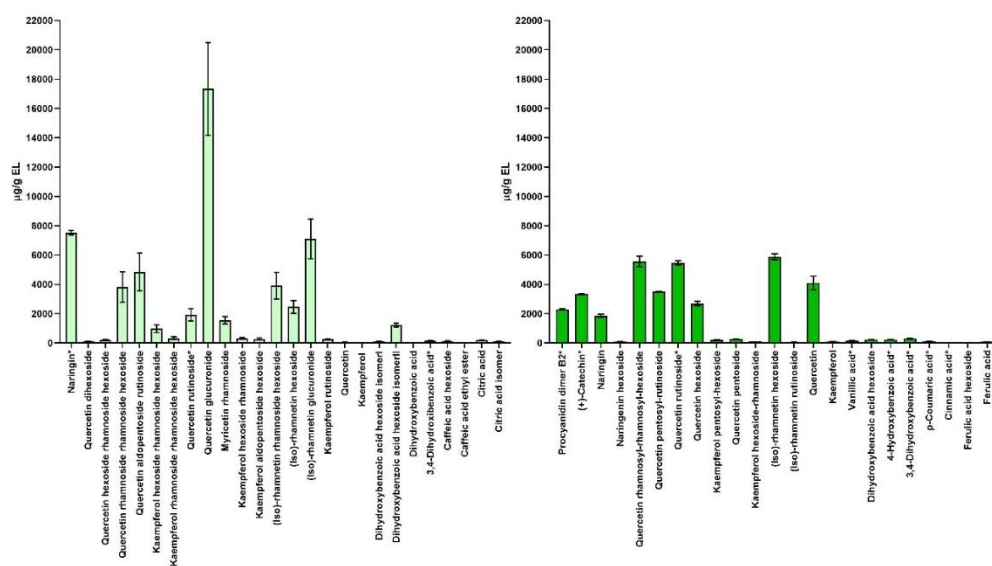


Figura 19. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia liofilizadas de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

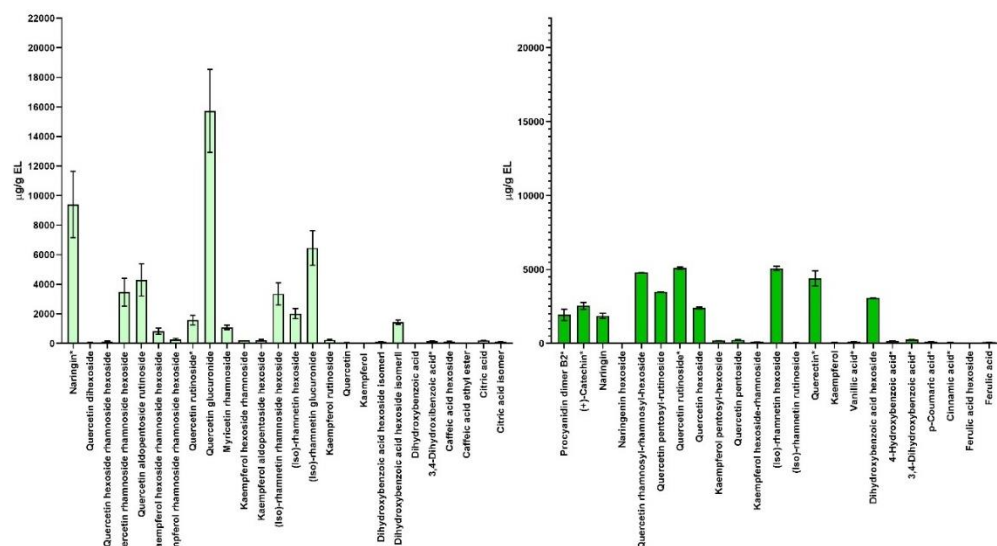


Figura 20. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia liofilizadas de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* herivas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

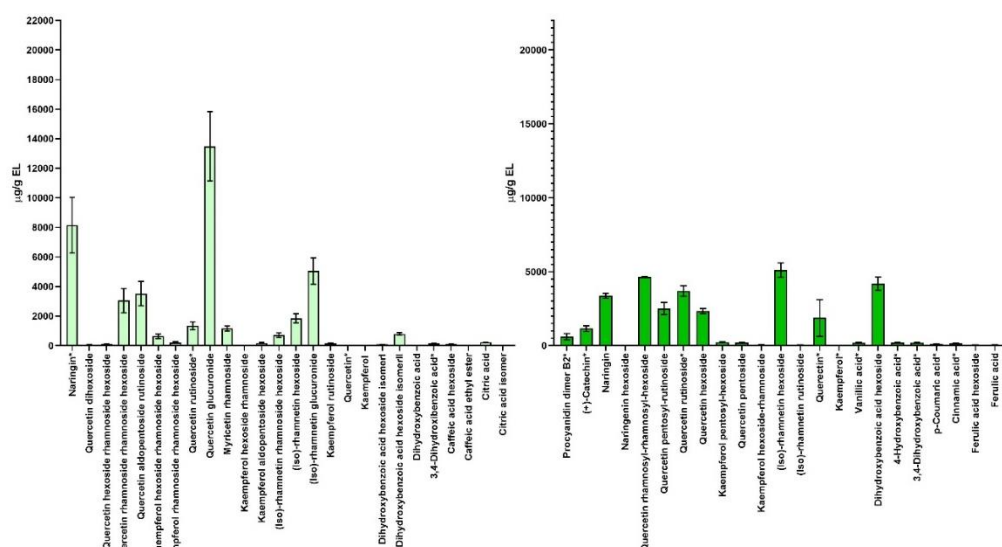


Figura 21. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia secada mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* crudas, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

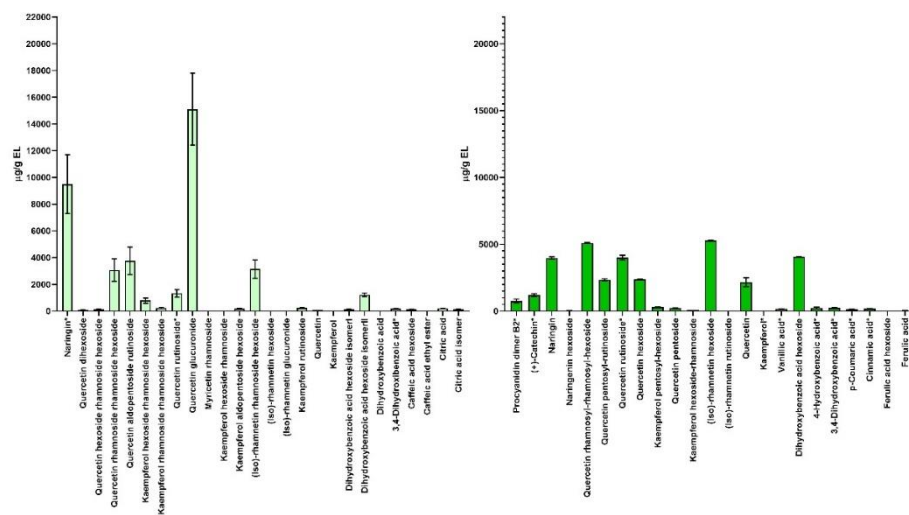


Figura 22. Perfil fenólico (µg/ g EL) de inflorescencia secada mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* hervida, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

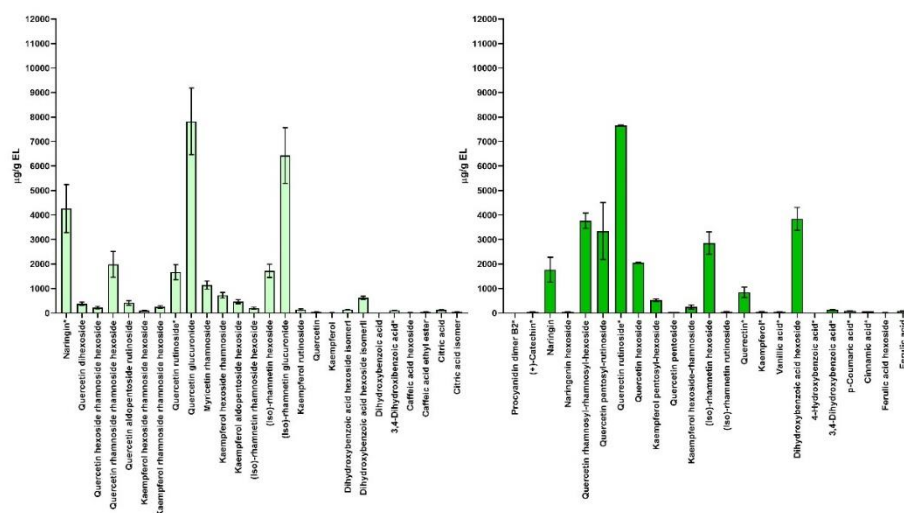


Figura 23. Perfil fenólico (µg/ g EL) de hoja liofilizada de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* cruda, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

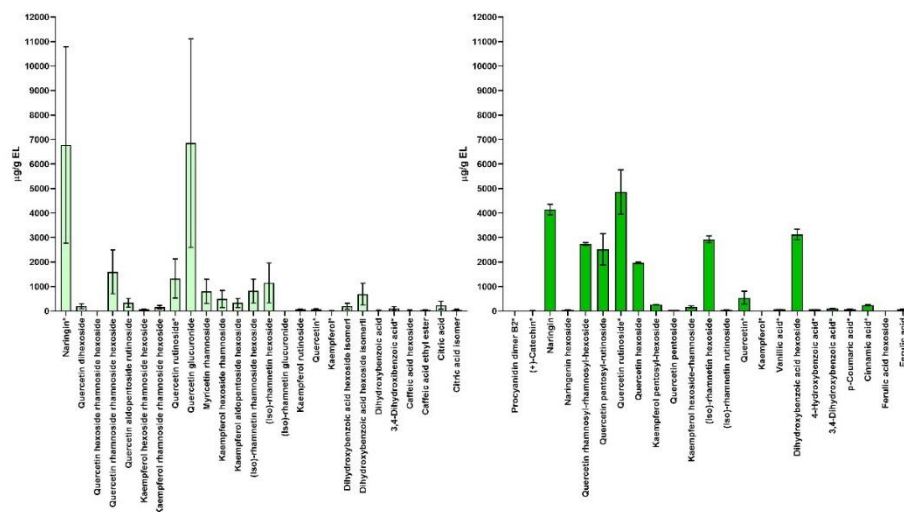


Figura 26. Perfil fenólico (µg/ g EL) de hoja seca mediante horno de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* hervida, detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

VIII. CONCLUSIONES

El presente estudio permitió comparar el perfil fenólico, la capacidad antioxidante y la composición química proximal de *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae* (huauzontle) y *Chenopodium berlandieri* var. *berlandieri* (quelite cenizo), así como evaluar el efecto del método de secado y del procesamiento térmico en la conservación de estos compuestos. Los resultados obtenidos muestran que ambas plantas presentan características nutrimentales y fitoquímicas relevantes dentro de los quelites comestibles.

El análisis químico proximal realizado en hojas e inflorescencias de huauzontle mostró que esta especie presenta un contenido importante de proteína (aproximadamente 28 % en base seca), hidratos de carbono (aproximadamente 44 %), fibra dietética (aproximadamente 7 %) y minerales. Las hojas presentaron mayor contenido de cenizas, lo cual se relaciona con la acumulación de minerales en los tejidos fotosintéticos, mientras que las inflorescencias mostraron un contenido ligeramente mayor de lípidos, asociado a su función reproductiva. Al comparar ambas plantas, el huauzontle presentó mayor contenido de proteína e hidratos de carbono, mientras que el quelite cenizo presentó mayor contenido de fibra y cenizas, lo cual puede explicarse por diferencias estructurales entre las plantas y por la mayor densidad de hojas observada en el quelite cenizo.

El método de secado influyó en algunos componentes de la composición proximal y en la estabilidad de los compuestos bioactivos. Las muestras liofilizadas conservaron mejor la estructura de la matriz vegetal y mostraron mayor preservación de compuestos fenólicos, mientras que el secado en horno y el hervido generaron disminuciones en algunos metabolitos, probablemente asociadas a procesos de degradación térmica o a cambios en la disponibilidad de estos compuestos dentro del tejido vegetal.

El análisis del perfil fenólico mediante UPLC-DAD-Q-ToF MS permitió identificar un total de 23 compuestos fenólicos, entre los que destacan flavonoides derivados de

quercetina, kaempferol e isorhamnetina, así como ácidos fenólicos como el ácido 3,4-dihidroxibenzoico, p-cumárico y ferúlico. La distribución de estos compuestos fue diferente entre las especies evaluadas. El huauzontle presentó mayores concentraciones de flavonoides conjugados, particularmente quercetina glucurónido, naringina e isorhamnetina glucurónido, mientras que el quelite cenizo mostró una mayor proporción de flavonoides en su forma libre, principalmente quercetina, además de una distribución más uniforme de derivados de este flavonol.

La capacidad antioxidante determinada mediante los ensayos DPPH, FRAP y ABTS mostró concordancia con el contenido de compuestos fenólicos presente en las muestras. En general, el quelite cenizo presentó mayor actividad antioxidante que el huauzontle, lo cual puede relacionarse con la mayor presencia de flavonoides en su forma libre, especialmente quercetina, que presenta mayor disponibilidad de grupos hidroxilo capaces de participar en reacciones de neutralización de radicales libres.

El efecto del procesamiento fue evidente en la conservación de los compuestos bioactivos. Las muestras liofilizadas presentaron los valores más altos de fenoles totales, flavonoides y taninos condensados, lo que indica que este método de secado permite preservar mejor los compuestos fenólicos presentes en los quelites. En contraste, el secado por horno y el hervido produjeron disminuciones en algunos metabolitos, lo cual sugiere que los tratamientos térmicos pueden afectar la estabilidad de estos compuestos.

Desde el punto de vista de la nutrición humana, los resultados obtenidos resaltan el valor del huauzontle y del quelite cenizo como alimentos que aportan proteínas, fibra dietética, minerales y compuestos fenólicos con actividad antioxidante. La presencia de flavonoides como quercetina, kaempferol, naringina e isorhamnetina, junto con diversos ácidos fenólicos, sugiere que el consumo de estas especies puede contribuir a la ingesta de compuestos bioactivos asociados con la protección frente al estrés oxidativo.

En conjunto, los resultados de esta investigación muestran que la especie vegetal, la parte de la planta y el tipo de procesamiento influyen en la composición nutrimental, el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de estas especies. Este trabajo aporta información científica que contribuye al conocimiento de los quelites del género *Chenopodium* y resalta su importancia dentro de la biodiversidad alimentaria y la alimentación tradicional mexicana, así como su potencial como fuentes de compuestos bioactivos con relevancia nutricional.

IX. LITERATURA CITADA

- Baker, D. H. A. (2022). An ethnopharmacological review on the therapeutical properties of flavonoids and their mechanisms of actions: A comprehensive review based on up to date knowledge. *Toxicology Reports*, 9, 445-469. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2022.03.011>
- Balcázar-Quiñones, A., White-Olascoaga, L., Chávez-Mejía, C., & Zepeda-Gómez, C. (2020). Los quelites: Riqueza de especies y conocimiento tradicional en la comunidad otomí de San Pedro Arriba, Temoaya, Estado de México. *Polibotánica*, 0(49). <https://doi.org/10.18387/polibotanica.49.14>
- Basurto-Peña, F., Martínez-Alfaro, M. A., & Villalobos-Contreras, G. (1998). Los Quelites de la Sierra Norte de Puebla, México: Inventario y formas de preparación. *Botanical Sciences*, (62), 49-62. <https://doi.org/10.17129/botsci.1550>
- Bazile, D., Fuentes, F., & Mujica, A. (2013). *Historical perspectives and domestication of quinoa*. <https://doi.org/10.1079/9781780642260.0016>
- Benítez-Estrada, A., Villanueva-Sánchez, J., González-Rosendo, G., Alcántar-Rodríguez, V. E., Puga-Díaz, R., & Quintero-Gutiérrez, A. G. (2020). Determination of the total antioxidant capacity of food and human plasma by photochemiluminescence: Correlation with spectrophotometric (FRAP) and fluorometric (ORAC) assays. *TIP. Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 23. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.244>
- Bye, R. A. (1981). *QUELITES - ETHNOECOLOGY OF EDIBLE GREENS PAST, PRESENT, AND FUTURE*.
- Camacho, M. D. M., Zago, M., García-Martínez, E., & Martínez-Navarrete, N. (2022). Free and Bound Phenolic Compounds Present in Orange Juice By-Product Powder and Their Contribution to Antioxidant Activity. *Antioxidants*, 11(9), 1748. <https://doi.org/10.3390/antiox11091748>
- Castro Lara, D. (Ed.). (2011). *Los quelites: Tradición milenaria en México* (1. ed). Univ. Autónoma de Chapingo [u.a.].
- Cespedes, O. E. M. (2021). *Métodos analíticos para la determinación de capacidad antioxidante de aceites esenciales* (Vol. 3, Número 2).

- Chen, S., Wang, X., Cheng, Y., Gao, H., & Chen, X. (2023). A Review of Classification, Biosynthesis, Biological Activities and Potential Applications of Flavonoids. *Molecules*, 28(13), 4982. <https://doi.org/10.3390/molecules28134982>
- CONABIO. (2023). *Quelites*. Biodiversidad Mexicana - Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <https://www.biodiversidad.gob.mx/diversidad/alimentos/quelites>
- Creus, E. V. A. G. (2004). *Compuestos fenólicos*. 23, 80-84.
- da Silva Aguiar, F., Bezerra, L. R., Cordão, M. A., Cavalcante, I. T. R., de Oliveira, J. P. F., do Nascimento, R. R., de Souza, B. B., Oliveira, R. L., Pereira, E. S., & Filho, J. M. P. (2023). Effects of Increasing Levels of Total Tannins on Intake, Digestibility, and Balance of Nitrogen, Water, and Energy in Hair Lambs. *Animals*, 13(15), 2497. <https://doi.org/10.3390/ani13152497>
- Deepika, null, & Maurya, P. K. (2022). Health Benefits of Quercetin in Age-Related Diseases. *Molecules (Basel, Switzerland)*, 27(8), 2498. <https://doi.org/10.3390/molecules27082498>
- Eckardt, J., Sepperer, T., Cesprini, E., Šket, P., & Tondi, G. (2023). Comparing Condensed and Hydrolysable Tannins for Mechanical Foaming of Furanic Foams: Synthesis and Characterization. *Molecules*, 28(6), 2799. <https://doi.org/10.3390/molecules28062799>
- Godlewska-Żyłkiewicz, B., Świsłocka, R., Kalinowska, M., Golonko, A., Świdorski, G., Arciszewska, Ż., Nalewajko-Sieliwoniuk, E., Naumowicz, M., & Lewandowski, W. (2020). Biologically Active Compounds of Plants: Structure-Related Antioxidant, Microbiological and Cytotoxic Activity of Selected Carboxylic Acids. *Materials (Basel, Switzerland)*, 13(19), 4454. <https://doi.org/10.3390/ma13194454>
- Goławska, S., Łukasik, I., Chojnacki, A. A., & Chrzanowski, G. (2023). Flavonoids and Phenolic Acids Content in Cultivation and Wild Collection of European Cranberry Bush *Viburnum opulus* L. *Molecules*, 28(5), 2285. <https://doi.org/10.3390/molecules28052285>
- Hontangas, N. A. (2020). Índice General. *El Instituto Femenino Isabel la Católica. Un centro modélico del CSIC*, 441-456. <https://doi.org/10.2307/j.ctv103xbm2.16>

- Huet, C. (2017). Métodos analíticos para la determinación de antioxidantes en muestras biológicas. *Universidad Complutense de Madrid*, 1-20.
- Jiménez Oliver, P. A. (2022). *Efecto del tipo de secado (horno y liofilización) y la forma de preparación (crudo y hervido) en el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de la hoja e inflorescencia de Chenopodium berlandieri*. Universidad Autónoma de Querétaro.
- Jm, M., Aj, F., Mm, C., Jj, S., Miguel, D., Rm, O., Ai, O., Jr, F., Garcia, L., Calvo, S., Nipoti, I., & Ja, T. (2012). *Abandona el Colesterol*. 32(2).
- Kotha, R. R., Tareq, F. S., Yildiz, E., & Luthria, D. L. (2022). Oxidative Stress and Antioxidants—A Critical Review on In Vitro Antioxidant Assays. *Antioxidants*, 11(12), 2388. <https://doi.org/10.3390/antiox11122388>
- 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. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 25(4), 726-732. <https://doi.org/10.1590/s0101-20612005000400016>
- Lama-Muñoz, A., & Contreras, M. del M. (2022). Extraction Systems and Analytical Techniques for Food Phenolic Compounds: A Review. *Foods*, 11(22), Article 22. <https://doi.org/10.3390/foods11223671>
- Li, H., Mao, Y., Ma, D., Li, H., Liu, R., & Siriamornpun, S. (2024). Impact of Cooking Methods on Phenolic Acid Composition, Antioxidant Activity, and Starch Digestibility of Chinese Triticale Porridges: A Comparative Study between Atmospheric Pressure and High Pressure Boiling. *Foods*, 13(2), 230. <https://doi.org/10.3390/foods13020230>
- Linares, E., Bye, R., Nava, N., & Valdez, A. (2019). *Quelites: Sabores y saberes del surste del Estado de México*. <https://doi.org/10.22201/ib.9786073016667e.2019>
- Liu, R. H. (2013). Health-promoting components of fruits and vegetables in the diet. *Advances in Nutrition (Bethesda, Md.)*, 4(3), 384S-92S. <https://doi.org/10.3945/an.112.003517>
- Liu, W., Zhang, Z., Zhang, T., Qiao, Q., & Hou, X. (2022). Phenolic profiles and antioxidant activity in different organs of Sinopodophyllum hexandrum. *Frontiers in Plant Science*, 13, 1037582. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1037582>

- Lobiuc, A., Pavăl, N.-E., Mangalagiu, I. I., Gheorghită, R., Teliban, G.-C., Amăriucăi-Mantu, D., & Stoleru, V. (2023). Future Antimicrobials: Natural and Functionalized Phenolics. *Molecules*, 28(3), 1114. <https://doi.org/10.3390/molecules28031114>
- Manzanero-Medina, G. I., Vásquez-Dávila, M. A., Lustre-Sánchez, H., & Pérez-Herrera, A. (2020). Ethnobotany of food plants (*quelites*) sold in two traditional markets of Oaxaca, Mexico. *South African Journal of Botany*, 130, 215-223. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.01.002>
- McClung de Tapia, E., Martínez Yrizar, D., Ibarra Morales, E., & Adriano Morán, C. C. (2014). Los orígenes prehispánicos de una tradición alimentaria en la cuenca de México. *Anales de Antropología*, 48(1), 97-121. [https://doi.org/10.1016/S0185-1225\(14\)70491-6](https://doi.org/10.1016/S0185-1225(14)70491-6)
- Michalak, M. (2022). Plant-Derived Antioxidants: Significance in Skin Health and the Ageing Process. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(2), 585. <https://doi.org/10.3390/ijms23020585>
- Mondragón Pichardo, J., Vibrans, H., & Tenorio Lezama, P. (2009, agosto 16). *Chenopodium berlandieri*—Ficha informativa. <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/chenopodiaceae/chenopodium-berlandieri/fichas/ficha.htm>. <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/chenopodiaceae/chenopodium-berlandieri/fichas/ficha.htm>
- Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021). Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(7), 3380. <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>
- Muscolo, A., Mariateresa, O., Giulio, T., & Mariateresa, R. (2024). Oxidative Stress: The Role of Antioxidant Phytochemicals in the Prevention and Treatment of Diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(6), 3264. <https://doi.org/10.3390/ijms25063264>
- Nandasiri, R., Semenکو, B., Wijekoon, C., & Suh, M. (2023). Air-Frying Is a Better Thermal Processing Choice for Improving Antioxidant Properties of Brassica Vegetables. *Antioxidants*, 12(2), 490. <https://doi.org/10.3390/antiox12020490>
- Navarro-Cortez, R. O., Santiago-Saenz, Y. O., López-Palestina, C. U., Gutiérrez-Tlahque, J., & Piloni-Martini, J. (2023). Application of a Simplex–Centroid Mixture Design to Evaluate the Phenolic Compound Content and Antioxidant

- Potential of Plants Grown in Mexico. *Foods*, 12(18), 3479. <https://doi.org/10.3390/foods12183479>
- Nicolas-Espinosa, J., Garcia-Ibañez, P., Lopez-Zaplana, A., Yepes-Molina, L., Albaladejo-Marico, L., & Carvajal, M. (2023). Confronting Secondary Metabolites with Water Uptake and Transport in Plants under Abiotic Stress. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(3), 2826. <https://doi.org/10.3390/ijms24032826>
- Nurzyńska-Wierdak, R. (2023). Phenolic Compounds from New Natural Sources—Plant Genotype and Ontogenetic Variation. *Molecules*, 28(4), 1731. <https://doi.org/10.3390/molecules28041731>
- Orjuela, A. (2015). *DETERMINACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE EXTRACTOS Y FRACCIONES DE HOJAS DE Chromolaena perglabra*. 96.
- Rathod, N. B., Elabed, N., Punia, S., Ozogul, F., Kim, S.-K., & Rocha, J. M. (2023). Recent Developments in Polyphenol Applications on Human Health: A Review with Current Knowledge. *Plants*, 12(6), 1217. <https://doi.org/10.3390/plants12061217>
- Román-Cortés, Nallely R, Del, M., García-Mateos, R., Castillo-González, A. M., Sahagún-Castellanos, J., & Adelina Jiménez-Arellanes, M. (2018). NUTRITIONAL AND NUTRACEUTICAL CHARACTERISTICS OF VEGETABLES OF ANCESTRAL USE IN MEXICO. *Artículo Científico Rev. Fitotec. Mex*, 41(3), 245-253.
- Román-Cortés, Nallely R., García-Mateos, M. del R., Castillo-González, A. M., Sahagún-Castellanos, J., & Jiménez-Arellanes, M. A. (2018). Nutritional and nutraceutical characteristics of vegetables of ancestral use in Mexico. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 41(3), 245-253. <https://doi.org/10.35196/rfm.2018.3.245-253>
- Salomon, L., Lorenz, P., Bunse, M., Spring, O., Stintzing, F. C., & Kammerer, D. R. (2021). Comparison of the Phenolic Compound Profile and Antioxidant Potential of *Achillea atrata* L. and *Achillea millefolium* L. *Molecules*, 26(6), 1530. <https://doi.org/10.3390/molecules26061530>
- Sánchez y García Figueroa, F. L. (2022). *Fitoquímica*.
- Santiago Saenz, Y., Hernández-Fuentes, A., Monroy -Torres, R., Cariño, R., & Jimenez, R. (2018). Physicochemical, nutritional and antioxidant

characterization of three vegetables (*Amaranthus hybridus* L., *Chenopodium berlandieri* L., *Portulaca oleracea* L.) as potential sources of phytochemicals and bioactive compounds. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 12. <https://doi.org/10.1007/s11694-018-9900-7>

Santiago-Saenz, Y. O., Hernández-Fuentes, A. D., López-Palestina, C. U., Garrido-Cauich, J. H., Alatorre-Cruz, J. M., Monroy-Torres, R., Santiago-Saenz, Y. O., Hernández-Fuentes, A. D., López-Palestina, C. U., Garrido-Cauich, J. H., Alatorre-Cruz, J. M., & Monroy-Torres, R. (2019). Nutritional importance and biological activity of bioactive compounds from quelites consumed in Mexico. *Revista chilena de nutrición*, 46(5), 593-605. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182019000500593>

Santiago-Saenz, Y. O., Hernández-Fuentes, A. D., Monroy-Torres, R., Cariño-Cortés, R., & Jiménez-Alvarado, R. (2018). Physicochemical, nutritional and antioxidant characterization of three vegetables (*Amaranthus hybridus* L., *Chenopodium berlandieri* L., *Portulaca oleracea* L.) as potential sources of phytochemicals and bioactive compounds. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 12(4), 2855-2864. <https://doi.org/10.1007/s11694-018-9900-7>

Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. (2021, enero 17). *Huauzontle, un quelite lleno de sabor*. gob.mx. <http://www.gob.mx/agricultura/articulos/huauzontle-un-quelite-leno-de-sabor>

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2017, marzo 14). *El huauzontle*. gob.mx. <http://www.gob.mx/siap/articulos/el-huauzontle-planta-prehispanica-de-importancia-religiosa-y-alimenticia>

Shahidi, F., & Hossain, A. (2023). Importance of Insoluble-Bound Phenolics to the Antioxidant Potential Is Dictated by Source Material. *Antioxidants*, 12(1), Article 1. <https://doi.org/10.3390/antiox12010203>

Shi, L., Zhao, W., Yang, Z., Subbiah, V., & Suleria, H. A. R. (2022). Extraction and characterization of phenolic compounds and their potential antioxidant activities. *Environmental Science and Pollution Research*, 29(54), 81112-81129. <https://doi.org/10.1007/s11356-022-23337-6>

Speisky, H., Shahidi, F., de Camargo, A. C., & Fuentes, J. (2022). Revisiting the Oxidation of Flavonoids: Loss, Conservation or Enhancement of Their

- Antioxidant Properties. *Antioxidants*, 11(1), 133.
<https://doi.org/10.3390/antiox11010133>
- Sun, W., & Shahrajabian, M. H. (2023). Therapeutic Potential of Phenolic Compounds in Medicinal Plants-Natural Health Products for Human Health. *Molecules* (Basel, Switzerland), 28(4), 1845.
<https://doi.org/10.3390/molecules28041845>
- Sun, Y., Ji, X., Cui, J., Mi, Y., Zhang, J., & Guo, Z. (2022). Synthesis, Characterization, and the Antioxidant Activity of Phenolic Acid Chitooligosaccharide Derivatives. *Marine Drugs*, 20(8), 489.
<https://doi.org/10.3390/md20080489>
- Tarasevičienė, Ž., Vitkauskaitė, M., Paulauskienė, A., & Černiauskienė, J. (2023). Wild Stinging Nettle (*Urtica dioica* L.) Leaves and Roots Chemical Composition and Phenols Extraction. *Plants*, 12(2), 309.
<https://doi.org/10.3390/plants12020309>
- Tian-yang, W., Qing, L., & Kai-shun, B. (2017). *Bioactive flavonoids in medicinal plants: Structure, activity and biological fate—ScienceDirect*.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1818087617301940>
- Tuárez-García, D. A., Galván-Gámez, H., Solórzano, C. Y. E., Zambrano, C. E., Rodríguez-Solana, R., Pereira-Caro, G., Sánchez-Parra, M., Moreno-Rojas, J. M., & Ordóñez-Díaz, J. L. (2023). Effects of Different Heating Treatments on the Antioxidant Activity and Phenolic Compounds of Ecuadorian Red Dacca Banana. *Plants*, 12(15), 2780. <https://doi.org/10.3390/plants12152780>
- Valenzuela, P. B. (2015). Evaluación de la actividad antioxidante y determinación del contenido de fenoles totales y flavonoides de hojas de diferentes genotipos de *Ugni molinae* Turcz. *Tesis de Titulación de la Universidad de Chile*, 83.
- Vargas-Madriz, Á. F., Kuri-García, A., Luzardo-Ocampo, I., Vargas-Madriz, H., Pérez-Ramírez, I. F., Anaya-Loyola, M. A., Ferriz-Martínez, R. A., Roldán-Padrón, O., Hernández-Sandoval, L., Guzmán-Maldonado, S. H., & Chávez-Servín, J. L. (2023). Impact of Drying Process on the Phenolic Profile and Antioxidant Capacity of Raw and Boiled Leaves and Inflorescences of *Chenopodium berlandieri* ssp. *Berlandieri*. *Molecules*, 28(20), 7235.
<https://doi.org/10.3390/molecules28207235>

- Vargas-Madriz, Á. F., Luzardo-Ocampo, I., Chávez-Servín, J. L., Moreno-Celis, U., Roldán-Padrón, O., Vargas-Madriz, H., Vergara-Castañeda, H. A., & Kuri-García, A. (2023). Comparison of Phenolic Compounds and Evaluation of Antioxidant Properties of *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass (Asteraceae) from Different Geographical Areas of Queretaro (Mexico). *Plants*, 12(20), 3569. <https://doi.org/10.3390/plants12203569>
- Viesca-González, F. C., Alvarado-Carrillo, D. de J., & Quintero-Salazar, B. (2022). Los quelites en la ciudad de Toluca, México: Su recolección, comercialización y consumo. *Estudios Sociales. Revista de Alimentación Contemporánea y Desarrollo Regional*. <https://doi.org/10.24836/es.v32i59.1158>
- Wilson, H. D. (1990). Quinoa and Relatives (Chenopodium sect. Chenopodium subsect. Cellulata). *Economic Botany*, 44(3), 92-110.
- Wilson, H. D., & Heiser, C. B. (1979). The Origin and Evolutionary Relationships of 'Huauzontle' (Chenopodium Nuttalliae Safford), Domesticated Chenopod of Mexico. *American Journal of Botany*, 66(2), 198-206. <https://doi.org/10.1002/j.1537-2197.1979.tb06215.x>
- Zago, E., Nandasiri, R., Thiyam-Holländer, U., & Michael Eskin, N. A. (2022). Influence of thermal treatments on the antioxidant activity of hemp cake polar extracts. *Journal of Food Science and Technology*, 59(8), 3256-3265. <https://doi.org/10.1007/s13197-021-05325-9>
- Zagórska, J., Czernicka-Boś, L., Kukula-Koch, W., Szalak, R., & Koch, W. (2022). Impact of Thermal Processing on the Composition of Secondary Metabolites of Ginger Rhizome—A Review. *Foods*, 11(21), 3484. <https://doi.org/10.3390/foods11213484>
- Zeng, Z., Centner, C., Gollhofer, A., & König, D. (2021). Effects of Dietary Strategies on Exercise-Induced Oxidative Stress: A Narrative Review of Human Studies. *Antioxidants*, 10(4), 542. <https://doi.org/10.3390/antiox10040542>
- Zúñiga, J. M. C. (2011). *Difusión de rutina y sus productos de descomposición en una película de ácido poliláctico (PLA) hacia simulantes de alimentos*.