

Paola Alejandra
Jiménez Oliver

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

2022



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales

“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*”

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Maestro en Ciencias de la Nutrición Humana

Presenta

Paola Alejandra Jiménez Oliver

Dirigido por:

Dr. Jorge Luis Chávez Servín

Co-Director:

Dr. Salvador Horacio Guzmán Maldonado

Querétaro, Qro. mayo 2022



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

“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*”

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Maestro en Ciencias de la Nutrición Humana

Presenta

Paola Alejandra Jiménez Oliver

Dirigido por:

Dr. Jorge Luis Chávez Servín

Co-dirigido por:

Dr. Salvador Horacio Guzmán Maldonado

Dr. Jorge Luis Chávez Servín
Presidente

Dr. Salvador Horacio Guzmán Maldonado
Secretario

Dr. Roberto Augusto Ferriz Martínez
Vocal

Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval
Suplente

Dr. Aarón Kuri García
Suplente

Centro universitario, Querétaro, Qro.
Mayo 2022
México

Dedicatorias

A mis papás Beatriz Oliver Guerra y Juan Carlos Jiménez Suárez por estar conmigo acompañándome durante todo este proceso, apoyándome en todos los sentidos con mucho amor y paciencia.

A mi hermano Juan Carlos Jiménez Oliver, por escucharme, compartir su conocimiento, explicarme y ayudarme a resolver mis dudas con mucha paciencia.

A mi amiga Brisa Morales Orozco por estar siempre ahí conmigo, escuchándome en todo momento y hacer más agradable y divertido el desarrollo de este proyecto.

Con mucho amor y cariño les estoy infinitamente agradecida.

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 orientación, guía y acompañamiento, por estar siempre al pendiente durante el desarrollo del proyecto, por escucharme y ayudarme a resolver mis dudas, así como el esfuerzo y el tiempo que le dedico a este proyecto.

Al Dr. Horacio Guzmán Maldonado por compartir su conocimiento y su apoyo en las técnicas y métodos de laboratorio.

Al Dr. Luis Hernández Sandoval por su enseñanza y apoyo en al área botánica, la cual fue una parte fundamental para el proyecto.

Al Dr. Roberto Ferriz Martínez y al Dr. Aarón Kuri García por acompañarme durante todo el proyecto y contribuir a su desarrollo con su conocimiento, sugerencias y aportaciones.

Al Mtro. Ángel Vargas Madriz por todo su apoyo y ayuda incondicional, por acompañarme, asesorarme y orientarme en el Laboratorio de Biología Celular durante el desarrollo de los experimentos.

Índice

Dedicatorias	i
Agradecimientos	ii
Índice	iii
Índice de Figuras	vi
Índice de Tablas.....	vii
Resumen	viii
Abstract.....	ix
I. Introducción	1
II. Antecedentes	2
2.1 Quelites	2
2.1.1 Quelites en la alimentación prehispánica	3
2.1.2 Consumo de quelites en México y formas de preparación	4
2.1.3 Composición nutrimental	6
2.1.4 Quelites más comunes en México.....	7
2.1.5 <i>Chenopodium berlandieri</i>	8
2.2 Compuestos fenólicos	13
2.2.1 Flavonoides	14
2.2.2 Taninos condensados	16
2.2.3 Compuestos fenólicos presentes en quelites	16
2.3 Capacidad antioxidante	18
2.3.1 Radicales libres	18
2.3.2 Antioxidantes.....	19

2.3.3 Técnicas de capacidad antioxidante.....	20
III. Planteamiento del Problema.....	21
IV. Justificación.....	22
V. Objetivos.....	24
5.1 Objetivo general.....	24
5.2 Objetivos específicos.....	24
VI. Materiales y Métodos	25
6.1 Diseño del estudio	25
6.2 Lugar de estudio	25
6.3 Materia vegetal	25
6.4 Secado y molido	25
6.5 Preparación de extractos	26
6.6 Análisis químico proximal (AQP)	26
6.6.1 Determinación de humedad	26
6.6.2 Determinación de cenizas	27
6.6.3 Determinación de proteína	27
6.6.4 Determinación del extracto etéreo.....	28
6.6.5 Determinación de fibra dietética total	29
6.6.6 Determinación de hidratos de carbono.....	29
6.7 Cuantificación fenólica.....	30
6.7.1 Compuestos fenólicos totales.....	30
6.7.2 Flavonoides Totales	30
6.7.3 Taninos condensados	31
6.8 Determinación de capacidad antioxidante	31

6.8.1 DPPH	31
6.8.2 TEAC.....	32
6.8.3 FRAP	32
6.9 Identificación y cuantificación por UPLC-DAD-Q-ToF MS	33
6.10 Análisis estadístico	34
VII. Resultados y discusión	34
7.1 Análisis químico proximal	34
7.2 Compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y taninos condensados..	36
7.3 Capacidad antioxidante	40
7.4 Identificación y cuantificación de compuestos fenólicos por UPLC-DAD-Q-ToF MS.....	44
VIII. Conclusiones	1
IX. Referencias	3

Índice de Figuras

Figura 1. Especies de quelites más empleadas por diferentes grupos indígenas (Linares y Bye, 2015).....	8
Figura 2. Características morfológicas de <i>Chenopodium berlandieri</i> : a) planta de <i>Chenopodium berlandieri</i> , b) tallo de <i>Chenopodium berlandieri</i> , c) hoja de <i>Chenopodium berlandieri</i> , d) inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i>	9
Figura 3. Contenido nutrimental de quelites cenizos en revoltijo.	12
Figura 4. Contenido nutrimental de quelites cenizos fritos.....	13
Figura 5. Estructura química del fenol (Peñarrieta, et al., 2014).....	13
Figura 6. Estructura química de los flavonoides (Cartaya y Reynaldo, 2001).....	15
Figura 7. Subclases de los flavonoides (Cartaya y Reynaldo, 2001).....	15
Figura 8. Contenido de taninos, compuestos fenólicos y flavonoides en huauzontle (Hz), quelites(Que), quintoniles (Qui), romeritos (Ro) y verdolagas (Ve) (Román-Cortés, et al., 2018).	17

Índice de Tablas

Cuadro 1. Análisis proximal de la hoja e inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i> de materia seca.....	36
Cuadro 2. Compuestos fenólicos totales (mg EAG/ g EL) de la hoja e inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i> crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización).....	39
Cuadro 3. Flavonoides totales (mg EC / g EL) de la hoja e inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i> crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización)	40
Cuadro 4. Taninos condensados (mg EC / 100g EL) de la hoja e inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i> crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización)	40
Cuadro 5. Capacidad antioxidante de la hoja e inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i> crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización)	43
Cuadro 6. Perfil fenólico (μg / g EL) de la hoja e inflorescencia de <i>Chenopodium berlandieri</i> crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización), detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS	1

Resumen

Chenopodium berlandieri (quelite cenizo) es una planta comestible endémica de México, que se encuentra comúnmente distribuida en todo el país de la que pueden consumirse las hojas e inflorescencias. Pueden consumirse crudas cuando están tiernas en salsas o ensaladas, o pueden consumirse también cocidas o hervidas en algunos guisos. A partir de la recolección se puede secar en horno o por medio de liofilización, lo que podría afectar su contenido nutrimental. *Chenopodium berlandieri* pertenece a la familia de los quelites (*Amaranthaceae*) dentro de los cuales algunos estudios han reportado que poseen un alto contenido de fenoles y flavonoides totales. A pesar de ser una especie endémica de México, su consumo ha disminuido considerablemente (50-90%), ha sido poco estudiada y no existe información en relación al efecto del tipo de secado y la forma de preparación en el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de esta especie. El objetivo del presente estudio fue evaluar el efecto del tipo de secado (horno vs. liofilización) y la forma de preparación (crudo vs. hervido) en el perfil fenólico y la capacidad antioxidante de hojas e inflorescencias de *Chenopodium berlandieri*. Se observó que la inflorescencia presentó mayor concentración de compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y taninos condensados, así como mayor capacidad antioxidante que la hoja. Del mismo modo se observó que las hojas e inflorescencias liofilizadas crudas contienen mayor concentración de compuestos fenólicos totales, flavonoides totales, taninos condensados y mayor capacidad antioxidante que las hervidas y secadas en horno. Se identificaron los compuestos fenólicos por UPLC-DAD-Q-ToF MS, mismos que varían de acuerdo con la estructura botánica, el tipo de secado y la forma de preparación. Se recomienda utilizar el secado por liofilización para una mayor preservación de los compuestos. Además del consumo de la hoja e inflorescencia por su relevante aporte nutricio y antioxidante.

Palabras Clave: compuestos fenólicos, capacidad antioxidante, *Chenopodium berlandieri*, México.

Abstract

Chenopodium berlandieri (quelite cenizo) is an edible plant endemic to Mexico, which is commonly distributed throughout the country from which the leaves and inflorescences can be consumed. They can be eaten raw when they are tender in sauces or salads, or they can also be eaten cooked or boiled in some stews. Once harvested, it can be dried in an oven or by freeze-drying, which could affect its nutritional content. *Chenopodium berlandieri* belongs to the quelites family (*Amaranthaceae*) within which some studies have reported that they have a high content of total phenols and flavonoids. Despite being an endemic species of Mexico, its consumption has decreased considerably (50-90%), it has been little studied and there is no information regarding the effect of the type of drying and the way of preparation on the phenolic profile and capacity. antioxidant of this species. The objective of the present study was to evaluate the effect of the type of drying (oven vs. freeze-drying) and the form of preparation (raw vs. boiled) on the phenolic profile and antioxidant capacity of leaves and inflorescences of *Chenopodium berlandieri*. It was observed that the inflorescence presented a higher concentration of total phenolic compounds, total flavonoids and condensed tannins, as well as higher antioxidant capacity than the leaf. Similarly, it was observed that raw freeze-dried leaves and inflorescences contain a higher concentration of total phenolic compounds, total flavonoids, condensed tannins and higher antioxidant capacity than boiled and oven-dried ones. Phenolic compounds were identified by UPLC-DAD-Q-ToF MS, which vary according to the botanical structure, the type of drying and the way of preparation. Drying by lyophilization is recommended for greater preservation of the compounds. In addition to the consumption of the leaf and inflorescence for its relevant nutritional and antioxidant contribution.

Keywords: phenolic compounds, antioxidant capacity, *Chenopodium berlandieri*, Mexico.

I. Introducción

Diversos estudios epidemiológicos indican que una dieta alta en frutas y vegetales disminuye el riesgo de desarrollar enfermedades crónicas. El efecto protector de estos alimentos se atribuye a la presencia de antioxidantes naturales como los compuestos fenólicos y las vitaminas A, C y E, entre otros. Estas sustancias tienen la habilidad de contrarrestar o inhibir los efectos negativos de las especies reactivas de oxígeno (ERO) y los radicales libres (RL) presentes en este tipo de enfermedades (*Ramos-Gómez, et al., 2011*).

En la evolución del hombre, las verduras, entre ellas los quelites, han sido usadas como alimento desde tiempos muy remotos (*Castro-Lara, et al., 2011*). Existen alrededor de más de 200 especies de plantas como las verdolagas, quelite cenizo, quintoniles, huahzontles, flores de calabaza, entre otras que son fuente importante de macro, micronutrientes y fitoquímicos capaces de proveer a los consumidores de una dieta saludable (*Gálvez y Peña, 2015*) brindando efectos favorables para el funcionamiento del organismo (*Bourges y Vargas, 2015*).

Estos compuestos fitoquímicos han encontrado un nicho en la industria alimentaria y farmacéutica, utilizándolos para la prevención y tratamiento de ciertas enfermedades crónicas (*Drago, et al., 2006*). Investigaciones previas han reportado la presencia de fenoles, flavonoides totales (*Ramos-Gómez, et al., 2011; Róman-Cortés, et al., 2018; Santiago-Saenz, et al., 2018*) en algunas especies de quelites como en *Chenopodium berlandieri* perteneciente a la familia *Amaranthaceae*.

Sin embargo, el consumo de quelites en México, entre ellos *Chenopodium berlandieri*, ha disminuido considerablemente desde la conquista. Se dice que aproximadamente se ha perdido un 50-90% de su consumo en las poblaciones mexicanas (*Bye y Linares, 2000*).

Esto debido a que el país ha pasado por una transición alimentaria derivada en un cambio en las preferencias de consumo. El desarrollo económico y la importación de patrones de alimentación han tenido un gran impacto en que se opte por el consumo de comida rápida o la compra de productos industrializados con elevadas cantidades de azúcares, grasas saturadas, sales y conservadores (*Ramirez-Mayans, et al., 2003*). Esto ha provocado una gran disminución en el consumo de quelites e incluso ocasionado que algunos queden en el olvido.

El presente estudio busca contribuir al conocimiento nutricional y antioxidante de esta especie endémica de México que alguna vez fue parte importante de la dieta de los pueblos mesoamericanos al identificar compuestos fenólicos presentes y la capacidad antioxidante en hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri*. Asimismo, se evaluó el efecto del tipo de secado; en horno y por liofilización, y la forma de preparación, ya sea crudo o hervido tanto en hojas como en inflorescencias, en el contenido de compuestos fenólicos por técnicas colorimétricas y por UPLC-DAD-Q-ToF MS.

II. Antecedentes

2.1 Quelites

La palabra “quelite” proviene del náhuatl (*quilitl*) que significa hoja. Este es un término genérico que se usa para referirse a hierbas silvestres comestibles en su gran mayoría. Los quelites han sido definidos como “plantas cuyas hojas, tallos tiernos y en ocasiones las inflorescencias inmaduras, son consumidas como verdura”. Han sido denominados de diversas maneras por diferentes lenguas indígenas como *kaka* (totonaco), *Yiwa* o *yube* (mixteco), *Xakua* (purépecha), *Guilibá* (Rarámuri), *Bok itah* (Tzeltal), *Itaj* (Tzotzil) y *K’ani* (Ñahñu); pero todos son términos que se usan para designar a las hierbas comestibles que crecen de manera silvestre (*Castro-Lara, et al., 2011*).

En la agricultura occidental moderna son llamadas “malezas”. Sin embargo, en la tradición mesoamericana eran considerados alimentos de alto valor nutrimental, que además confieren variedad y riqueza sensorial y gastronómica a la dieta (*Bourges y Vargas, 2015*). Actualmente los quelites también se venden de manera común en los mercados locales de los diferentes estados de la República Mexicana, por lo que son accesibles y a bajo costo (*Santiago-Saenz, et al., 2019*). Además, otro aspecto importante de resaltar es su potencial como recursos fitogenéticos para la alimentación por su plasticidad fenotípica y genotípica, por ser parientes de diversas especies cultivadas y domesticadas, y por estar actualmente sujetos a procesos de evolución hacia la domesticación (*Castro-Lara, et al., 2011*).

2.1.1 Quelites en la alimentación prehispánica

En la evolución del hombre, las verduras, entre ellas los quelites, han sido usadas como alimento desde tiempos muy remotos. Como fuente de alimento seguramente fueron muy importantes a partir del desarrollo de la agricultura, es decir, desde hace unos 10,000 años. Para el caso de México, se cuenta con registro escrito de su presencia y uso a partir del siglo XV (*Castro-Lara, et al., 2011*). De acuerdo con *Bourges y Vargas (2015)*, en México, el consumo de quelites se remonta a la época prehispánica, en la que se conocían y aprovechaban cerca de 500 especies y de las que los españoles recogieron información sobre unas 50.

Con el descubrimiento de América y la llegada de españoles al Nuevo Continente, se comienzan a producir escritos acerca de los usos, costumbres y aprovechamiento de las plantas por parte del hombre. Entre los documentos más importantes del siglo XVI está la obra de Fray Bernardino de Sahagún “Historia general de las cosas de la Nueva España”, cuyo libro undécimo se dedica a los quelites: en dos párrafos del capítulo VII, el párrafo 3 trata “de las yerbas comestibles cocidas” y el párrafo 4 “de las yerbas que se comen crudas” (*Castro-Lara, et al., 2011*).

En ambos párrafos Sahagún menciona alrededor de 60 plantas reconocidas como quelites. Algunos de los que menciona son el *papaloquilitl* (pápaloquelite), *mozoquilitl* (mozote), *xaltomaquilitl* (hojas de jaltomate) y *uauhquilitl* (quelite cenizo o amaranto). Los quelites han sido utilizados desde tiempos prehispánicos; han persistido durante más de 500 años y en la actualidad aún son una importante fuente de alimentación tradicional mexicana (*Castro-Lara, et al., 2011*).

2.1.2 Consumo de quelites en México y formas de preparación

México cuenta con una gran variedad de especies vegetales nativas que pueden contribuir a la nutrición en poblaciones de escasos recursos. Entre esas especies se encuentran los quelites (*Santiago-Saenz, et al., 2019*).

El consumo de quelites está distribuido en todo el territorio nacional, dado que son parte integral de la cultura local, al estar presentes en las preparaciones de distintos platillos (*Linares y Bye, 2015*) como tamales, sopas, quesadillas o ensaladas. Se consumen de muchas formas, algunas hojas y tallos se comen crudos, otros se cuecen o fríen ligeramente y se combinan con sopas, tacos, quesadillas, moles, y diversos guisados. En algunos platillos constituyen el componente principal, pero también pueden ser el condimento que proporciona diferentes sabores, aromas, olores y texturas, así como diversos nutrimentos (*Castro-Lara, et al., 2011*).

Castro-Lara et al. (2011), mencionan que se conocen más de 200 especies de quelites pertenecientes a diferentes familias botánicas, las cuales se consumen en el país, lo mismo en zonas cálido-húmedas que en regiones áridas y semiáridas así como en tierras de clima templado. Se encuentran distribuidos en todo el país, y es en las zonas rurales donde se encuentra la biodiversidad más abundante asociada a las milpas cultivadas a la usanza tradicional. Esto permite a los campesinos usarlas en su alimentación aprovechándolas para complementar el aporte nutricional a la dieta.

Los quelites generalmente se consumen en fresco o crudos en etapas de desarrollo temprano de la planta, cuando las hojas y tallos aún están tiernos. Asimismo, se pueden consumir frescos o secar al sol, a la sombra, o para fines de estudio secar por horno o por liofilización. En algunos estados del norte de México, la temporada de aprovechamiento de los quelites está limitada a una época del año, por lo que se pueden preparar en salmuera para poder consumirse posteriormente (*Castro-Lara, et al., 2011*).

De acuerdo con *Castro-Lara et al. (2011)*, las formas de preparación de los quelites para aumentar su digestibilidad incluyen:

1. Hervidos. Cuando los quelites se cuecen poniéndolos en agua hirviendo por un periodo de tiempo corto o prolongado.
2. Fritos. Los quelites se cuecen en manteca o aceite hirviendo.
3. Al vapor o asados. Cuando los quelites se cuecen en su propio jugo ya sea sobre un comal o dentro de un recipiente con tapadera.

En Querétaro, en un estudio realizado por *Pardo-Salas et al. (2021)* en la comunidad de La Barreta se registró el consumo de 4 especies de quelites: *Amaranthus hybridus L.* (quelite bleado), *Amaranthus caudatus L.* y *Amaranthus hypochondriacus L.* (quelites morados o rojos), *Portulaca oleracea L.* (verdolaga) y *Chenopodium berlandieri* (quelite cenizo). De estas, los habitantes reportaron consumir la hoja, la cual se recolecta principalmente cuando está tierna. Su forma de consumo es preferentemente cocinada, ya sea asada (en un comal o sartén sin grasa), frita (con grasa), hervida (en agua), guisada, mezclada con carne de cerdo y recaudo, al vapor (en un recipiente que recibe calor indirecto sobre otro que contiene agua hirviendo), o utilizando más de un método. Generalmente se acompañan de tortillas a modo de tacos o se usan como salsas y/o condimentos y usualmente se consumen como el plato fuerte para la comida de la tarde o medio día.

Actualmente su consumo ha disminuido considerablemente a causa de la transición alimentaria que ha atravesado el país. De acuerdo con *Bye y Linares (2000)*, la diversidad de especies consumidas como quelites han disminuido un 55-90% desde la conquista. A la fecha, el inventario de quelites que se consumen en la actualidad está constituido por 244 especies, 121 géneros y 46 familias botánicas (*Gálvez y Peña, 2015*).

2.1.3 Composición nutrimental

Existen alrededor de más de 200 especies de plantas como las verdolagas, quelite cenizo, quintoniles, huahzontles, flores de calabaza, entre otras que son fuente importante de macro, micronutrientes y fitoquímicos capaces de proveer a los consumidores de una dieta saludable (*Gálvez y Peña, 2015*) brindando efectos favorables para el funcionamiento del organismo (*Bourges y Vargas, 2015*).

Si bien este tema es complejo y poco conocido, entre las sustancias bioactivas que se han identificado en los quelites figuran:

- a) Polifenoles, antioxidantes que se asocian con la prevención de enfermedades cardiovasculares y otras degenerativas ligadas con el estrés oxidativo.
- b) Ácidos grasos poliinsaturados Omega-3 y Omega-6, que pueden tener efectos antitrombóticos reduciendo la adherencia de las plaquetas en las arterias, así como las concentraciones de colesterol y triglicéridos en el plasma.
- c) Los flavonoides como la ametoflavona, kaempferol y quercetina principalmente, los cuales presentan actividad antioxidante.

Se sabe también que proporcionan fibra y niveles importantes de vitaminas y minerales (*Castro-Lara, et al., 2011*) y que además de su contribución nutrimental aportan a la dieta diferentes aromas, colores y sabores.

En términos generales la composición nutrimental de los quelites es similar a la de otras verduras de hoja verde. Contienen cantidades considerables de agua (más del 75%), y entre los sólidos (25%) se encuentran hidratos de carbono, fibras y

pequeñas cantidades de lípidos que dan una densidad energética comparativamente baja.

Son alimentos de alto valor proteico. Algunos quelites como el chepil, el quelite cenizo y rojo, la chaya, y los romeritos contienen hasta 6 g de proteína (por 100 gramos), superiores incluso a los de otras verduras como la espinaca (2.9 g de proteína por 100g) o la acelga (2.1 g de proteína por 100 g).

Entre las vitaminas destacan la A y la C, cuyo contenido varía entre 1120 y 7390 UI (unidad internacional) para la A y entre 4.4 y 196 mg para la C. También contienen vitaminas como la riboflavina, la tiamina y la niacina (*Bourges y Vargas, 2015*).

En un estudio se encontró que *Chenopodium quinoa* (quinoa) y *Amaranthus* spp. que son especies relacionadas con *Chenopodium berlandieri* (quelite cenizo), se han utilizado como sustitutos del trigo debido a sus propiedades nutricionales mejoradas, especialmente en términos de equilibrio de aminoácidos, minerales (calcio y hierro), y vitamina E. Así como también por su aportación de componentes bioactivos relevantes, como saponinas y polifenoles (*Lazo, et al., 2016*).

2.1.4 Quelites más comunes en México

En México se consumen alrededor de 500 especies de quelites (*Linares y Bye, 2015*). Entre las especies, se destacan algunas que sobresalen por ser empleadas en diversas regiones de México y las cuales se han constatado en estudios etnobotánicos realizados en varias regiones del país (Fig. 1).

Tal es el caso de la verdolaga (*Portulaca oleracea*), los quintoniles o amarantos (*Amaranthus* spp.), el epazote (*Dysphania ambrosioides*), el pápalo (*Porophyllum ruderale* subsp. *macrocephalum*), el quelite cenizo (*Chenopodium berlandieri*), la yerba mora (*Solanum americanum*, *Solanum nigrescens*), el alache (*Anoda cristata*), el jaltomate (*Jaltomata procumbens*), la hierba mora (*Solanum nigrescens*), la lentejilla (*Lepidium virginicum*), el amolquillite (*Phytolacca icosandra*), los chepiles (*Crotalaria* spp.) y la lengua de vaca (*Rumex mexicanus*) (*Linares y*

Bye, 2015). Dentro de sus características más apreciadas se encuentran: sabor, textura, disponibilidad, resistencia a la sequía, importancia tradicional y tiempo de anaquel.

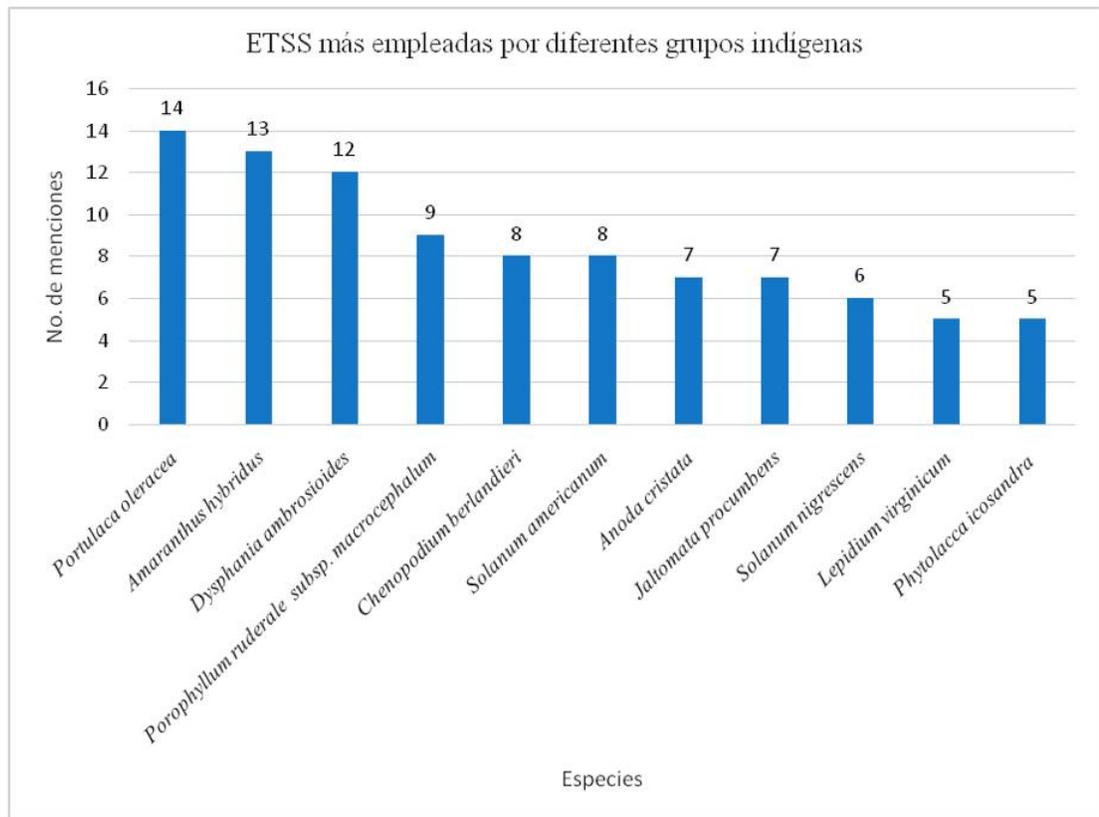


Figura 1. Especies de quelites más empleadas por diferentes grupos indígenas (Linares y Bye, 2015).

2.1.5 *Chenopodium berlandieri*

2.1.5.1 Descripción morfológica

De acuerdo con la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO, 2009), *Chenopodium berlandieri* es una hierba erecta, conocida en México como “quelite cenizo”. Que puede llegar a crecer desde 40 cm hasta 2 m de alto (Fig. 2).

Su tallo es simple o ramificado hacia el ápice, anguloso y con rayas longitudinales, de color verde claro o amarillento, a veces rojizo y con ramas extendidas o

ascendentes. Sus hojas tienen un tamaño desde 1 a 13.5 cm de largo por 0.5 a 8.5 cm de ancho, son irregularmente dentadas, de color verde y más o menos de textura harinosa sobre todo en el envés. La inflorescencia puede ser densa o laxa, con numerosas flores agrupadas en glomérulos compactos, dispuestos en espigas paniculadas, con frecuencia provistas de algunas hojas con textura harinosa (Fig.2).

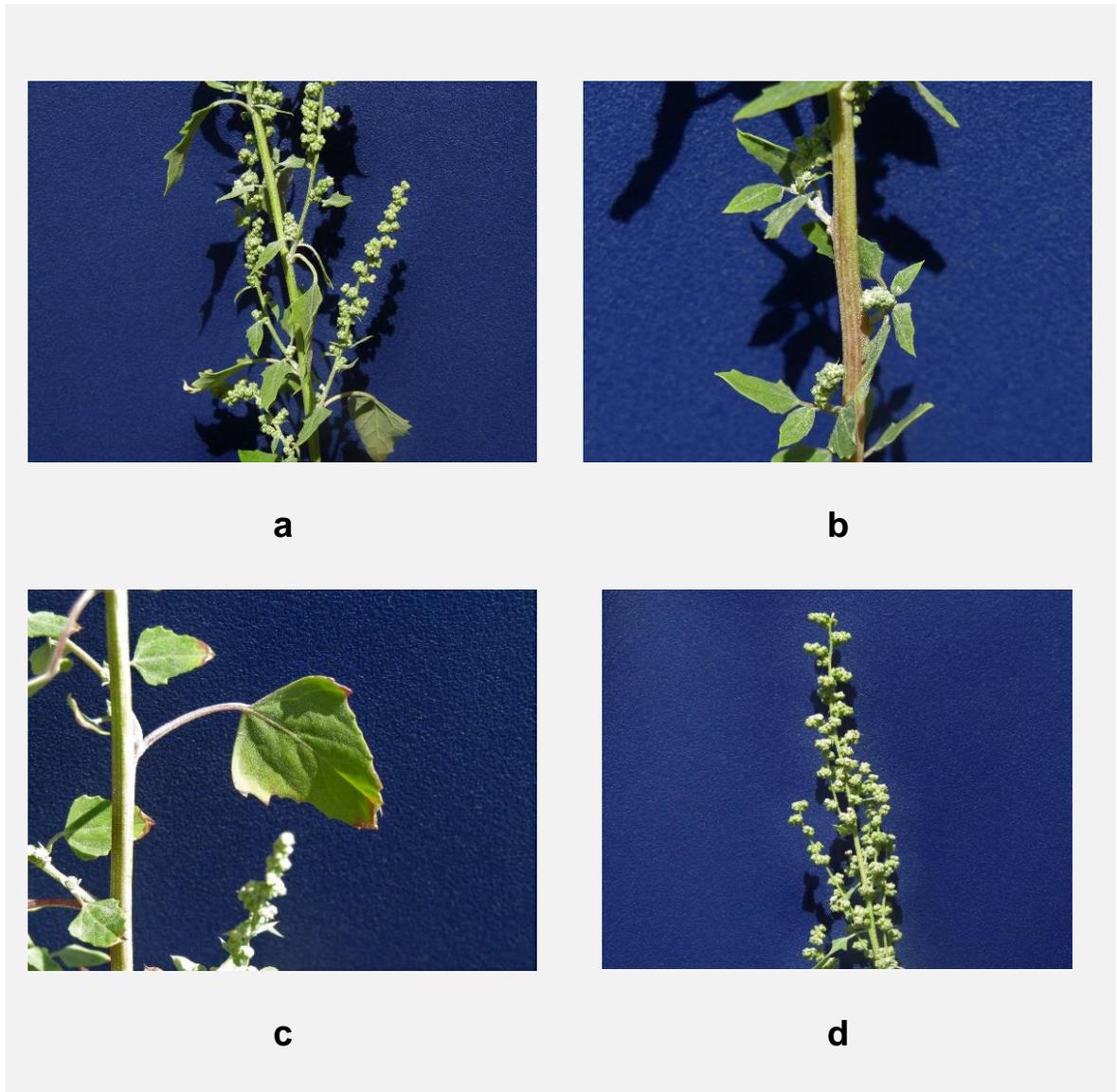


Figura 2. Características morfológicas de *Chenopodium berlandieri*: a) planta de *Chenopodium berlandieri*, b) tallo de *Chenopodium berlandieri*, c) hoja de *Chenopodium berlandieri*, d) inflorescencia de *Chenopodium berlandieri*.

2.1.5.2 Hábitat y distribución

Chenopodium berlandieri es una planta endémica de México, que se encuentra comúnmente distribuida en todo el país. Es una planta ruderal y arvense ya que crece espontáneamente en los campos de cultivo y en las orillas de los caminos (CONABIO, 2009; Castro-Lara, et al., 2011).

2.1.5.3 Características culinarias

De *Chenopodium berlandieri* generalmente se consumen las hojas, principalmente en cuaresma. Las hojas pueden consumirse crudas cuando están tiernas en salsas o ensaladas, o pueden consumirse también cocidas.

Con la intención de revalorizar las tradiciones culinarias y conservar los recursos fitogenéticos, se elaboró un recetario de quelites en el taller “Rescate de especies subvaloradas de la dieta mexicana y su contribución para el mejoramiento de la nutrición en México” (Gálvez, 2015). Algunas de las formas de preparación de platillos con “quelite cenizo” (*Chenopodium berlandieri*) como ingrediente principal, son las siguientes recetas:

1. Quelites cenizos en revoltijo (receta de Concepción López Villegas)

Ingredientes (6 porciones):

- 1 kg de hojas de quelite cenizo limpias (aproximadamente un manojo mediano)
- ½ kg de camarones secos
- 2 litros de agua
- 1 cucharadita de tequesquite
- 2 cucharadas de manteca
- ¼ kg de mole rojo
- 5 papas medianas cocidas, peladas y picadas en cuadrillos
- 3 nopales limpios y picados en cuadrillos (una lata de sardina, medida empleada en la región)
- Sal al gusto*

Notas:

- *Los quelites pueden hervirse sin tequesquite y en su lugar se puede usar bicarbonato.*
- *También se puede preparar (en lugar de camarones) con carne de cerdo (de preferencia costilla o lomo). Si se usa carne, en lugar de agua para disolver el mole, se usa el caldo donde se coció la carne.*
- *Si se come al día siguiente el sabor se concentra.*
- *Este platillo se prepara en Semana Santa y en Año Nuevo*

Preparación: Tiempo aproximado: 45 minutos

- Se disuelve el tequesquite en media taza de agua, se deja asentar y se utiliza solamente el agua y no la tierrita que queda en el fondo.
- Se limpian los camarones quitando la cabeza, patas y cola, y se reservan.
- Se ponen a cocer los camarones en medio litro de agua caliente y se dejan al fuego hasta que se hidraten y suavicen, después se retiran del fuego.
- Se ponen a cocer los quelites cenizos con medio litro de agua aproximadamente y se le agrega el agua de tequesquite, se dejan cocer hasta que queden suaves.
- Se escurren los quelites exprimiéndolos fuertemente entre las manos, se hacen bolas y se reservan.
- Se calienta la manteca, se añaden las cabezas, patas y colas de camarón en un sartén moviendo constantemente hasta que se doren. Se muelen poco a poco en la licuadora, hasta que queden en polvo.
- Aparte se calienta la manteca.
- Se disuelve el mole en un cuarto de litro de agua tibia, y se le agrega a la manteca caliente. Se mueve y una vez disuelto, se le agrega el agua donde se hirvió el camarón y se sigue moviendo constantemente.
- Se añade el polvo de camarón, los camarones cocidos y una taza de agua, se continúa moviendo.

- En caso de requerirlo se va agregando agua poco a poco para evitar que quede muy espeso o muy aguado, se continúa moviendo.
- Se agregan las papas, nopales y quelites cocidos (deshaciendo las bolas), se continúa moviendo hasta que suelte el hervor y se rectifica la sal.

Se acompaña con pan bolillo.

Contenido nutricional	Energía (Kcal)	Hidratos de carbono (g)	Grasas (g)	Proteína (g)	Fibra (g)	Colesterol (mg)	Sodio (mg)
Valores por 100 g de platillo	114.6	11.2	3.3	12.4	1.1	0.7	346.2
Valores para 2 cucharones de guisado (250 ml/ 250 g)	286.5	28	8.3	31	2.7	1.7	865.6

Figura 3. Contenido nutricional de quelites cenizos en revoltijo.

2. Quelites cenizos fritos (receta de Juana Serapio Hernández)

Ingredientes (6 porciones):

- 1 kg de quelite cenizo limpio
- 2 litros de agua
- ½ cucharadita de bicarbonato
- 2 cucharadas de manteca
- ½ cebolla mediana
- ½ cucharadita de sal

Notas:

• Para limpiar los quelites cenizos se separan las hojas y los tallitos tiernos.

Preparación: Tiempo aproximado: 30 minutos

- Se pone a hervir el agua y se le agregan los quelites cenizos y el bicarbonato.

- Cuando están cocidos, se dejan enfriar y se exprimen fuertemente hasta formar una bola.
- Se pone a “requemar” la manteca, se le agrega la cebolla para que se acitrone y después se le agregan los quelites cenizos, desmenuzando las bolas.
- Se añade la sal y se revuelven.

Se acompañan con tortilla y salsa.

Contenido nutricional	Energía (Kcal)	Hidratos de carbono (g)	Grasas (g)	Proteína (g)	Fibra (g)	Colesterol (mg)	Sodio (mg)
Valores por 100 g de platillo	53.8	4	3.2	4.5	1.1	2.5	207.4
Valores para 2 cucharones de guisado (250 ml/ 250 g)	134.5	10.1	8	11.2	2.7	6.2	518.4

Figura 4. Contenido nutricional de quelites cenizos fritos.

2.2 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son moléculas que tienen uno o más grupos hidroxilo unidos a un anillo aromático. La estructura básica de los compuestos fenólicos es el fenol, el cual se compone de un anillo aromático (fenil) unido a un grupo hidroxilo (OH) (Fig. 5) (Peñarrieta, et al., 2014).

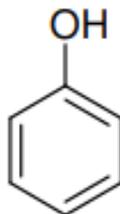


Figura 5. Estructura química del fenol (Peñarrieta, et al., 2014).

Los compuestos fenólicos se dividen en dos grandes grupos, los flavonoides y no flavonoides, dentro del primer grupo se encuentran los flavonoles, flavonas, flavanonas, isoflavonas, antocianinas y chalconas. Dentro del grupo de no flavonoides se encuentran los ácidos fenólicos (ácidos cumáricos y benzóicos), estilbenos y los taninos (condensados e hidrolizables) (*Vermeris y Nicholson, 2008*).

Miles de compuestos fenólicos se encuentran en las plantas y juegan una serie de funciones metabólicas en el crecimiento y reproducción, y en la protección contra patógenos externos y el estrés, como la radiación UV y los depredadores. Junto con las vitaminas, los compuestos fenólicos se consideran importantes antioxidantes en la dieta (*Peñarrieta, et al., 2014*).

2.2.1 Flavonoides

Los flavonoides son un grupo muy amplio de compuestos fenólicos caracterizados por una estructura benzo- γ -pirano, los cuales están ampliamente distribuidos en el reino vegetal y se encuentran de forma universal en las plantas (*Cartaya y Reynaldo, 2001*). Existen 13 subclases de flavonoides con un total de más de 5,000 compuestos, 10 presentando un esqueleto hidrocarbonado del tipo C6-C3-C6 (difeníl-propano) derivado del ácido shiquímico y 3 de acetato (Figs. 6 y 7).

Poseen propiedades antioxidantes, antiinflamatorias, antitrombóticas, antimicrobianas, antialérgicas, antitumorales, antiasmáticas e inhibidoras de enzimas (*Pérez-Trueba, 2003*). Sin embargo, entre todas las propiedades biológicas, las de mayor interés han sido sus efectos antioxidantes, los cuales han sido blancos de un sinnúmero de estudios principalmente de corte clínico y nutricional.

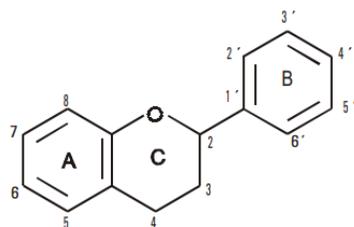


Figura 6. Estructura química de los flavonoides (Cartaya y Reynaldo, 2001).

Flavonoide	Estructura básica
Chalconas	
Dihidrochalconas	
Auronas	
Flavonas	
Flavonoles	
Dihidroflavonoles	
Flavanonas	
Flavanol	
Flavandioles o Leucoantocianidinas	
Antocianidina	
Isoflavonoides	
Biflavonoides	
Proantocianidinas o Taninos condensados	

Figura 7. Subclases de los flavonoides (Cartaya y Reynaldo, 2001).

2.2.2 Taninos condensados

Se sabe que los taninos condensados poseen actividad antioxidante. Además, se ha reportado que poseen beneficios a la salud por su actividad antibacteriana, anticarcinogénica, inhibidora de la peroxidación lipídica, y de la agregación plaquetaria relacionada a la formación de trombos en el sistema circulatorio.

El estudio de la actividad antioxidante de taninos condensados *in vitro* e *in vivo*, demuestra que son secuestradores efectivos de radicales libres, que inhiben la oxidación de tejidos mejor que la vitamina C, vitamina E y β caroteno. *In vitro*, se ha demostrado que los taninos condensados tienen una preferencia por neutralizar el radical libre hidroxilo (OH). Así mismo, se demostró que tienen la capacidad de actuar como inhibidores no competitivos de la enzima xantina oxidasa, una de las mayores generadoras de radicales libres en el metabolismo celular (Vazquez-Flores, et al., 2012).

2.2.3 Compuestos fenólicos presentes en quelites

Diversos estudios epidemiológicos indican que una dieta alta en frutas y vegetales disminuyen el riesgo de desarrollar enfermedades crónicas. El efecto protector de estos alimentos se atribuye a la presencia de antioxidantes naturales como los compuestos fenólicos, las vitaminas A, C y E, los isotiocianatos, entre otros. Estas sustancias tienen la habilidad de contrarrestar o inhibir los efectos negativos de las especies reactivas de oxígeno (ERO) y los radicales libres (RL) presentes en este tipo de enfermedades (Ramos-Gómez, et al., 2011).

Un estudio realizado *in vitro* mostró que extractos metanólicos de verdolaga, malva y quelite poseen un alto contenido de fenoles y flavonoides totales. El contenido de fenoles totales que encontraron fue de 46.75- 52.45 miligramos equivalentes de ácido Gálico (mg EAG) /g extracto. La concentración de flavonoides totales fue de 12.31 a 35.33 mg equivalentes de catequina (mg EC) /g extracto, siguiendo el orden de *C. murale* < *P. oleraceae* < *M. parviflora*. Con respecto al análisis de HPLC,

identificaron el ácido protocatéuico en las tres especies, encontrándose concentraciones de 20.81, 64.38 y 33.66 $\mu\text{g}/\text{mg}$ de extracto en *C. murale*, *M. parviflora* y *P. oleraceae*, respectivamente, e igual identificaron rutina únicamente en *C. murale* con un valor de 25.32 $\mu\text{g}/\text{mg}$ de extracto (Ramos-Gómez, et al., 2011).

En otro estudio en el que se evaluaron muestras de huazontles, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas, se encontró que todas las especies estudiadas presentaron niveles superiores de taninos en comparación con los compuestos fenólicos y flavonoides. Y que los huazontles fueron los que presentaron la mayor concentración de compuestos fenólicos y de flavonoides en comparación con los niveles de las especies restantes, mientras que la mayor concentración de taninos se observó en los quintoniles (Fig. 8) (Román-Cortés, et al., 2018).

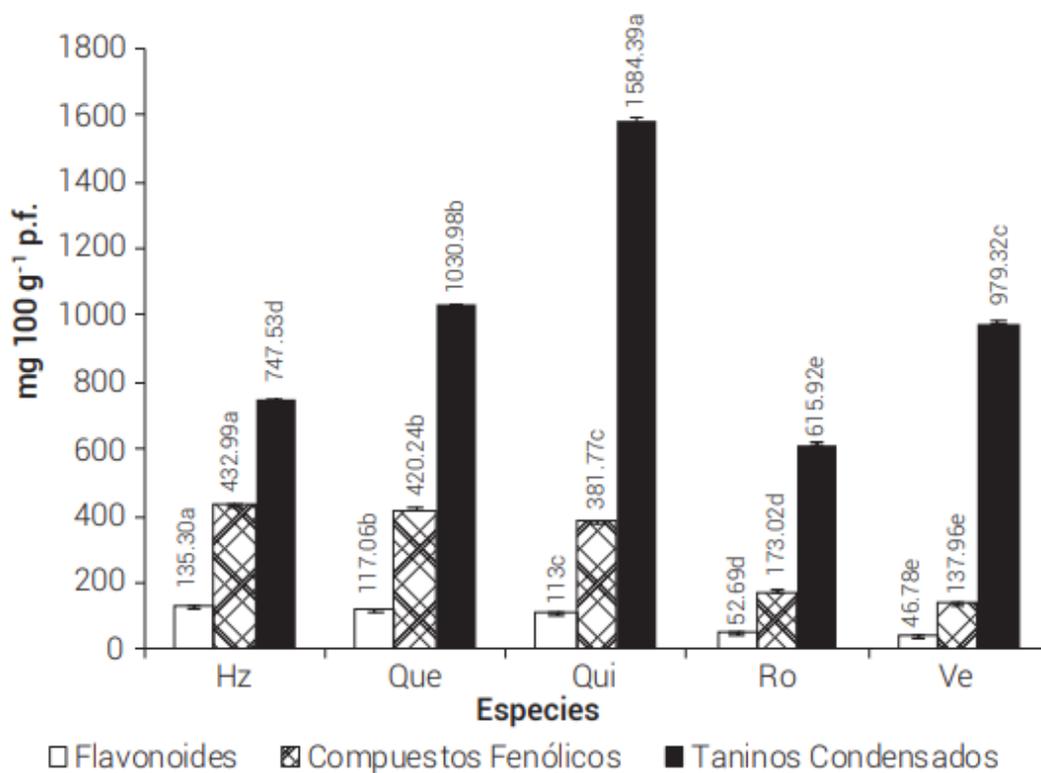


Figura 8. Contenido de taninos, compuestos fenólicos y flavonoides en huazontle (Hz), quelites(Que), quintoniles (Qui), romeritos (Ro) y verdolagas (Ve) (Román-Cortés, et al., 2018).

En otro estudio reciente donde estudiaron las hojas crudas de *C. berlandieri*, encontraron que el contenido de compuestos fenólicos totales y flavonoides fue de 10.24 mg EAG/ g de peso seco y de 17.57 mg EC/ g de peso seco respectivamente. De igual forma identificaron la presencia de algunos ácidos fenólicos y flavonoides, como ácido caféico, gálico, clorogénico, vainílico, p- hidroxibenzóico, ferúlico, siríngico, rutina, florizina, mirecetina, quercetina y floretina (*Santiago-Saenz, et al., 2018*).

2.3 Capacidad antioxidante

2.3.1 Radicales libres

Desde el punto de vista químico los radicales libres son todas aquellas especies químicas, cargadas o no. En su estructura atómica presentan un electrón desapareado o impar en el orbital externo, dándole una configuración espacial que genera gran inestabilidad.

Existe un término que incluye a los radicales libres y a otras especies no radicálicas, pero que pueden participar en reacciones que llevan a la elevación de los agentes prooxidantes y son las especies reactivas del oxígeno (*Venereo-Gutiérrez, 2002*).

Las principales especies reactivas del oxígeno o sustancias prooxidantes son:

- Radical hidroxilo (HO)[•]
- Peróxido de hidrógeno (H₂O₂)
- Anión superóxido (O₂⁻)
- Oxígeno singlete (O₂[•])
- Oxígeno nítrico (NO[•])
- Peróxido (ROO[•])
- Semiquinona (Q[•])
- Ozono

Las ERO son radicales libres altamente reactivos. Todos ellos son capaces de reaccionar con la membrana lipídica, ácidos nucleicos, proteínas, enzimas y otras moléculas provocando daño celular (*Amaeze, et al., 2011*). También son capaces de atacar las células del cuerpo, haciéndoles perder su estructura y función. El daño celular causado por radicales libres aparenta ser la principal contribución al envejecimiento y a las enfermedades degenerativas como el cáncer, enfermedades cardiovasculares, cataratas, debilitamiento del sistema inmune, enfermedades hepáticas, diabetes mellitus, inflamación, falla renal, disfunción cerebral, estrés y muchas otras (*Alam, et al., 2013*).

2.3.2 Antioxidantes

Para proteger las células y los órganos del cuerpo en contra de las ERO, los humanos poseen un complejo sistema de protección antioxidante, que funciona interactivamente para neutralizar radicales libres. Estos antioxidantes son capaces de estabilizar o inactivar radicales libres antes de que éstos ataquen a las células.

Un antioxidante es una sustancia que puede eficientemente reducir a pro-oxidantes con baja formación de residuos, los cuales pueden tener nula o baja toxicidad. Éste sistema de defensa antioxidante incluye moléculas, enzimas, y secuestradores químicos que previenen el daño oxidativo.

Existen diversas formas para clasificar a los antioxidantes desde una perspectiva de su origen y presencia en el organismo. Es posible distinguir entre aquellos antioxidantes que son normalmente bio-sintetizados por el organismo, y aquellos que ingresan a éste a través de la dieta (*Balsano y Alisi, 2009*).

Bio-sintetizados por el organismo:

- Antioxidantes enzimáticos
- Antioxidantes no enzimáticos

Adquiridos a través de la dieta:

- Vitaminas antioxidantes
- Carotenoides
- Compuestos fenólicos
- Algunos glucosinolatos y compuestos azufrados

2.3.3 Técnicas de capacidad antioxidante

2.3.3.1 DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo)

DPPH es un radical estable en solución y aparece de color púrpura que absorbe a una longitud de onda de 515 nm en metanol. Este ensayo se basa en el principio de que el radical DPPH al aceptar un átomo de hidrógeno (H) de la molécula antioxidante, se reduce de DPPH a DPPH₂, y el color púrpura cambia a amarillo, con una disminución en la absorbancia a una longitud de 515 nm (*Brand, et al., 1995*).

2.3.3.2 FRAP (Poder antioxidante reductor de hierro, por sus siglas en inglés)

El ensayo FRAP se presenta como un método novedoso para evaluar el poder antioxidante. La reducción de iones férrico a ferroso a pH bajo provoca la formación de un complejo ferroso- tripiridil triazina coloreado. Este método se basa en medir el incremento en la absorbancia a 593 nm mediante una coloración azul que se produce cuando el complejo TPTZ-Fe⁺³ (hierro-tripiridiltriazina) se reduce a TPTZ-Fe⁺² (*Benzie y Strain, 1996*); (*García, et al., 2011*).

2.3.3.3 TEAC (Capacidad antioxidante equivalente al Trolox, por sus siglas en inglés)

Este método está basado en la capacidad de los antioxidantes para capturar el radical catiónico ABTS^{•+} (ácido 2,2' azinobis-3-etilbenzotiazolina-6- sulfónico), usando como patrón el ácido 6-hidroxi-2,5,7,8 tetrametilcromán-2-carboxílico (Trolox), un análogo sintético hidrosoluble de la vitamina E. La captura del radical catiónico ABTS (coloración verde-azulada) produce una disminución en la coloración y un descenso en la absorbancia a 658 nm (*Miller, et al., 1993*).

2.3.3.4 ORAC (*Capacidad de absorción de radicales de oxígeno, por sus siglas en inglés*)

Se trata de un mecanismo que mide la capacidad de captación de un radical específico, el peroxilo generado a partir de la molécula orgánica AAPH (2,2'-azobis (2-amidino-propano) dihidrocloruro). Estos radicales atacarán a la molécula de fluoresceína, produciendo fluoresceína oxidada, que ya no emite fluorescencia y, produciendo, por tanto, un descenso en la longitud de onda de excitación 493 nm. y de emisión 515 nm. En presencia de antioxidantes, éstos reaccionan con los radicales peroxilo y la fluoresceína mantendrá la misma emisión de fluorescencia. Por tanto, se lleva a cabo una comparación entre el descenso en la fluorescencia producido en presencia y en ausencia de un antioxidante (*Ou, et al., 2001*).

III. Planteamiento del Problema

En México la alta tendencia de preferencias de consumo de alimentos procesados o comida rápida de alto aporte calórico como consecuencia de la globalización y un ritmo de vida acelerado, así como cambios generacionales donde poco a poco se van perdiendo cada vez más tradiciones y costumbres, han tenido un gran impacto en el abandono de los alimentos de la dieta tradicional mesoamericana. Se desaprovechan muchas especies vegetales y quelites (*Gálvez y Peña, 2015*). Estas especies hoy en día se consideran especies tradicionales subvaloradas y subutilizadas.

Los quelites han sido utilizados desde tiempos prehispánicos; y en la actualidad aún son una importante fuente en la alimentación (*Castro-Lara, et al., 2011*). *Bourges y Vargas (2015)*, mencionan que para la sabía tradición mesoamericana eran alimentos que conferían y confieren variedad y riqueza sensorial y nutrimental a la dieta, además de ser admirablemente congruentes con el ambiente. Sin embargo se les trata a menudo como alimentos “de segunda” debido al lamentable hecho de que, aunque constituyen uno de los numerosos tesoros alimentarios que

Mesoamérica dejó al mundo, paradójicamente no han sido valorados ni explotados plenamente debido a que se les asocia con la pobreza (*Bourges y Vargas, 2015*).

Gálvez y Peña (2015), afirman que una dieta basada en los alimentos tradicionales, que incluyen la sabia combinación maíz-frijol, provee al consumidor de un valor nutrimental similar al de las proteínas de la carne, pero con un costo significativamente menor tanto para el consumidor como para el ambiente. Además de que estas verduras y quelites fueron la base de una buena nutrición en Mesoamérica, pues ofrecen, aparte de los nutrimentos conocidos, una enorme variedad de fitoquímicos o sustancias que se ha visto que tienen efectos favorables en la salud.

De entre estas, destaca la especie de *Chenopodium berlandieri* (quelite cenizo), una especie endémica de México que a pesar de que se sigue aprovechando en diversas regiones del país principalmente por grupos indígenas, no ha sido estudiada ampliamente y se tiene muy poca información sobre ella. No se ha reportado el efecto que tiene el tipo de secado, ya sea en horno o por liofilización en los cambios que pueda tener el perfil fenólico y la capacidad antioxidante en esta planta. Tampoco se conoce el efecto del tratamiento térmico, es decir la diferencia entre crudo y hervido en cuanto a los compuestos fenólicos. Finalmente, se consume la hoja, pero es importante evaluar la inflorescencia y documentar el perfil fenólico y la capacidad antioxidante en estas estructuras botánicas de *Chenopodium berlandieri*.

IV. Justificación

Desde tiempos remotos hasta la actualidad la humanidad ha dependido de las plantas. De ellas se obtienen productos para satisfacer necesidades de alimento, vivienda, energía, vestido y salud. Las plantas tienen un notable valor ecológico y económico debido a sus diversos usos.

La diversidad de plantas de México es una de las mayores en el mundo, pues se ha calculado que en nuestro país viven alrededor de 18,000 a 30,000 especies de plantas (CONABIO, 1999) dentro de las cuales se encuentran las plantas comestibles donde los quelites ocupan un lugar destacado ya que su consumo se remonta desde la época prehispánica.

Sin embargo, su consumo ha disminuido un 55-90% aproximadamente, desde la conquista (Bye y Linares, 2000). Esto a causa de cambios en el estilo de vida y a una pérdida de la identidad cultural y cambios en las preferencias de consumo. Todo esto derivado de la transición alimentaria que ha experimentado el país donde el desarrollo económico y la importación de patrones de alimentación como parte de la globalización han sido de gran influencia (Ramirez-Mayans, et al., 2003).

Debido a esto ha surgido el interés de rescatar la gastronomía tradicional mexicana, por lo que se ha estudiado este tipo de plantas comestibles, y en los estudios que se han hecho se ha encontrado que los quelites no solamente brindan variedad y riqueza sensorial a la dieta, sino que además poseen sustancias bioactivas como los compuestos fenólicos con efectos favorables para el funcionamiento del organismo. Sin embargo, *Chenopodium berlandieri* (quelite cenizo) que es una especie endémica de México y que se sigue aprovechando en algunas regiones del país, ha sido poco estudiada y se ha reportado poca información en relación a la caracterización fenólica y capacidad antioxidante de esta especie.

Este estudio se centra en el interés de resaltar la relevancia nutricional del quelite cenizo al identificar compuestos fenólicos y evaluar la capacidad antioxidante en diferentes partes de la planta, en crudo y en hervido y secadas por dos métodos diferentes. No existen estudios de esta especie que comparen dos partes de la planta ni evalúen el efecto de la temperatura en el secado y la cocción. El presente estudio permite destacar la importancia del quelite cenizo como alimento, revalorizar su consumo y aportar información más completa sobre su calidad nutricia y

antioxidante, y la mejor manera de consumirlo, debido a la importancia que se ha visto que tienen los compuestos fenólicos en la salud.

V. Objetivos

5.1 Objetivo general

Evaluar el 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*.

5.2 Objetivos específicos

- Comparar la composición química proximal de la hoja e inflorescencia cruda de *Chenopodium berlandieri* en dos diferentes tipos de secado, por horno y liofilización.
- Evaluar el efecto del secado por horno y liofilización y el método de preparación crudo y hervido en el contenido de compuestos fenólicos totales, flavonoides y taninos en la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* mediante técnicas colorimétricas.
- Determinar el efecto del secado por horno y liofilización y el método de preparación crudo y hervido en la capacidad antioxidante de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* mediante las técnicas de DPPH, FRAP, TEAC y ORAC.
- Evaluar el efecto del secado por horno y liofilización y la forma de preparación crudo y hervido de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* en el contenido de compuestos fenólicos determinados por UPLC-DAD-Q-ToF MS

VI. Materiales y Métodos

6.1 Diseño del estudio

Se realizó un modelo experimental, donde se prepararon extractos a partir de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado diferentes. El solvente utilizado para la preparación de extractos fue una mezcla de metanol-agua en la proporción 80:20 v/v para su posterior caracterización: compuestos fenólicos y capacidad antioxidante, de acuerdo a lo siguiente.

6.2 Lugar de estudio

El secado, molido, preparación de extractos, cuantificación de compuestos fenólicos totales, flavonoides, taninos y determinación de la capacidad antioxidante, se llevaron a cabo en el Laboratorio de Biología Celular y molecular, y en el Laboratorio de Bromatología de la Facultad de Ciencias Naturales, Campus Juriquilla de la Universidad Autónoma de Querétaro (UAQ). La identificación de compuestos fenólicos por UPLC-DAD-Q-ToF MS se llevó a cabo en la Facultad de Química (Ciudad Universitaria) de la UAQ.

6.3 Materia vegetal

Las muestras de quelite cenizo (1,883.7 g de hoja y 2,498.3 g de inflorescencia) se obtuvieron alrededor de un camino en vegetación silvestre en la localidad de La Barreta del estado de Querétaro, ubicada a 20°49'47.6" latitud norte, y 100°30'11.9" longitud oeste, a una altitud de 2,150 msnm. Se identificaron y registraron tres ejemplares (código no. 00006282) en el herbario "*Dr. Jerzy Rzedowski*" (QMEX) de la Facultad de Ciencias Naturales.

6.4 Secado y molido

Después de la colecta, se separaron las hojas e inflorescencia. Se limpiaron y dividieron a la mitad. Una parte se secó en un horno de convección con ventilación

forzada (Shel Lab Fx 1375, USA) a una temperatura de 40°C hasta obtener un peso constante. La otra parte se secó por medio de una liofilizadora (Scientz-N Series Freeze Dryer, Ningbo Scientz Biotechnology Co., Ltd Ningbo, Zhejiang, China) a -55°C con una presión de vacío de 1 Pa. Una vez secas hojas e inflorescencia, estas se molieron por separado utilizando un molino eléctrico (Tomas Wiley Model 4 Scientific, USA), pasando por una criba de 0.5 mm de diámetro.

6.5 Preparación de extractos

Para la preparación de los extractos se utilizó una mezcla de metanol-agua (80:20 v/v). El procedimiento de cada extracto se realizó en hoja e inflorescencia crudas y en hervidas secadas por horno y por liofilización. Cada extracto se realizó por triplicado. Se utilizó una relación de 1:10 peso/volumen donde se agregaron 5 g de materia seca en polvo en 500 ml de metanol-agua (80:20) en un matraz Erlenmeyer forrado con aluminio. La mezcla se dejó en agitación continua durante 16 horas utilizando un agitador magnético. Posteriormente se filtró con papel Whatman #1 (22 µm). Los extractos resultantes se llevaron a sequedad con un rotoevaporador (Rotavapor Büchi R-200) bajo las siguientes condiciones: ausencia de luz, con una duración aproximadamente de 5 horas a una temperatura de 40°C, con una presión al vacío aproximada de 100 mmHg. Posteriormente los extractos obtenidos se liofilizaron (Scientz-N Series Freeze Dryer, Ningbo Scientz Biotechnology Co., Ltd Ningbo, Zhejiang, China) a -55°C con una presión de vacío de 1 Pa. Una vez obtenidos los extractos liofilizados, se almacenaron en tubos protegidos de la luz a una temperatura de -80°C hasta su análisis posterior.

6.6 Análisis químico proximal (AQP)

6.6.1 Determinación de humedad

Se empleó la técnica recomendada por la Asociación de Químicos Analíticos Oficiales (AOAC, 2000) para lo cual, se secó una cápsula de porcelana con tapa en una estufa eléctrica a 105°C durante 24 horas, transcurrido ese tiempo la muestra

se pasó a un desecador hasta su enfriamiento y se pesó la capsula vacía con la tapa en una balanza analítica (Precisa Instruments Ltd. Modelo XT 120A, Suiza). Posteriormente se agregaron 0.5 g de muestra a la cápsula extendiéndola con uniformidad y se colocó en una estufa a 105°C durante 24 horas. Después del secado la cápsula con la tapa parcialmente cubierta se colocó en un desecador para enfriar y pesar de nuevo con la muestra seca.

Para el cálculo del porcentaje de humedad se aplicó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{W2 - W1}{W1} \times 100$$

W1: peso en gramos de la muestra antes del secado

W2: peso en gramos de la muestra después del segundo secado

6.6.2 Determinación de cenizas

De acuerdo a la *AOAC (2000)* se colocó un crisol en mufla a 550°C durante 8 horas para asegurar que las impurezas en la superficie del crisol se quemen. Después fue transferido a un desecador por 1 hora y se pesó en una balanza analítica (Precisa Instruments Ltd. Modelo XT 120A, Suiza). Posteriormente se agregaron 0.5 g de muestra y el crisol con la muestra se llevó a la mufla (Felisa modelo FE-340, México) a 550°C durante 24 horas. Después del calentamiento se colocó en un desecador hasta su enfriamiento y finalmente el crisol que contenía la muestra se pesó. El porcentaje de cenizas se calculó de acuerdo a la siguiente formula:

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

6.6.3 Determinación de proteína

Se llevó a cabo mediante el método de Kjeldahl analizando las muestras por triplicado. Se pesaron 0.5 g de muestra en un tubo de digestión. Posteriormente se agregó el catalizador Kjeldahl a la muestra más 15 ml de ácido sulfúrico

concentrado. Se preparó en un tubo que contenía las sustancias químicas anteriores, excepto la muestra (blanco). Los tubos se colocaron en el portatubos del digestor Kjeldahl (Foss, Modelo KT 200 Kjeltex™, Dinamarca) en el bloque de calentamiento y se calentaron hasta 420°C, con un tiempo de digestión de 1.5 horas. A continuación, se dejaron enfriar los tubos y se añadieron 80 ml de agua destilada. Se encendió la sección de destilación colocando el tubo de digestión con la muestra y un matraz Erlenmeyer que contenía 35 ml de H₃BO₃ al 4% con indicadores. Posteriormente se dosificaron 60 ml de NaOH 40% al tubo con muestra y se calentó por 5 minutos hasta que todo el NH₃ fue destilado. Para finalizar se removió el matraz con el destilado y se lavó la punta del condensador. La titulación se realizó con una solución de H₂SO₄ 0.4454 N. El contenido de proteína total se calculó con la siguiente fórmula:

$$\text{Proteína (\%)} = (A-B) \times N \times 14.007 \times 6.25$$

A = volumen (ml) gastados de H₂SO₄ en la muestra

B = volumen (ml) gastados de H₂SO₄ en el blanco

N = normalidad de H₂SO₄

14.007 = peso atómico del nitrógeno

6.25 = factor de conversión proteína nitrógeno

6.6.4 Determinación del extracto etéreo

Para determinar el extracto etéreo (lípidos) se utilizó el método de Soxhlet. Primero se pesaron por triplicado 0.5 g de muestra en papel filtro Whatman # 4 y se colocaron en sus respectivos dedales de celulosa. A cada taza previamente tarada se agregaron 75 ml de hexano como solvente de extracción. Las muestras contenidas en los dedales de celulosa y las tazas se colocaron en el equipo Soxhlet para realizar la extracción de lípidos a 140 °C durante 75 minutos. Finalizado el proceso las tazas que contenían los lípidos extraídos se colocaron durante 30

minutos en la estufa a 50° C para eliminar el solvente residual. Después del calentamiento las tazas se pusieron en un desecador hasta su enfriamiento y posteriormente fueron pesadas. El porcentaje de lípidos se calculó con la siguiente fórmula:

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

6.6.5 Determinación de fibra dietética total

La determinación del contenido de fibra dietética se realizó siguiendo la metodología de la AOAC (2000). Se pesó por triplicado 1 g de muestra en una balanza analítica (Precisa Instruments Ltd. Modelo XT 120A, Suiza) y se sometió a una digestión enzimática con α -amilasa termoestable, proteasa y amiloglucosidasa. La fibra fue precipitada adicionando cuatro volúmenes de etanol. El residuo total se filtró y se lavó con etanol al 78%, etanol al 95% y acetona. Posteriormente el residuo se secó a 70° C por 12 horas; después del secado el residuo fue pesado. La fibra dietética total (FDT) es igual a:

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

Peso del residuo = promedio de los pesos (mg) para el triplicado de muestras determinadas

P y A = pesos (mg) de proteína y ceniza respectivamente

Peso de la muestra = promedio de peso (mg) de las 3 muestras tomadas

6.6.6 Determinación de hidratos de carbono

El porcentaje de hidratos de carbono se calculó por diferencia según la expresión:

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

6.7 Cuantificación fenólica

6.7.1 Compuestos fenólicos totales

Los compuestos fenólicos totales se cuantificaron por el método de Folín-Ciocalteu (*Singleton y Rossi, 1965*). Se realizó la curva de calibración para fenoles totales utilizando ácido gálico como estándar en las concentraciones de 0, 1, 2, 4, 6, 8, 10, y 12 μl . Se tomó una alícuota del extracto (12.5 μl) y se llevó a un volumen de 50 μl de agua destilada. Posteriormente se mezcló con 32 μl del reactivo de Folín-Ciocalteu (1N), se le agregaron 156 μl de NaCO_3 al 20% y se dejó reposar en ausencia de luz durante 2 horas a temperatura ambiente. El control se preparó de manera similar reemplazando la cantidad de muestra con agua destilada. Después de 2 horas se midió la absorbancia de cada una de las muestras por triplicado en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 750 nm y los resultados fueron expresados en miligramos equivalentes de ácido gálico por 100g de extracto liofilizado (mg EAG/100 g EL).

6.7.2 Flavonoides Totales

Los flavonoides totales se determinaron por el método colorimétrico del cloruro de aluminio (*Zhishen, et al., 1999*). Se realizó la curva de calibración utilizando catequina como estándar en las concentraciones de 100, 200, 300, 500, 700, 900, 1000 μl . Se tomó una alícuota del extracto (31.25 μl) y se añadieron 156 μl de agua destilada, después se añadieron 9.4 μl de NaNO_2 al 5% y se dejó reposar durante 6 min, posteriormente se agregó AlCl_3 al 10% y se dejó reposar por 5 min, después se añadió 63 μl de NaOH (1M); Finalmente se agregó 35 μl de agua destilada. El control se preparó de manera similar reemplazando la cantidad de muestra con agua destilada. La curva y la muestra se leyeron a 510 nm y los resultados se expresaron como mg equivalentes de (+) catequina/100 g de extracto liofilizado (mg EC/ 100 g EL).

6.7.3 Taninos condensados

Los taninos condensados se determinaron por el método de vainillina (*Deshpande y Cheryan, 1985*). Se realizó una curva de calibración utilizando catequina como estándar en diferentes concentraciones: 0.2, 0.6, 0.8, 0.10, 0.12, 0.14, 0.16, 0.18, y 0.20 µl. Para la determinación de la muestra se tomó una alícuota del extracto (40 µl) y se agregó 200 µl de la solución de vainillina 1% recién preparada y HCl 8% en metanol con relación de 1:1. El control fue metanol sustituyendo la cantidad de la muestra aunado con 200 µl de la solución de vainillina 1% y HCl 8%. La curva como la muestra se leyeron a una longitud de onda de 492 nm y los resultados se expresaron como mg equivalentes de (+) catequina/100 g de extracto liofilizado (mg EC/ 100 g EL).

6.8 Determinación de capacidad antioxidante

6.8.1 DPPH

El análisis DPPH se realizó de acuerdo a lo reportado anteriormente por *Brand et al. (1995)*. Brevemente, se pesaron 0.0015 g de DPPH y se disolvieron en 25 ml de metanol. Posteriormente en la placa se colocó el control que fue 20 µl de metanol más 200 µl de DPPH, el blanco que fue de 20 µl de metanol más 200 µl de agua certificada y 20 µl de muestra más 200 µl de DPPH. La reacción se llevó a cabo durante 1 hora en ausencia de luz a temperatura ambiente y se leyó la absorbancia a 517 nm. Los resultados se expresaron en µmoles equivalentes de trolox por g de extracto liofilizado (µmol ET/g EL).

Para determinar el porcentaje de inhibición se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ inhibición} = (A-B) / A \times 100$$

Dónde:

A= absorbancia del blanco

B= absorbancia de la muestra

6.8.2 TEAC

Se utilizó el método propuesto por *Miller et al. (1996)*. El radical ABTS se obtuvo al disolver 0.0038 g de ABTS (7mM) en 1 ml de persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$). La solución se almacenó en refrigeración en ausencia de luz durante 12 horas antes de su uso. El ABTS se diluyó con metanol al 80% hasta que se obtuvo un valor de absorbancia de 7 ± 0.02 a una longitud de onda de 734 nm. Posteriormente en un tubo eppendorf se colocaron 0.99 ml de ABTS diluido con 0.01 ml de muestra, se agitó y después de 6 min se midió nuevamente la absorbancia a 734 nm. Se utilizó también un blanco y un control, y los resultados se expresaron en μ moles equivalentes de trolox por g de extracto liofilizado (μ mol ET/g EL).

Para determinar el porcentaje de inhibición se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ inhibición} = (A-B) / A \times 100$$

Dónde:

A= absorbancia del blanco

B= absorbancia de la muestra

6.8.3 FRAP

Se utilizó el método descrito por *Benzie y Strain (1996)*. Se preparó el buffer de acetato disolviendo 1.55 g de acetato de sodio en 500 ml de agua certificada. Después se agregaron 8 ml de ácido acético glacial bajo la campana de extracción y se ajustó a pH 3.6. Para la preparación del cloruro férrico se disolvieron 0.176 g de $FeCl_3$ en 20 ml de agua certificada. Posteriormente bajo la campana de extracción se agregó en un matraz 50 ml de agua certificada y 330 μ l de ácido clorhídrico, después se tomaron 50 ml de este preparado y se agregaron al TPTZ. Para la preparación del reactivo FRAP se utilizó la siguiente proporción: 10:1:1 de

Buffer de acetato: TPTZ: FeCl₃. Una vez preparados los reactivos se pesaron 100 mg de muestra en un tubo falcon, se agregaron 5 ml de agua destilada y se puso a baño maría 30 min a 60°C. A temperatura ambiente se agregaron otros 20 ml de agua destilada y se agitó en vórtex. Posteriormente en la placa se colocó el control que fue 20 µl de metanol más 200 µl de FRAP, el blanco que fue de 20 µl de metanol más 200 µl de agua certificada y 20 µl de muestra más 200 µl de reactivo de FRAP. La reacción se llevó a cabo durante 30 min, en ausencia de luz a temperatura ambiente y después se midió la absorbancia a 593 nm. Los resultados se expresaron en µmoles equivalentes de trolox por g de extracto liofilizado (µmol ET/g EL).

Para determinar el porcentaje de inhibición se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ inhibición} = (A - B) / A \times 100$$

Dónde:

A= absorbancia del blanco

B= absorbancia de la muestra

6.9 Identificación y cuantificación por UPLC-DAD-Q-ToF MS

La identificación y cuantificación de compuestos fenólicos se evaluó por cromatografía líquida de ultra resolución (UPLC) acoplado a un detector de diodos (DAD) y un espectrómetro de masas (MS) de tiempo de vuelo cuadripolar (Q-ToFMS) con una interfase de ionización por electropulverización (ESI) (*Reynoso-Camacho, et al., 2021*). Para la preparación de las muestras 25 mg de extracto liofilizado se resuspendieron en 500 uL de agua grado masas. Posteriormente 2 µl de muestra fueron inyectados en una columna BEH Acquity C18 (2.1 × 100 mm, 1.7 µm) a 35°C.

Para la separación cromatográfica se utilizó agua con 0.1% de ácido fórmico (A) y acetonitrilo (B) como fase móvil con un flujo de 0.5 ml/min. Las condiciones del

gradiente fueron 0% B/0 min, 15% B/2.5 min, 21% B/ 10 min, 90% B/12 min, 95% B/13 min, 0% B/15 min, y 0% B/17 min. Las absorbancias se midieron a 214, 280, 320, and 360 nm. Los siguientes estándares comerciales se usaron para la cuantificación: ácido coumárico (ácidos hidroxicinámicos), ácido hidroxibenzóico (ácidos hidroxibenzóicos), hesperidina (flavanones) y quercetina rutinósido o rutina (flavonoles). Los resultados se expresaron como $\mu\text{g/g}$ de extracto liofilizado.

Se utilizaron las siguientes condiciones para el espectrómetro de masas (MS): voltaje capilar de 2.0 kV; voltaje del cono de 40 eV; baja energía de colisión de 6 V; alta energía de colisión de 15-45 V; temperatura de 120°C; flujo del cono de gas 50 L/h; gas de desolvatación, N_2 a 450°C y 800 L/h. la adquisición de los datos se llevó a cabo en un modo de ionización negativo (ESI-) con un rango de masa de 100-1200 Da. Se utilizó solución de leucina-encefalina (50 pg/ml) para corrección de bloqueo de masa a 10 $\mu\text{l/min}$. La identificación se llevó a cabo mediante el análisis de la masa exacta del ión pseudomolecular (error de masa < 5 ppm), distribución del isótopo y patrón de fragmentación. Los resultados se expresaron en microgramos por gramo de extracto liofilizado ($\mu\text{g/g}$ EL).

6.10 Análisis estadístico

Los datos son expresados como la media (\pm) desviación estándar. Los resultados fueron sometidos a un análisis de varianza ANOVA seguido de una prueba *post hoc* de Tukey para comparar diferencias entre grupos. Para los análisis se utilizó un intervalo de confianza del 95% y un nivel de significación $p < 0.05$. Se utilizó el programa estadístico SPSS versión 18.

VII. Resultados y discusión

7.1 Análisis químico proximal

La composición proximal de las muestras, se enlista en el cuadro 1. Con relación a las cenizas se encontró diferencia significativa entre la hoja y la inflorescencia,

donde la hoja liofilizada y la secada en horno presentaron valores mayores (22.59% y 24.19%, respectivamente) que la inflorescencia liofilizada y la secada en horno (14.71% y 15.95%, respectivamente). Dado que las cenizas representan el contenido de minerales en los alimentos (*Camacho-Bernal, et al., 2019*) de acuerdo a lo reportado en el presente estudio podría decirse que en la hoja podría estar contenida una mayor de minerales que en la inflorescencia.

En cuanto a los valores de humedad y proteína cruda no se encontraron diferencias significativas entre los grupos por lo tanto se podría decir que tanto la hoja como la inflorescencia poseen un porcentaje de humedad similar y presentan un aporte de proteína parecido el cual no se ve afectado por la temperatura del tipo de secado utilizado. A pesar de no presentar diferencia significativa la hoja liofilizada quién presentó el mayor porcentaje de proteína cruda (23.97%) y la hoja secada en horno (23.17 %) presentan valores similares a su variedad domesticada *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*: 23.1% y a *Suaeda nigra*: 23.1%. Y valores menores a *Amaranthus hybridus* (26.2 %) y a *Portulaca orelacea* (25.9%) (*Román-Cortés, et al., 2018*).

Los valores de hidratos de carbono tanto en la hoja como en la inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* son mayores a los reportados en la acelga (4.5 %) y el apio (1.3 %) (*Moreiras, et al., 2013*). Con respecto a los lípidos, los valores se encuentran entre 0.5 y 1 %, valores que son más bajos que los de otros vegetales como la lechuga: 3.3% y la zanahoria: 2.8% (*Fernández y Murillo, 2006*).

En fibra, se encontró diferencia significativa entre los grupos, siendo la inflorescencia liofilizada la que presentó el mayor porcentaje (22.76%). Con respecto a la hoja se observó que la secada en horno (19.23%) presentó mayor contenido de fibra que la liofilizada (17.61%) lo cual está en concordancia con lo descrito por *Alfonzo-González (2000)*, quien observo que al someter la fibra al calor se favorece su incremento. En este sentido propusieron que puede ser porque el calor promueve cierto tipo de interacciones que propician la formación de almidones

modificados resistentes a la acción enzimática y poco susceptibles a hidrólisis. Otro autor argumenta que en alimentos de alto contenido proteico, con el calor se pueden formar productos de la reacción de Maillard los cuales pueden ser medidos como parte de la fibra (Chang, 1989). Asimismo, estos valores de fibra encontrados en hoja son similares a los de su variedad domesticada *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*: 16.9% y mayores que los de *Amaranthus hybridus*: 8.5% (Román-Cortés, et al., 2018). Es importante mencionar que el consumo de fibra disminuye los niveles de colesterol LDL y de azúcar en la sangre mejora el funcionamiento gastrointestinal y también se le atribuyen efectos benéficos en la prevención y el tratamiento de enfermedades crónicas como las afecciones cardiovasculares, la diabetes mellitus, el cáncer y la hipertensión arterial (Duarte, et al., 2012).

Cuadro 1. Análisis proximal de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* de materia seca

Muestra vegetal	Componentes (%)					
	Humedad	Cenizas	Proteína cruda	Fibra	Hidratos de carbono	Extracto etéreo
Ih	2.59 ± 0.01 ^a	15.95 ± 0.18 ^b	23.28 ± 0.72 ^a	15.92 ± 0.40 ^d	41.71 ± 0.02 ^a	0.55 ± 0.54 ^c
IL	2.80 ± 0.02 ^a	14.71 ± 0.33 ^b	23.00 ± 0.10 ^a	22.76 ± 0.93 ^a	35.67 ± 0.23 ^b	1.06 ± 0.05 ^a
Hh	2.91 ± 0.08 ^a	24.19 ± 0.22 ^a	23.17 ± 1.79 ^a	19.23 ± 1.96 ^b	29.79 ± 0.26 ^d	0.71 ± 0.02 ^b
HL	2.66 ± 0.04 ^a	22.59 ± 0.04 ^a	23.97 ± 0.55 ^a	17.61 ± 2.45 ^c	32.45 ± 0.26 ^c	0.72 ± 0.02 ^b

Ih: Inflorescencia secada por horno, IL: Inflorescencia secada por liofilizado, Hh: Hoja secada por horno, HL: Hoja secada por liofilizado

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar. Diferentes letras indican diferencias entre los grupos (ANOVA, *pos hoc* Tukey test, $p < 0.05$)

7.2 Compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y taninos condensados

El contenido de compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y taninos condensados se muestra en los cuadros 2, 3 y 4 respectivamente. En cuanto al contenido de compuestos fenólicos totales (CFT), flavonoides totales (FT) y taninos

condensados (TC) analizados en la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* en el presente estudio, la inflorescencia presentó mayor concentración de los tres compuestos que la hoja independientemente del tipo de secado y tratamiento térmico al que ambas fueron sometidas. Siendo la inflorescencia liofilizada cruda la que presentó la mayor concentración de fenoles totales (ICL: CFT: 52.52 mg EAG / g EL) siendo 1.9 veces más que la hoja liofilizada cruda (HCL: CFT: 26.38 mg EAG / g EL). Del mismo modo la inflorescencia liofilizada cruda fue la que presentó mayor concentración de flavonoides totales y taninos condensados (ICL: FT: 23.14 mg EC/ g EL, TC: 8.16 mg EC/ 100g EL) siendo 2.5 y 2.6 veces más que la hoja liofilizada cruda (HCL: FT: 9.24 mg EC/ g EL, TC: 3.07 mg EC/ 100g EL). Los compuestos fenólicos son de considerable importancia fisiológica y morfológica ya que intervienen en los procesos de crecimiento y reproducción en las plantas (*Silva, et al., 2018*). Los niveles de compuestos fenólicos y antioxidantes están directamente relacionados con procesos de señalización en las plantas, así como defensa contra herbívoros, protección contra el estrés lumínico, tolerancia contra metales pesados y para resguardar el balance redox de las plantas (*Martínez-López, et al., 2021*).

La literatura señala que estos compuestos se sintetizan en pequeñas cantidades y no de forma generalizada, estando a menudo su producción restringida a un determinado género de plantas, a una familia, o incluso dentro de la misma especie (*Avalos y Pérez, 2009*). Esto podría explicar las diferencias encontradas en la concentración de los compuestos fenólicos entre estas dos partes aéreas de la planta. Dado que, una de las razones por las cuales las plantas sintetizan estos metabolitos (considerados como secundarios) es como defensa y protección contra factores ambientales y la inflorescencia es la que contiene las semillas las cuales son su única forma de reproducción, posiblemente una mayor concentración de estos metabolitos (derivados del metabolismo primario que tiene lugar en las hojas) sea transportada por el floema hacia la inflorescencia, como una respuesta de la

misma planta para proteger sus semillas de factores ambientales y por lo tanto asegurar su reproducción.

Con relación al efecto de la temperatura *Wang et al. (2014)*, reportaron en cereales que el hervido tiene dos efectos opuestos sobre los compuestos fenólicos, por un lado, causa degradación de compuestos sensibles al calor y por otro lado reportaron que altera las matrices de las paredes celulares y rompe enlaces covalentes en compuestos polifenólicos de alto peso molecular, lo que ocasiona una mayor accesibilidad y extracción de los mismos, el efecto que prevalezca dependerá de las condiciones de procesamiento y la naturaleza de la materia prima utilizada. En el caso de la presente investigación se observó que tanto en la hoja como en la inflorescencia el liofilizado crudo presentó mayor concentración de compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y taninos condensados que si son sometidas a calor en horno y en el hervido (ICL: CFT: 52.52 mg EAG/ g EL, FT: 23.14 mg EC/ g EL, TC: 8.16 mg EC/ 100g EL, HCL: CFT: 26.38 mg EAG / g EL, FT: 9.24 mg EC/ g EL, TC: 3.07 mg EC/ 100g EL). De acuerdo con este estudio para fines de análisis el secado por liofilización puede considerarse una mejor opción al preservar mejor los compuestos que cuando son sometidos al calor del horno. De igual forma se puede decir que al hervir la hoja y la inflorescencia estas podrían estar perdiendo una parte de sus compuestos por degradación o lixiviación. Sin embargo, a pesar de que se pierde una parte de los compuestos con el hervido, estos no se pierden totalmente y como se muestra en los cuadros 2, 3 y 4 la hoja e inflorescencia secadas en horno y hervidas aún contienen cierta cantidad de compuestos para aportar a la dieta (IBh: CFT: 26.70 mg EAG/ g EL, FT: 10.92 mg EC/ g EL, TC: 3.40 mg EC/ 100 g EL, HBh: CFT: 26.09 mg EAG/ g EL, FT: 8.02 mg EC/ g EL, TC: 3.05 mg EC/ 100 g EL). (cuadro 2, 3 y 4).

No existen estudios que midan compuestos fenólicos en inflorescencia, sin embargo, el valor de compuestos fenólicos totales reportado en hoja cruda en el presente estudio fue de 18.2 mg EAG/ g peso seco para la liofilizada y de 16.07 mg EAG/g peso seco para la secada en horno, ambos mayores al reportado por

Santiago-Saenz et al. (2018), en la misma especie (10.24 mg EAG/ g peso seco) y mayores que *Portulaca orelacea*: 10.06 mg EAG/ g peso seco (*Santiago-Saenz, et al., 2018*) y *Chenopodium álbum*: 2.95 mg EAG/ g peso seco (*Nowak, et al., 2016*). El valor de flavonoides totales de la hoja cruda equivale a 6.3 mg EC/ g peso seco para la liofilizada y a 4.6 mg EC/ g peso seco para la secada en horno. Siendo el primero similar y el segundo menor al reportado en *Chenopodium álbum*: 6.2 mg EC/ g peso seco (*Nowak, et al., 2016*). Asimismo, ambos valores son menores al reportado por *Ramos-Gómez et al. (2018)*, en *Chenopodium murale*: 12.31 mg EC/ g EL (en el presente estudio 9.24 mg EC/ g EL y 6.79 mg EC/ g EL respectivamente). La variación entre estudios puede deberse a las diferentes especies utilizadas y a condiciones agroclimáticas y estacionales, ya que provienen de diferentes zonas geográficas y se recolectaron en temporadas diferentes. A pesar de que la literatura señala que estas condiciones podrían influir en el contenido de compuestos fenólicos, tratándose de respuestas adaptativas de protección y defensa frente a situaciones de estrés (*Gharibi, et al., 2015; Martínez-López, et al., 2021*), aún hacen falta estudios que analicen el efecto de las condiciones ambientales en el perfil fenólico.

Cuadro 2. Compuestos fenólicos totales (mg EAG/ g EL) de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización).

Parte de la planta	Secado y tratamiento térmico			
	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida
Hoja	23.29 ± 0.11 ^e	26.38±0.08 ^d	26.09±0.13 ^d	22.06±0.10 ^f
Inflorescencia	27.69±0.10 ^c	52.52±0.15 ^a	26.60±0.11 ^d	34.77±0.18 ^b

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar. Diferentes letras indican diferencias entre los grupos (ANOVA, *pos hoc* Tukey test, $p < 0.05$)

Cuadro 3. Flavonoides totales (mg EC / g EL) de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización)

Parte de la planta	Secado y tratamiento térmico			
	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida
Hoja	6.79±0.11 ^g	9.24±0.08 ^e	8.02±0.07 ^f	7.92±0.13 ^f
Inflorescencia	11.99±0.44 ^c	23.14±0.13 ^a	10.92±0.07 ^d	20.30±0.10 ^b

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar. Diferentes letras indican diferencias entre los grupos (ANOVA, *pos hoc* Tukey test, p<0.05)

Cuadro 4. Taninos condensados (mg EC / 100g EL) de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización)

Parte de la planta	Secado y tratamiento térmico			
	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida
Hoja	2.61±0.31 ^c	3.07±0.15 ^c	3.05±0.36 ^c	2.47±0.10 ^c
Inflorescencia	3.26±0.26 ^c	8.16±0.40 ^a	3.40±0.10 ^c	6.89±0.79 ^b

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar. Diferentes letras indican diferencias entre los grupos (ANOVA, *pos hoc* Tukey test, p<0.05)

7.3 Capacidad antioxidante

Los valores de capacidad antioxidante y el porcentaje de radical inhibido por tres técnicas se muestran en el cuadro 5. Los valores encontrados en DPPH varían de 337.15 a 100.32 µmol ET / g EL. La capacidad antioxidante reportada en hoja cruda en DPPH equivale a 80.44 µmol ET / g peso seco para la liofilizada y 69.22 µmol ET / g peso seco para la secada en horno. Los cuales son mayores al reportado por *Santiago-Saenz et al. (2018)* en la misma especie (21.42 µmol ET / g peso seco) y en *Portulaca orelacea* (24.85 µmol ET / g peso seco).

Con respecto a TEAC los valores encontrados varían entre 732.99 y 341.82 µmol ET / g EL. Los valores reportados en hoja cruda en el presente estudio para esta técnica equivalen a 267.07 µmol ET / g EL para la liofilizada y 265.05 µmol ET / g

peso seco para la secada en horno. Estos valores son mayores a los reportados en la misma especie por *Santiago-Saenz et al. (2018)* (74.60 $\mu\text{mol ET / g peso seco}$), similares a los reportados por *Ramos-Gómez et al. (2011)*, en *Malva parviflora*: 374.50 $\mu\text{mol ET / g EL}$ (HCL: 387.01 $\mu\text{mol ET / g EL}$, HCh: 384.15 $\mu\text{mol ET / g EL}$ en el presente estudio) y menores a los reportados por los mismos autores en *Chenopodium murale*: 642.50 $\mu\text{mol ET / g EL}$.

Mientras tanto los valores reportados en FRAP varían de 803.52 a 525.12 $\mu\text{mol ET / g EL}$. Los valores reportados en hoja cruda mediante esta técnica (HCL: 545.49 $\mu\text{mol ET / g EL}$, HCh: 528.21 $\mu\text{mol ET / g EL}$) son similares a los reportados en *Malva parviflora*: 528.36 $\mu\text{mol ET / g EL}$ por *Ramos-Gómez et al. (2011)* y mayores a los reportados en la misma especie por *Santiago-Saenz et al. (2018)*: 66.37 $\mu\text{mol ET / g peso seco}$ (HCL: 376.38 $\mu\text{mol ET / g peso seco}$, HCh: 364.46 $\mu\text{mol ET / g peso seco}$ en el presente estudio). Los resultados obtenidos para FRAP mostraron mayores valores que los obtenidos en DPPH y TEAC en todos los grupos de muestras analizadas. Esto concuerda con *Hervert-Hernández et al. (2011)*, quienes, al evaluar la capacidad antioxidante de vegetales y frutas de consumo común en la dieta rural mexicana, obtuvieron los valores más altos de capacidad antioxidante con la técnica de FRAP. Dado que la técnica de FRAP es un método que mide la habilidad de los antioxidantes en las muestras para actuar como agentes reductores mediante el mecanismo de donación de electrones, de acuerdo con nuestros resultados se puede decir que los antioxidantes de *Chenopodium berlandieri* actúan más como agentes reductores y por lo tanto su capacidad donadora de electrones es mayor que su capacidad donadora de hidrógenos.

La inflorescencia liofilizada cruda fue la que presentó los valores mayores en las tres técnicas de capacidad antioxidante en comparación con los otros grupos analizados (DPPH: 337.15 $\mu\text{mol ET / g EL}$, TEAC: 732.99 $\mu\text{mol ET / g EL}$, FRAP: 803.52 $\mu\text{mol ET / g EL}$). Asimismo, fue la inflorescencia liofilizada cruda quien presentó el mayor contenido de fenoles totales, flavonoides totales y taninos condensados, por lo tanto, de acuerdo a nuestros resultados la muestra con mayor

concentración de compuestos fenólicos mostró la mayor capacidad antioxidante independientemente de la técnica utilizada.

De igual forma el mayor porcentaje de inhibición lo presentó la inflorescencia liofilizada cruda para las tres técnicas analizadas (DPPH: 99.28%, TEAC: 93.18%, FRAP: 95.98%). *Román-Cortés et al. (2018)*, reportaron porcentajes de inhibición de 79.9% para DPPH y 83.3% para TEAC en hoja en su variedad domesticada *Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*. *Chenopodium berlandieri* en el presente estudio presentó un porcentaje similar en DPPH en la hoja cruda secada en horno (75.37%) y mayor en la hoja cruda liofilizada (84.41%). En TEAC presentó menor porcentaje de inhibición tanto en hoja cruda secada en horno como en liofilizada (HCh: 59.60%, HCL: 58.28%). Sin embargo, presentó mayor porcentaje de inhibición que acelga (58%) y espinaca (52%) en DPPH (*Palomo, et al., 2009*).

Los porcentajes de inhibición menores para todos los grupos de muestras analizadas fueron los de TEAC (Cuadro 5). Algo similar ocurrió en un estudio realizado por *Müller et al. (2011)*, donde al evaluar la capacidad antioxidante de carotenoides observaron un menor porcentaje de inhibición en la técnica de TEAC. Estos autores argumentan que la estructura de los compuestos influye, ya que la presencia de grupos hidroxilo en los anillos de los compuestos disminuye los valores de inhibición de ABTS.

Cuadro 5. Capacidad antioxidante de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización)

2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH)

Parte de la planta	μmol ET / g EL				% inhibición			
	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida
Hoja	100.32±171 ^d	116.58±0.93 ^e	114.68±1.85 ^e	101.52±1.20 ^d	75.37±0.8 ^d	84.41±0.62 ^e	82.21±1.2 ^c	76.11±1.18 ^d
Inflorescencia	117.76±0.18 ^c	337.15±7.75 ^a	119.63±0.21 ^c	255.40±3.39 ^b	87.06±0.1 ^b	99.28±0.02 ^a	87.10±0.1 ^b	99.01±0.01 ^a

Capacidad antioxidante equivalente de Trolox (TEAC)

Parte de la planta	μmol ET / g EL				% inhibición			
	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida
Hoja	384.15±20.9 ^d	387.01±28.3 ^d	424.80±11.1 ^c	341.82±20.1 ^d	59.60±2.4 ^d	58.28±3.16 ^d	61.93±1.2 ^c	53.80±2.29 ^e
Inflorescencia	554.52±15.8 ^b	732.99±61.3 ^a	536.48±36.3 ^b	501.26±38.9 ^b	78.48±1.8 ^b	93.18±0.14 ^a	75.49±4.0 ^b	92.66±0.09 ^a

Poder antioxidante reductor de hierro (FRAP)

Parte de la planta	μmol ET / g EL				% inhibición			
	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida	Horno cruda	Liofilizada cruda	Horno hervida	Liofilizada hervida
Hoja	528.21±15.9 ^c	545.49±25.6 ^c	525.12±8.35 ^e	635.00±16.6 ^b	75.22±1.0 ^b	74.07±1.71 ^b	75.43±0.5 ^b	68.09±1.11 ^c
Inflorescencia	656.60±20.3 ^b	803.52±53.3 ^a	570.19±20.6 ^e	757.22±52.8 ^a	66.65±1.3 ^c	95.98±0.35 ^a	72.42±1.3 ^b	95.68±0.35 ^a

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar. Diferentes letras indican diferencias entre los grupos (ANOVA, *pos hoc* Tukey test, p<0.05)

7.4 Identificación y cuantificación de compuestos fenólicos por UPLC-DAD-Q-ToF MS

Los flavonoides y ácidos fenólicos identificados por UPLC-DAD-Q-ToF MS se muestran en el cuadro 6. De los 23 compuestos encontrados en todos los grupos de hoja y de inflorescencia analizados (8 grupos clasificados según parte botánica, tratamiento térmico y tipo de secado: HCL: hoja cruda liofilizada, HBL: hoja hervida liofilizada, HCh: hoja cruda horno, HBh: hoja hervida horno, ICL: inflorescencia cruda liofilizada, IBL: inflorescencia hervida liofilizada, ICh: inflorescencia cruda horno, IBh: inflorescencia hervida horno) se identificó una mayor variedad de flavonoides (15 flavonoides) que de ácidos fenólicos (8 ácidos fenólicos). Así como también se observó una mayor cantidad de flavonoides que de ácidos fenólicos, dado que en relación a la cantidad total de los compuestos identificados en las muestras de hoja (HCL: 27,759.09 µg/g EL, HBL: 24,037.02 µg/g EL, HCh: 21,347.71 µg/g EL, HBh: 23,348.2 µg/g EL), los flavonoides representan el 84.31% (23,405.55 µg/g EL), el 84.63% (20,344.75 µg/g EL), el 83.64% (17,856.21 µg/g EL) y el 84.47% (19,723.64 µg/g EL) respectivamente. Mientras que los ácidos fenólicos representan solo el 15.68% (4,353.54 µg/g EL), el 15.36% (3,692.27 µg/g EL), el 16.35% (3,491.5 µg/g EL) y el 15.52% (3,624.56 µg/g EL) respectivamente. Y en relación a la cantidad total de compuestos identificados en las muestras de inflorescencia (ICL: 38,770.74 µg/g EL, IBL: 36,200.13 µg/g EL, ICh: 31,011.34 µg/g EL, IBh: 32,506.96 µg/g EL), los flavonoides representan el 91.46% (35,459.86 µg/g EL), el 89.14% (32,269.61 µg/g EL), el 83.36% (25,853.52 µg/g EL) y el 84.51% (27,472.64 µg/g EL) respectivamente. Mientras que los ácidos fenólicos representan solo el 8.53% (3,310.88 µg/g EL), el 10.85% (3,930.52 µg/g EL), el 16.63% (5,157.82 µg/g EL) y el 15.48% (5,034.32 µg/g EL) respectivamente.

El compuesto que se encontró en mayor cantidad en las 4 muestras de hoja analizadas fue la rutina (HCL: 7,652.83 µg/g EL, HBL: 4,858.68 µg/g EL, HCh: 4,032.25 µg/g EL, HBh: 5,695.65 µg/g EL), la cual representa el 27.56%, el 20.21%, el 18.88% y el 24.39% del total de compuestos de cada una de las muestras

respectivamente. Para la inflorescencia el compuesto que se encontró en mayor cantidad en las 4 muestras analizadas fue la (Iso)-rhamnetina hexóxido (ICL: 5,876.02 µg/g EL, IBL: 5,098.84 µg/g EL, ICh: 5,114.91 µg/g EL, IBh: 5,292.42 µg/g EL), la cual representa el 15.15%, el 14.08%, el 16.49% y el 16.28% del total de compuestos de cada una de las muestras respectivamente.

Al hacer una comparación entre la hoja y la inflorescencia, del total de 23 compuestos identificados (tanto flavonoides como ácidos fenólicos), la inflorescencia tiene en promedio 1.3 veces más compuestos fenólicos que la hoja, ya que los valores totales de las muestras de inflorescencia van de 38,770.74 µg/g EL a 31,011.34 µg/g EL, mientras que los de la hoja van de 27,759.09 µg/g EL a 21,347.71 µg/g EL. Además, cabe mencionar que la procianidina fue el único compuesto que solo se encontró en inflorescencia y no en hoja. Considerando únicamente los 15 flavonoides identificados, los tres mayoritarios en HCL fueron: rutina (7,652.83 µg/g EL), quercetina ramosil-ramosil hexóxido (3,766.83 µg/g EL) y quercetina pentosil-rutinósido (3,350.55 µg/g EL); en HBL: rutina (4,858.68 µg/g EL), naringina (4,146.01 µg/g EL) e (Iso)-rhamnetina hexóxido (2,926.42 µg/g EL); en HCh: rutina (4,032.25 µg/g EL), naringina (3,659.89 µg/g EL) e (Iso)-rhamnetina hexóxido (3,052.93 µg/g EL); en HBh: rutina (5,695.65 µg/g EL), quercetina ramosil-ramosil hexóxido (3,152.75 µg/g EL) y quercetina pentosil-rutinósido (2,791.36 µg/g EL). Con respecto a la inflorescencia los tres mayoritarios en ICL, IBL, ICh e IBh fueron: (Iso)-rhamnetina hexóxido (5,876.02 µg/g EL, 5,098.84 µg/g EL, 5,114.91 µg/g EL y 5,292.42 µg/g EL respectivamente), quercetina ramosil-ramosil hexóxido (5,569.96 µg/g EL, 5,098.33 µg/g EL, 4,654.44 µg/g EL y 4,784.59 respectivamente) y rutina (5,454.61 µg/g EL, 5,078.58 µg/g EL, 3,702.40 µg/g EL y 3,998.53 µg/g EL respectivamente). Con relación a los ácidos fenólicos, los tres mayoritarios en HCL fueron: ácido dihidroxibenzóico hexósido (3,842.25 µg/g EL), ácido protocatecúico (134.31 µg/g EL) y ácido ferúlico (90.10 µg/g EL); en HBL: ácido dihidroxibenzóico hexóxido (3,126.47 µg/g EL), ácido cinámico (239.56 µg/g EL) y ácido protocatecúico (107.77 µg/g EL); en HCh: ácido dihidroxibenzóico hexóxido

(2,995.35 µg/g EL), ácido cinámico (219.61 µg/g EL) y ácido protocatecúico (80.62 µg/g EL); en HBh: ácido dihidroxibenzóico hexóxido (3,136.86 µg/g EL), ácido protocatecúico (148.04 µg/g EL) y ácido ferúlico (80.63 µg/g EL). Con respecto a la inflorescencia los tres mayoritarios en ICL fueron: ácido dihidroxibenzoico hexóxido (2,340.80 µg/g EL), ácido protocatecúico (300.29 µg/g EL) y ácido 4-hidroxibenzóico (234.48 µg/g EL); en IBL: ácido dihidroxibenzóico hexóxido (3,077.99 µg/g EL), ácido protocatecúico (244.42 µg/g EL) y ácido 4-hidroxibenzóico (202.31 µg/g EL); en ICh: ácido dihidroxibenzóico hexóxido (4,192.05 µg/g EL), ácido 4-hidroxibenzóico (233.96 µg/g EL) y ácido vanílico (190.47 µg/g EL); en IBh: ácido dihidroxibenzóico hexóxido (4073.89 µg/g EL), ácido protocatecúico (237.91 µg/g EL) y ácido cinámico (177.52 µg/g EL).

Al comparar los 8 grupos de muestras se encontraron diferencias significativas entre los grupos (Cuadro 6). La inflorescencia liofilizada cruda (ICL) quien fue la que presentó el mayor contenido de fenoles totales, flavonoides totales y taninos, así como la mayor capacidad antioxidante, también fue la que presentó mayor cantidad de compuestos fenólicos identificados por UPLC-DAD-Q-ToF MS dado que fue la que posee una mayor variedad de compuestos en cantidades mayoritarias que los otros grupos de muestra. Los compuestos que se encontraron en mayor cantidad con respecto a los otros grupos fueron los 11 flavonoides siguientes: (Iso)-rhamnina hexóxido (5,876.02 µg/g EL), quercetina ramosil-ramosil-hexóxido (5,569.96 µg/g EL), quercetina (4,098.96 µg/g EL), quercetina pentosil-rutinósido (3,496.28 µg/g EL), catequina (3,326.75 µg/g EL), quercetina hexóxido (2,686.10 µg/g EL), procianidina (2,287.06 µg/g EL), quercetina pentósido (285.61 µg/g EL), naringenina (91.88 µg/g EL), kaempferol (88.23 µg/g EL), e (Iso)-rhamnina rutinósido (73.82 µg/g EL). Y los dos ácidos fenólicos siguientes: ácido protocatecúico (300.29 µg/g EL) y ácido 4-hidroxibenzóico (234.48 µg/g EL). Los otros grupos que presentaron uno o más compuestos fenólicos en mayor cantidad respecto a los demás grupos fueron la inflorescencia cruda secada en horno (ICh) con dos ácidos fenólicos: ácido dihidroxibenzóico hexóxido (4,192.05 µg/g EL) y

ácido vanílico (190.47 $\mu\text{g/g}$ EL). La inflorescencia hervida secada en horno (IBh) con los siguientes dos ácidos fenólicos: ácido p-coumárico (126.03 $\mu\text{g/g}$ EL) y ácido ferúlico hexóxido (42.46 $\mu\text{g/g}$ EL). La hoja cruda liofilizada con los siguientes dos flavonoides: rutina (7,652.83 $\mu\text{g/g}$ EL) y kaempferol hexóxido-rhamnósido (246.15 $\mu\text{g/g}$ EL); y un ácido fenólico: ácido ferúlico (90.10 $\mu\text{g/g}$ EL). La hoja hervida liofilizada (HBL) con un flavonoide: naringina (4,146.01 $\mu\text{g/g}$ EL) y un ácido fenólico: ácido cinámico (239.56 $\mu\text{g/g}$ EL). Y la hoja hervida secada en horno (HBh) con el flavonoide kaempferol pentosil-hexósido (537.45 $\mu\text{g/g}$ EL).

Aparte del presente estudio, no se ha reportado en inflorescencia la identificación de compuestos fenólicos. Sin embargo, basándonos en la hoja el presente estudio coincide con lo reportado por *Santiago-Saenz et al. (2018)*, dónde la hoja cruda de *Chenopodium berlandieri* también presentó una mayor cantidad de flavonoides (6,520.07 $\mu\text{g/g}$ peso seco) que de ácidos fenólicos (770.10 $\mu\text{g/g}$ peso seco); En el presente estudio 12,677.90 $\mu\text{g/g}$ peso seco de flavonoides y 2,478.96 $\mu\text{g/g}$ peso seco de ácidos fenólicos. Sin embargo, difiere de lo reportado por *Hsu et al. (2016)* en otra especie de quelite nativa de Taiwan (*Chenopodium formosanum*), dónde a diferencia de este estudio se observó una mayor cantidad de ácidos fenólicos (2,119.9 $\mu\text{g/g}$ EL) que de flavonoides (790.7 $\mu\text{g/g}$ EL). Esta diferencia puede deberse principalmente a que son dos especies de quelite diferentes.

Comparando la hoja analizada por *Santiago-Saenz et al. (2018)* con la analizada en este estudio, a pesar de que ambas presentan mayor cantidad de flavonoides que de ácidos fenólicos, la del presente estudio tiene 1.9 veces más flavonoides (en el presente estudio: 12, 677.90 $\mu\text{g/g}$ peso seco, *Santiago-Saenz et al. (2018)*: 6,520.07 $\mu\text{g/g}$ peso seco) y 3.2 veces más ácidos fenólicos (en el presente estudio: 2,478.96 $\mu\text{g/g}$ peso seco, *Santiago-Saenz et al. (2018)*: 770.10 $\mu\text{g/g}$ peso seco).

Con relación a la variedad de compuestos identificados en hoja, se identificaron 14 flavonoides y 8 ácidos fenólicos. Mientras que *Santiago-Saenz et al. (2018)* identificaron 5 flavonoides y 7 ácidos fenólicos. En contraste con el presente estudio

solo se encontraron en coincidencia 2 flavonoides (rutina y quercetina) y 3 ácidos fenólicos (ácido vanílico, ácido 4-hidroxibenzóico y ácido ferúlico). Adicionalmente en este estudio se identificaron 12 flavonoides (procianidina dímero B2, catequina, naringina, naringenina hexóxido, quercetina ramosil-ramosil-hexóxido, quercetina pentosil-rutinósido, quercetina hexóxido, kaempferol pentosil-hexóxido, quercetina pentósido, kaempferol hexóxido-rhamnósido, (Iso)-rhamnetina hexóxido, (Iso)-rhamnetina rutinósido y kaempferol) y 5 ácidos fenólicos (ácido dihidroxibenzóico hexóxido, ácido protocatecúico, ácido p-coumárico, ácido cinámico y ácido ferúlico hexóxido). Sin embargo, no se identificaron florizidina, miricetina, floretina, ácido caféico, gálico, clorogénico y siríngico reportados por *Santiago-Saenz et al. (2018)*.

Considerando todo lo anterior de acuerdo con la información reportada *Chenopodium berlandieri* es una planta rica en flavonoides y ácidos fenólicos (mayoritariamente de flavonoides). Y dadas las fuertes características antioxidantes que se le atribuyen a estos compuestos, esta planta posee un gran potencial para ser considerada como un alimento saludable cuyo consumo podría asociarse con una serie de efectos favorables para la salud como protección contra el desarrollo de enfermedades como el cáncer, reducción del riesgo de enfermedades cardiovasculares, protección contra inflamación, oxidación y contra el desarrollo de bacterias (*Huang, et al., 2015*).

Si bien se sabe, lo que se consume de esta especie es principalmente la hoja, de manera general la inflorescencia presentó una mayor cantidad de compuestos fenólicos, así como mayor capacidad antioxidante que la hoja. Además de que también en ella se identificó un flavonoide (procianidina) que en ninguna de las hojas analizadas fue identificado. Y fue también en inflorescencia dónde se encontró un mayor número de los 23 compuestos fenólicos identificados en cantidades mayoritarias. Considerando esto, sería recomendable que esta parte botánica de *Chenopodium berlandieri* también se consumiera e incorporara a la dieta siempre y cuando esté libre de compuestos tóxicos y tenga un sabor agradable. Por lo que primero sería importante realizar pruebas de toxicidad o pruebas organolépticas.

Hablando sobre términos de consumo, al comparar las crudas y las hervidas la inflorescencia liofilizada cruda fue quien a su vez presentó mayor cantidad de compuestos fenólicos y mayor capacidad antioxidante. En términos nutricionales sería mejor consumirla cruda, pero es importante mencionar que, aunque se hierva aún conserva estos compuestos, a pesar de que no sea en las mismas cantidades que la cruda. Este aspecto es importante dado que, si se consume hervida aún seguiría siendo una buena fuente de antioxidantes a la dieta. Ahora si bien, también hubo algunos de los compuestos fenólicos identificados que se encontraron en cantidades mayores en la hoja (4 flavonoides y 2 ácidos fenólicos mencionados anteriormente) por lo que la mejor recomendación sería consumir ambas partes botánicas (siempre y cuando la inflorescencia esté libre de compuestos tóxicos y tenga un sabor agradable como se mencionaba anteriormente) ya que esto garantizaría un aporte más completo tanto de flavonoides como de ácidos fenólicos y por lo tanto probablemente se potenciarían los efectos benéficos hacia la salud de los consumidores.

Algunas de las limitaciones de este estudio fueron que únicamente se analizó muestra de una sola zona geográfica (La Barreta, Qro.) y de una sola temporada (septiembre-octubre). Sin embargo, de acuerdo con información nutricional y química aquí presentada, el presente estudio podría considerarse como una aportación e importante al conocimiento nutricional y antioxidante de una especie endémica de México consumida anteriormente por los pueblos indígenas y que actualmente aun forma parte de la dieta de algunos pueblos mexicanos.

Cuadro 6. Perfil fenólico ($\mu\text{g/g EL}$) de la hoja e inflorescencia de *Chenopodium berlandieri* crudas y hervidas, secadas por dos métodos de secado (horno y liofilización), detectado por UPLC-DAD-Q-ToF MS

Compuesto	Rt (min)	Formula molecular	Masa esperada (Da)	Masa Observada (Da)	Error (ppm)	Fragmentos	HBL	HCL	HBh	HCh	IBL	IBh	ICb	ICL
Flavonoles														
Procianidina dímero B*	3.17	C30H26O12	578.1424	578.1404	-3.5563	289.07178 , 245.08154	ND	ND	ND	ND	1939.46±384.84 ^a	759.75 ±148.53 ^a	599.31 ±209.94 ^d	2287.06 ±33.35 ^a
(+) Catequina*	3.39	C15H14O6	290.0790	290.0784	-2.0368	245.08178 , 109.02922	20.69 ±10.09 ^f	39.89 ±0.63 ^e	11.22 ±1.38 ^a	ND	2538.72±238.18 ^b	1204.02±100.46 ^c	1151.37±193.65 ^d	3326.75±41.92 ^a
Flavanones														
Naringina*	4.87	C27H32O14	580.1792	580.1803	1.9308	151.00383	4146.01±21594 ^a	1863.51±97.85 ^f	1868.65±168.3 ^e	3659.89±5.79 ^e	1768.49±511.30 ^a	3972.92±86.45 ^b	3371.76±170.91 ^d	1480.55±42.40 ^b
Naringenina hexosido	7.28	C21H22O10	434.1213	434.1217	0.8797	271.06143 , 152.01138	45.99±7.72 ^e	42.89±11.79 ^e	31.63±1.07 ^f	45.77±1.25 ^f	61.32±0.99 ^b	21.63±1.77 ^b	24.23±7.79 ^e	91.88±9.32 ^a
Flavonoles														
Quercetina ramosil-ramosil hexosido	3.84	C33H40O20	756.2113	756.2089	-3.1834	300.02825 , 178.99880 , 151.00365	2740.06±52.74 ^a	3766.83±310.25 ^a	3152.75±64.27 ^f	1806.17±122.32 ^b	5098.33±35.18 ^b	4784.59±6.82 ^c	4654.44±29.86 ^d	5569.96±356.50 ^a
Quercetina pentosil-rutinosodo	4.07	C32H38O20	742.1956	742.1938	-2.5504	300.02847 , 178.99886 , 151.00379	2520.69±636.9 ^a	3350.55±1162.1 ^a	2791.36±73.88 ^a	2520.12±536.90 ^a	3487.83±5.3 ^b	2341.52±77.36 ^a	2512.78±408.16 ^f	3496.28±21.74 ^a
Quercetina rutinosido (rutina)*	4.73	C27H30O16	610.1534	610.1520	-2.3359	300.02884 , 178.99918 , 151.00408	4858.68±904.9 ^e	7652.83±29.23 ^a	5695.65±63.77 ^e	4032.25±474 ^f	5078.58±140.12 ^d	3998.53±175.76 ^a	3702.40±358.19 ^b	5454.61±148.74 ^c
Quercetina hexosido	5.03	C21H20O12	464.0955	464.0967	2.7193	300.02896 , 178.02768	1966.46±38.32 ^a	2050.53±29.08 ^a	1987.29±46.26 ^f	1827.92±16.29 ^b	2388.65±63.28 ^b	2363.20±30.14 ^c	2334.23±168.99 ^d	2686.10±146.17 ^a
Kaempferol pentosil-hexosido	5.13	C26H28O15	580.1428	580.1432	0.6679	284.03376	296.78±9.41 ^c	526.41±51.60 ^b	537.45±36.98 ^a	260.28±0.73 ^d	255.45±17.89 ^a	201.84±13.89 ^a	183.83±11.49 ^b	241.70±8.82 ^f
Quercetina pentosido	5.41	C20H18O11	434.0849	434.0862	2.8964	300.02865 , 179.03557 , 150.03236	57.63±0.88 ^a	45.99±0.25 ^f	45.76±1.68 ^f	56.51±5.20 ^a	241.45±14.35 ^b	232.24±3.80 ^f	207.32±22.30 ^d	285.61±6.68 ^a
Kaempferol hexosido-ramosido	5.93	C27H30O15	594.1585	594.1575	-1.6472	285.04136	175.81±36.19 ^e	246.15±88.10 ^a	193.65±2.17 ^b	168.95±36.05 ^d	95.81±0.82 ^f	74.73±0.84 ^a	65.43±12.29 ^b	108.16±0.80 ^a
(Iso)-rhamnetina hexosido	6.70	C22H22O12	478.1111	478.1115	0.8259	314.04495 , 151.00397	2926.42±140.94 ^f	2859.00±453.63 ^a	2563.80±177.3 ^b	3052.93±230.90 ^e	5098.84±70.80 ^d	5292.42±3.83 ^b	5114.91±481.34 ^c	5876.02±197.77 ^a

(Iso)-rhamnetina rutinosido	9.98	C22H22O11	462.1162	462.1151	-2.4323	315.05057	42.54±2.25 ^f	59.82±4.85 ^b	48.90±1.18 ^e	43.72±3.78 ^e	56.81±2.11 ^c	41.84±0.54 ^f	35.07±8.99 ^e	73.82±2.75 ^e
Quercetina*	10.39	C15H10O7	302.0427	302.0420	-2.1363	178.99844 , 151.00334 , 107.01371	546.99±263.97 ^e	848.05±213.92 ^e	744.45±163.79 ^e	381.70±151.64 ^b	4098.96±466.44 ^e	2164.69±336.02 ^e	1872.12±1235.5 ^d	4393.13±520.91 ^e
Kaempferol*	11.28	C15H10O6	286.0477	286.0484	2.1699	152.01126	ND	53.10±9.13 ^c	51.08±15.02 ^d	ND	60.91±3.76 ^b	18.72±0.52 ^f	24.32±0.17 ^e	88.23±7.88 ^e
Ácidos hidroxibenzoicos														
Ácido vanílico*	2.43	C8H8O4	168.0423	168.0417	-3.5568	136.01586 , 108.02128	60.42±3.65 ^f	56.38±0.41 ^g	68.76±2.40 ^e	69.34±20.56 ^e	124.85±0.29 ^d	164.19±9.82 ^b	190.47±27.64 ^a	162.59±21.42 ^e
Ácido dihidroxibenzoico hexosido	2.77	C13H16O9	316.0794	316.0807	3.9727	153.01841 , 109.02883	3126.47±214.7 ^e	3842.25±467.59 ^e	3136.86±255.6 ^d	2995.35±618.88 ^a	3077.99±21.17 ^f	4073.89±9.43 ^b	4192.05±447.99 ^a	2340.80±10.33 ^b
Ácido 4-hidroxibenzoico*	2.92	C7H6O3	138.0317	138.0312	-3.7270	109.01557	ND	67.06±12.98 ^d	60.99±2.45 ^f	62.70±1.30 ^e	202.31±29.17 ^a	161.85±7.80 ^e	233.96±9.93 ^a	234.48±59.32 ^e
Ácido 3,4-dihidroxibenzoico (ácido protocatecúico)*	4.10	C7H6O4	154.0266	154.0265	-0.6641	153.01939 , 137.02441 , 109.02950	107.77±8.89 ^e	134.31±9.8 ^f	148.04±7.03 ^e	80.62±13.49 ^b	244.42±5.99 ^b	237.91±23.29 ^e	189.35±30.64 ^d	300.29±13.90 ^e
Ácidos hidroxicinámicos														
Ácido p-coumárico*	3.08	C9H8O3	164.0473	164.0468	-3.1319	119.05004	84.28±11.28 ^d	73.22±11.36 ^e	64.30±2.83 ^f	63.88±14.11 ^f	106.70±22.81 ^b	126.03±12.53 ^a	106.37±3.77 ^b	101.02±8.73 ^c
Ácido cinámico*	4.20	C9H8O2	148.0524	148.0523	-0.8557	131.03771	239.56±24.94 ^a	62.44±1.51 ^f	43.85±2.82 ^b	219.61±37.21 ^b	65.60±10.85 ^e	177.52±11.67 ^e	161.67±18.87 ^d	58.31±0.34 ^b
Ácido ferúlico hexosido	4.80	C16H20O9	356.1107	356.1112	1.2037	193.05123 , 178.02775 , 134.03753	ND	27.78±1.84 ^d	21.13±0.33 ^f	ND	24.87±0.99 ^e	42.46±1.42 ^a	38.42±6.38 ^b	31.08±1.24 ^e
Ácido ferúlico*	5.26	C10H10O4	194.0579	194.0583	2.0288	178.02794 , 134.03796	73.77±3.57 ^a	90.10±5.66 ^a	80.63±4.49 ^f	ND	83.78±9.63 ^b	50.47±9.28 ^f	45.53±12.53 ^g	82.31±5.73 ^e

Los resultados son la media de 3 repeticiones ± una desviación estándar. Todos los iones moleculares fueron identificados con el aducto [M-H]⁻. Diferentes letras indican diferencias entre los grupos (ANOVA, *post hoc* Tukey test, $p < 0.05$). *Identificación confirmada con estándares comerciales. ND: no detectado, HBL: Hoja hervida liofilizada, HCL: Hoja cruda liofilizada, HBh: Hoja hervida horno, HCh: hoja cruda horno, IBL: inflorescencia hervida liofilizada, IBh: inflorescencia hervida horno, ICh: inflorescencia cruda horno, ICL: inflorescencia cruda liofilizada

VIII. Conclusiones

De acuerdo con lo reportado en relación al análisis químico proximal, la inflorescencia liofilizada presenta mayor contenido de fibra y menor contenido de ceniza que la hoja liofilizada y la secada en horno. Con respecto a los hidratos de carbono la inflorescencia liofilizada y la secada en horno presentan mayor contenido que la hoja liofilizada y secada en horno, y es la inflorescencia liofilizada la que presenta mayor contenido de lípidos que los demás grupos. El resto de los materiales en general presentan diferencias menores en el análisis proximal.

De manera general los cuatro grupos de inflorescencia presentan mayor contenido de fenoles totales, flavonoides totales y taninos condensados que los cuatro grupos de hoja, y es la inflorescencia liofilizada cruda quien presenta el mayor contenido de fenoles totales, flavonoides totales y taninos condensados que el resto de los grupos.

Los resultados obtenidos en la técnica de FRAP muestran valores mayores que los obtenidos en las técnicas de DPPH y TEAC en los ocho grupos de muestra analizados, y es la inflorescencia liofilizada cruda quien presenta mayor capacidad antioxidante y porcentaje de inhibición en las tres técnicas realizadas que el resto de los grupos.

Se identificaron también 23 compuestos fenólicos (flavonoides y ácidos fenólicos) por UPLC-DAD-Q-ToF MS, de los cuales se encuentra una mayor variedad y cantidad de flavonoides que de ácidos fenólicos en todos los grupos de muestra y es la inflorescencia liofilizada cruda quien presenta una mayor variedad de compuestos en mayores concentraciones que el resto de los grupos. El único compuesto no identificado en hoja fue la procianidina.

Este estudio concluye que *Chenopodium berlandieri* (quelite cenizo) es un alimento importante, de relevancia nutricional y una buena fuente de antioxidantes naturales.

Reincorporarlo a la alimentación puede proporcionarnos nutrimentos alternativos, complementar la dieta brindando beneficios a la salud y prevenir contra la producción en exceso de radicales libres y por tanto de enfermedades asociadas a estos como cáncer, obesidad, diabetes e hipertensión, por los efectos favorables que se les han atribuido a los compuestos fenólicos como antioxidantes. Aunado a esto es un alimento económico y de fácil acceso debido a que es una planta silvestre la cual tiene cierta resistencia a las condiciones ambientales y no requiere de demasiados cuidados. Puede consumirse crudo como parte de ensaladas si lo que se quiere es un mayor aporte de compuestos fenólicos. Sin embargo, si por cuestiones de gustos se prefiere hervido, no es descartable que se hierva como parte de algunos guisos, ya que, aunque su aporte es menor de esta forma aún contiene cierta cantidad de compuestos para aportar a la dieta. Por otro lado, dado que en general la inflorescencia presentó mayor contenido de compuestos fenólicos y mayor capacidad antioxidante que la hoja, se recomienda realizar más estudios de esta parte botánica en esta especie, e implementar también su consumo para garantizar un mayor aporte de antioxidantes naturales a la dieta.

IX. Referencias

- Alam, M., Bristi, N. y Rafiquzzaman, M. (2013). Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. *Saudi Pharmaceutical Journal*, 21(2), 143–152. <https://doi.org/10.1016/j.jsps.2012.05.002>
- Alfonzo-González, G. (2000). Efecto del tratamiento térmico sobre el contenido de fibra dietética total, soluble e insoluble en algunas leguminosas. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 50(3), 281-285.
- Amazeze, O., Ayoola, G., Sofidiya, M., Adepoju-Bello, A., Adegoke, A. y Coker, H. (2011). Evaluation of antioxidant activity of *Tetracarpidium conophorum* (Müll. Arg) Hutch & Dalziel leaves. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2011, 1-7. <https://doi.org/10.1155/2011/976701>
- Association of Official Analytical Chemists. (2000). *Official Methods of Analysis of AOAC International*
- Avalos, A. y Pérez, E. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *REDUCA (Biología)*, 2(3), 119-145. <http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/798>
- Balsano, C. y Alisi, A. (2009). Antioxidant effects of natural bioactive compounds. *Current Medicinal Chemistry*, 15(9), 930-939. <https://doi.org/10.2174/138161209789058084>
- Benzie, I. y Strain, J. (1996). The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. *Analytical Biochemistry*, 239(1), 70-75. <https://doi.org/10.1006/abio.1996.0292>
- Bourges, H., Vargas, L. (2015). La cocina tradicional y la salud. *Revista Digital Universitaria UNAM*, 16(5), 1-11. <http://www.revista.unam.mx/vol.16/num5/art36/>
- Brand, W., Cuvelier, M. y Berset, C. (1995). Use of a Free Radical Method to

- Evaluate Antioxidant Activity. *LWT Food Science and Technology*, 28(1), 25-30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Bye, R. y Linares, E. (2000). Los quelites, plantas comestibles de México: una reflexión sobre intercambio cultural. CONABIO. *Biodiversitas*. 31:11-14.
- Camacho-Bernal, G., Cruz-Cansino, N., Alanís-García, E., Calderón-Ramos, Z., Ramírez-Moreno, E. y Omaña-Covarrubias, A. (2019). Análisis químico proximal (AQP) de productos de la colmena de un apiario de Tulancingo, Hidalgo. *Educación y Salud Boletín Científico de Ciencias de la Salud del ICSa*, 14, 65-69.
- Cartaya, O. y Reynaldo, I. (2001). Flavonoides: Características químicas y aplicaciones. *Cultivos tropicales*, 22(2), 5-14. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193215009001>
- Castro-Lara, D., Basurto-Peña, F., Mera-Ovando, M. y Bye, R. (2011). *Los quelites, tradición milenaria en México*. Universidad Autónoma de Chapingo. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/231814/Los_quelites_una_tradicion_milenaria_en_mexico.pdf
- Chang, M. (1989). *The Effect of Heat Treatments on Dietary Fiber As Assessed by Chemical Analysis and Scanning Electron Microscopy*, [Tesis de maestría, University of Tennessee]. Tennessee Research and Creative Exchange https://trace.tennessee.edu/utk_gradthes/3724
- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (1999). *La diversidad biológica de México*.
- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (2009). *Ficha informativa de Chenopodium berlandieri*. <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/chenopodiaceae/chenopodium-berlandieri/fichas/ficha.htm>

- Deshpande, S. y Cheryan, M. (1985). Evaluation of Vanillin Assay for Tannin Analysis of Dry Beans. *Journal of Food Science*, 50(4), 905-910. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2621.1985.TB12977.X>
- Drago, M., López, M. y Saínez, T. (2006). Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 37(4), 58-68. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57937408>
- Duarte, H., Bigonha, S., Morais, L., Oliveira, C., Brunoro, N., Ramírez, L. y Machado-Rocha, S. (2012). Nutritional and Bioactive Compounds of Bean: Benefits to Human Health. En M.Tunick y E. González (Eds.), *Hispanic Foods: Chemistry and Bioactive Compounds* (pp. 233-258). American Chemical Society. <https://doi.org/doi:10.1021/bk-2012-1109.ch015>
- Fernández, K. y Murillo, E. (2006). Evaluación de la calidad nutricional y desarrollo vegetativo de zanahoria (*daucus carota l*) y lechuga (*lactuca sativa l*) cultivadas con técnicas de agricultura limpia en la region de Chapeton-municipio de Ibagué. *Revista de Investigaciones U.G.C.*, 2(2), 135-144. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=413740745012>
- Gálvez, A. (2015). Rescate de especies subvaloradas tradicionales de la dieta mexicana y su contribución para el mejoramiento de la nutrición en México. *Revista Digital Universitaria UNAM*, 41(2), 44-49. <https://biblat.unam.mx/en/revista/cuadernos-de-nutricion/articulo/rescate-de-especies-subvaloradas-tradicionales-de-la-dieta-mexicana>
- Gálvez, A., y Peña, C. (2015). Revaloración De La Dieta Tradicional Mexicana: Una Visión Interdisciplinaria. *Revista Digital Universitaria UNAM*, 16(5), 1-17. <http://www.revista.unam.mx/vol.16/num5/art33/>
- García, J., De la Rosa, L., Herrera, D., González, A., López, J., González, G., Ruíz, S. y Álvarez, E. (2011). Cuantificación de polifenoles y capacidad antioxidante en duraznos comercializados en Ciudad Juárez, México. *TECNOCIENCIA*

Chihuahua, 5(2), 67-75.

<https://vocero.uach.mx/index.php/tecnociencia/article/view/696>

Gharibi, S., Sayed, B., Saeidi, G. y Hossein, S. (2015). Effect of Drought Stress on Total Phenolic, Lipid Peroxidation, and Antioxidant Activity of Achillea Species. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 178(4), 796-809. <https://doi.org/10.1007/s12010-015-1909-3>

Hervet-Hernández, D., García, P., Rosado, J. y Goñí, I. (2011). The contribution of fruits and vegetables to dietary intake of polyphenols and antioxidant capacity in a Mexican rural diet: Importance of fruit and vegetable variety. *Food Research International*, 44(5), 1182-1189. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.09.021>

Hsu, B., Lin, S., Inbaraj, B., Chen, B. (2016). Simultaneous determination of phenolic acids and flavonoids in *Chenopodium formosanum* Koidz (djulis) by HPLC-DAD-ESI-MS/MS. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 51(3), 549-560. <https://doi.org/10.1016/j.jpba.2009.09.006>

Huang, R., Lu, Y., Inbaraj, B., Chen, B. (2015). Determination of phenolic acids and flavonoids in *Rhinacanthus nasutus* (L.) kurz by high-performance-liquid-chromatography with photodiode-array detection and tandem mass spectrometry. *Journal of Functional Foods*, 12, 498-508. <https://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2014.12.002>

Lazo, M., Guajardo, D., Mata, D., Gutierrez, J. y Serna S. (2016). Characterization and Quantitation of Triterpenoid Saponins in Raw and Sprouted *Chenopodium berlandieri* spp. (Huauzontle) Grains Subjected to Germination with or without Selenium Stress Conditions. *Journal of Food Science*, 8(1), 19-26. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.13174>

Linares, E., y Bye, R. (2015). Las especies subutilizadas de la milpa. *Revista Digital Universitaria* UNAM, 16(5),1-22. <http://www.revista.unam.mx/vol.16/num5/art35/>

- Martínez-López, J., Torres-Castillo, J., Rodríguez-castillejos, G., Martínez-Avalos, J., Ortíz-Espinosa, E. y Marroquín-Cardona, A. (2021). Compuestos fenólicos y capacidad antirradicalaria de cinco accesiones silvestres de *Portulaca oleracea* L. obtenidas con tres solventes. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(6), 1019-130.
- Miller, N., Rice-Evans, C., Davies, M., Gopinathan, V. y Milner, A. (1993). A novel method for measuring antioxidant capacity and its application to monitoring the antioxidant status in premature neonates. *Clinical Science*, 84(4), 407–412. <https://doi.org/10.1042/cs0840407>
- Miller, N., Rice-Evans, C. y Paganga, G. (1996). Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology & Medicine*, 20(7), 933-956. [https://doi.org/10.1016/0891-5849\(95\)02227-9](https://doi.org/10.1016/0891-5849(95)02227-9)
- Moreiras, O., Carbajal, A., Cabrera, L. y Cuadrado, C. (2013). *Tablas de composición de alimentos*. (16ª ed.). Ediciones Pirámide.
- Müller, L., Fröhlich, K. y Böhm, V. (2011). Comparative antioxidant activities of carotenoids measured by ferric reducing antioxidant power (FRAP), ABTS bleaching assay (aTEAC), DPPH assay and peroxyl radical scavenging assay. *Food Chemistry*, 129(1), 139-148. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.04.045>
- Nowak, R., Szewczyk, K., Gawlik-Dziki, U., Rzymowska, J. y Komsta, L. (2016). Antioxidative and cytotoxic potential of some *Chenopodium* L. species growing in Poland. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 23(1), 15-23. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2015.01.017>
- Ou, B., Hampsch-Woodill, M. y Prior, R. (2001). Development and validation of an improved oxygen radical absorbance capacity assay using fluorescein as the fluorescent probe. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(10), 4619–4626. <https://doi.org/10.1021/jf010586o>

- Palomo, I., Gutiérrez, M., Astudillo, L., Rivera, C., Torres, C., Guzmán, L., Moore-Carrasco, R., Carrasco, G. y Alarcón, M. (2009). Efecto antioxidante de frutas y hortalizas de la zona central de Chile. *Revista Chilena de Nutrición*, 36(2), 152-158. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182009000200007>
- Pardo-Salas, S., Aguilar-Galván, F. y Hernández-Sandoval, L. (2021). Plantas silvestres comestibles de La Barreta, Querétaro, México y su papel en la cultura alimentaria local. *Revista Etnobiología*, 19(1), 41-62. <https://revistaetnobiologia.mx/index.php/etno/article/view/387>
- Peñarrieta, J., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. y Bravo, J. (2014). Phenolic compounds in food. *Revista Boliviana de Química*, 31(2), 68–81. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=426339682006>
- Pérez-Trueba, G. (2003). Los flavonoides: antioxidantes o prooxidantes. *Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas*, 22(1), 48-57. <http://scielo.sld.cu/pdf/ibi/v22n1/ibi07103.pdf>
- Ramirez-Mayans, J., García-Campos, M., Cervantes-Bustamante, R., Mata-Rivera, N., Zárate-Mondragón, F., Mason-Cordero, T. y Villareal-Espinosa, A. (2003). Transición alimentaria en México. *Anales de Pediatría*, 58(6), 568-573. [https://doi.org/10.1016/S1695-4033\(03\)78123-5](https://doi.org/10.1016/S1695-4033(03)78123-5)
- Ramos-Gómez, M., Fernández-Correa, J., Hernández-rivera, E., Arvizu-espinosa, M., Mendoza-Díaz, S., Reynoso-Camacho, R., Loarca-Piña, M., Gallegos-Corona, M. (2011). Efecto de plantas comestibles mexicanas sobre el desarrollo de cáncer de colon inducido con 1,2-dimetilhidrazina en ratas sprague-dawley. *Revista Digital CIENCIA@UAQRO*, 4(2), 56-69. https://www.uaq.mx/investigacion/revista_ciencia@uaq/ArchivosPDF/v4-n2/t7.pdf
- Reynoso-Camacho, R., Rodríguez-Villanueva, L., Sotelo-González, A., Ramos-Gómez, M. y Pérez-Ramírez, I. (2021). Citrus decoction by-product represents

a rich source of carotenoid, phytosterol, extractable and non-extractable polyphenols. *Food Chemistry*, 350, 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129239>

Román-Cortés, N., García-Mateos, M.,Castillo-González, A., Sahagún-Castellanos, J. y Jiménez-Arellanes, M. (2018). Características Nutricionales y Nutracéuticas de Hortalizas de Uso Ancestral en México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 41(3), 1-15. <https://doi.org/10.35196/rfm.2018.3.245-253>

Santiago-Saenz, Y., Hernández-Fuentes, A., Monroy-Torres, R., Cariño-Cortés, R. y 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, 2855–2864. <https://doi.org/10.1007/s11694-018-9900-7>

Santiago-Saenz, Y., Hernández-Fuentes, A., López-Palestina, C., Garrido-Cauich, J., Alatorre-Cruz, J. y Monroy-Torres, R. (2019). Importancia nutricional y actividad biológica de los compuestos bioactivos de quelites consumidos en México. *Revista Chilena de Nutrición*, 46(5), 593-605. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182019000500593>

Silva, V., Ibrejas, G., Falco, V., Santos, T., Torres, C., Oliveira, A., Perreira, J., Amaral, J. y Poeta, P. (2018). Chemical composition, antioxidant and antimicrobial activity of phenolic compounds extracted from wine industry by-products. *Food Control*, 92, 516-522. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2018.05.031>

Singleton, V.y Rossi, J. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolibdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16, 144–158.

Vázquez-Flores, A., Álvarez-Parrilla, E., López-Díaz, J., Wall-Medrano, A. y De la

- Rosa, L. (2012). Taninos hidrolizables y condensados: naturaleza química, ventajas y desventajas de su consumo. *TECNOCENCIA Chihuahua*, 6(2), 84-93. <https://www.researchgate.net/publication/277816258>
- Venereo Gutiérrez, J. (2002). Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Revista Cubana de Medicina Militar*, 31(2), 126–133. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0138-65572002000200009
- Vermerris, W. y Nicholson, R. (2008). *Phenolic Compound Biochemistry*. (1°ed.). Springer Science & Business Media. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5164-7>
- Wang, T., He, F. y Chen, G. (2014). Improving bioaccessibility and bioavailability of phenolic compounds in cereal grains through processing technologies: A concise review. *Journal of Functional Foods*, 7, 101-111. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2014.01.033>
- Zhishen, J., Mengcheng, T. y Jianming, W. (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chemistry*, 64(4), 555-559. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(98\)00102-2](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(98)00102-2)