

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO**  
**FACULTAD DE QUÍMICA**

“EFECTO DE DIFERENTES MÉTODOS DE SECADO  
SOBRE EL CONTENIDO NUTRIMENTAL Y NUTRACÉUTICO  
EN HOJAS DE MORINGA (*Moringa oleifera* L.)”

**TESIS**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

**QUÍMICO FARMACÉUTICO BIÓLOGO**

PRESENTA

**SÁNCHEZ ORTIZ LAURA KAREN**

DIRIGIDA POR

**M. EN C. MARDEY LICETH CUELLAR NUÑEZ**

SANTIAGO DE QUERÉTARO, QUERÉTARO, 2019



Dirección General de Bibliotecas y Servicios Digitales  
de Información



Efecto de diferentes métodos de secado sobre el  
contenido nutrimental y nutracéutico en hojas de  
Moringa (Moringa oleifera L.)

**por**

Laura Karen Sánchez Ortiz

se distribuye bajo una [Licencia Creative Commons  
Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0  
Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/).

**Clave RI:** FQLIN-196267



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO**  
**FACULTAD DE QUÍMICA**

**“EFECTO DE DIFERENTES MÉTODOS DE SECADO  
SOBRE EL CONTENIDO NUTRIMENTAL Y NUTRACÉUTICO  
EN HOJAS DE MORINGA (*Moringa oleifera* L.)”**

**TESIS**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE**

**QUÍMICO FARMACÉUTICO BIÓLOGO**

**PRESENTA**

**SÁNCHEZ ORTIZ LAURA KAREN**

**DIRIGIDA POR**

**M. EN C. MARDEY LICETH CUELLAR NUÑEZ**

**SINODALES**

**M. EN C. MARDEY LICETH CUELLAR NUÑEZ**

**DIRECTORA**

**DRA. MA. GUADALUPE FLAVIA LOARCA PIÑA**

**SINODAL**

**DRA. MARÍA GUADALUPE GARCÍA ALCOCER**

**SINODAL**

**M. EN C. CARLOS ALEJANDRO NIVÓN BOLÁN**

**SINODAL**

## ÍNDICE GENERAL

Contenido	Página
<b>ÍNDICE GENERAL</b>	<b>i</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b>	<b>iii</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b>	<b>iv</b>
<b>RESUMEN</b>	
<b>1. ANTECEDENTES</b>	<b>1</b>
1.1 Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	1
1.1.1 Composición química de hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	3
1.1.2 Compuestos bioactivos en hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	4
1.2 Métodos de secado de plantas medicinales	6
1.2.1 Secado al sol	7
1.2.2 Secado bajo sombra	7
1.2.3 Secado en hornos de convección	8
1.2.4 Secado por radiación infrarroja (IR)	9
1.2.5 Liofilización	9
1.2.6 Microondas	10
1.3 Secado de hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	11
1.4 Curvas de secado	15
<b>2. HIPÓTESIS</b>	<b>18</b>
<b>3. OBJETIVOS</b>	<b>19</b>
3.1 Objetivo general	19
3.2 Objetivos específicos	19
<b>4. METODOLOGÍA</b>	<b>20</b>
4.1 Materiales	20
4.1.1 Material vegetal	20
4.1.2 Material químico	20
4.2 Métodos	20
4.2.1 Procesamiento de las muestras	20
4.2.2 Limpieza y desinfección de las hojas de moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	21

4.2.3 Métodos de secado	21
4.2.4 Curvas de secado	23
4.2.5 Análisis microbiológico	23
4.2.6 Determinación de la composición nutrimental	23
4.2.7 Determinación de compuestos bioactivos en Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	27
4.2.8 Determinación de fibra dietaria total	29
4.2.9 Determinación de capacidad antioxidante	30
4.2.10 Determinación de factores antinutricios	31
4.2.11 Cuantificación de compuestos fenólicos por HPLC-DAD	34
4.2.12 Análisis estadístico	34
4.3 Diseño experimental	35
<b>5. RESULTADOS</b>	<b>36</b>
5.1 Condiciones óptimas de secado	36
5.2 Curvas de secado	38
5.3 Análisis microbiológicos	40
5.4 Contenido nutrimental	41
5.5 Contenido de fibra soluble, insoluble y total	46
5.6 Contenido de compuestos bioactivos en hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	47
5.7 Factores antinutricios presentes en hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> )	50
5.8 Capacidad antioxidante	51
5.9 Compuestos fenólicos HPLC-DAD	53
<b>6. DISCUSIÓN</b>	<b>56</b>
6.1 Contenido nutrimental	56
6.2 Contenido de fibra soluble, insoluble y total	57
6.3 Contenido de compuestos bioactivos	59
6.4 Contenido de factores antinutricios	62
6.5 Capacidad antioxidante	63
6.6 Compuestos fenólicos por HPLC-DAD	65
<b>7. CONCLUSIONES</b>	<b>68</b>
<b>8. BIBLIOGRAFÍA</b>	<b>69</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>84</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Composición química de las hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ).	3
2	Condiciones de secado de hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ).	14
3	Diferentes métodos de secado de hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ).	36
4	Costo beneficio de cada método de secado.	37
5	Análisis microbiológico de las hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ) secadas por diferentes métodos.	40
6	Especificaciones microbiológicas.	41
7	Contenido nutrimental de hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ) de diferentes métodos de secado.	44
8	Contenido de vitamina C en hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ) por diferentes métodos de secado.	45
9	Contenido de fibra dietaria.	46
10	Contenido de fenoles.	47
11	Contenido de flavonoides.	49
12	Contenido de ácido fítico y saponinas en hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ) por diferentes métodos de secado.	50
13	Capacidad antioxidante de hojas de Moringa ( <i>Moringa oleifera</i> ) secada por diferentes métodos.	52
14	Compuestos fenólicos (flavonoides y ácidos fenólicos) por HPLC-DAD.	55

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Localidades y distribución potencial del cultivo de Moringa oleifera en México.	2
2	Ilustración de una curva de secado y su tasa de secado asociada.	16
3	Curva de humedad del secado al horno a diferentes temperaturas.	17
4	Procesamiento al que son sometidas las hojas de Moringa para su análisis.	21
5	Diseño experimental.	35
6	Curvas de secado HR40 y HR60.	39
7	Curvas de secado DS40 y DS60.	39
8	Efectos fisiológicos de la fibra.	58

## RESUMEN

La moringa (*Moringa oleifera*) es una planta que ha tomado importancia debido a la cantidad de compuestos bioactivos que contiene: compuestos fenólicos, flavonoides, fitatos, saponinas, vitaminas, proteínas y fibra dietaria, entre otros; los cuales se asocian con propiedades benéficas a la salud y prevención de enfermedades. Las hojas frescas presentan una humedad alrededor del 80%, por lo que es necesario someterlas a un proceso de secado para su almacenamiento y manejo. A pesar de que existen reportes que evalúan diferentes métodos de secado, no se ha llegado aún a uno que permita conservar su calidad nutricional y nutraceutica. Por lo tanto, el objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de diferentes métodos de secado sobre el contenido nutrimental y nutraceutico de hojas de moringa. De acuerdo a los resultados obtenidos, los métodos DS40 y HR40 conservaron un mayor contenido de fenoles totales ( $68.05 \pm 0.45$  y  $68.13 \pm 2.11$  mg EAG/g de muestra), flavonoides totales ( $80.42 \pm 0.87$  y  $91.24 \pm 0.43$  mg ERUT/g de muestra), proteínas ( $27.97 \pm 0.75$  y  $29.52 \pm 0.57\%$ ) y capacidad antioxidante por DPPH ( $261.36 \pm 3.18$  y  $260.70 \pm 1.88$  mg TEAC/g de muestra). El método SLIO permitió conservar mejor compuestos como: Vitamina C ( $13.29$  mg de AAS/g de muestra), saponinas ( $2.25 \pm 0.12$  mg EDIO/g de muestra), ácido fítico ( $0.882 \pm 0.033\%$ ), rutina ( $107.79 \pm 79$  mg/g) y ácido ferúlico ( $344.33 \pm 0.89$  mg/g); y mediante SMCO y SSOL se obtuvo un alto contenido de fibra total ( $33.13 \pm 0.44\%$  y  $32.19 \pm 0.47\%$ ).



## 1. ANTECEDENTES

### 1.1 Moringa (*Moringa oleifera*)

La moringa (*Moringa oleifera*) es un árbol de la especie más cultivada de la familia Moringaceae, es nativa de las extensiones sub-Himalaya de la India, Pakistán, Bangladesh y Afganistán, donde es utilizada como una planta medicinal (Gopalakrishnan, 2016). Este árbol (también conocido como el árbol de rábano picante, cañafístula, kelor, nébéday, saighan o sajna, entre otros) es de rápido crecimiento, se identifica por sus hojas pinnadas y su vaina larga y leñosa que al madurar se abre en tres valvas, la cual contienen las semillas con tres alas (Maizuwo y col., 2017).

La moringa ha sido utilizada desde los antiguos romanos y egipcios por su uso cosmético (López, 2016), como especie comestible se introdujo a América durante el siglo XIX (Falasca y Bernabé, 2008), o quizá en la época colonial desde Filipinas por los tripulantes de la Nao de China (Olson y Fahey, 2011). Actualmente es ampliamente cultivado y se ha naturalizado en muchos lugares de los trópicos. En México, está siendo cultivada en estados como Michoacán, Chiapas, Sonora, Yucatán, Jalisco, Querétaro e Hidalgo, entre otros (SAGARPA, 2014; SIAP, 2018).

En la Figura 1 se muestran las 67 localidades señaladas con puntos negros donde se ha documentado *Moringa oleifera* como parte de la horticultura tradicional y Zonas sombreadas que corresponde a las ubicaciones con condiciones óptimas para su cultivo (Olson y Alvarado, 2016).

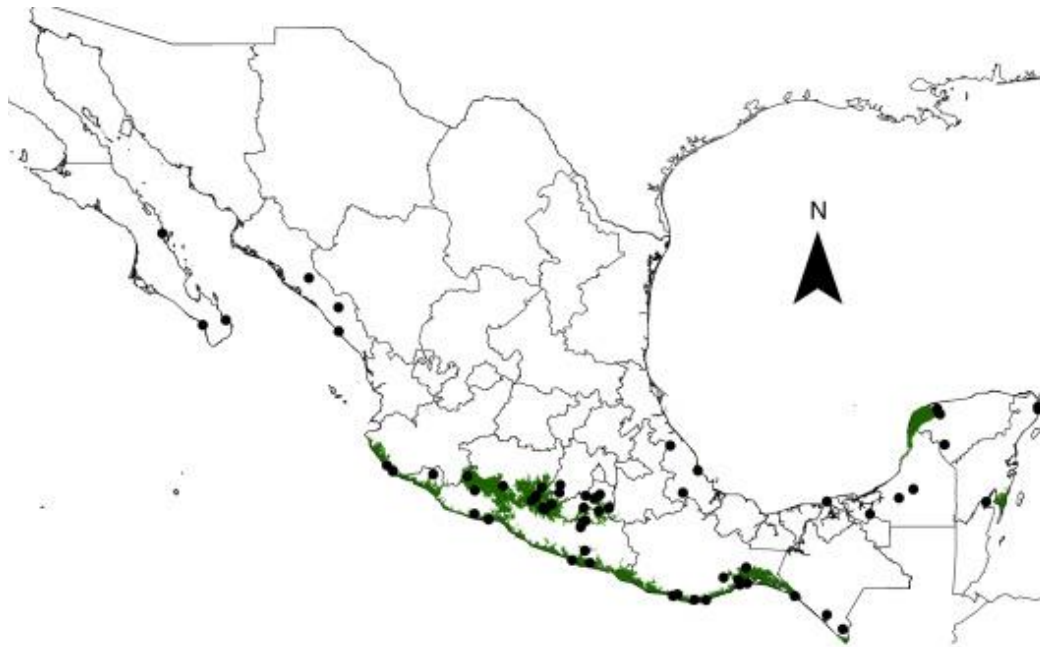


Figura 1. Localidades y distribución potencial del cultivo de *Moringa oleifera* en México. Tomada de Olson y Alvarado, (2016).

De acuerdo con Daba (2016), la moringa es considerada como un árbol multiusos entre, los cuales destacan los siguientes: empleo de hojas para la producción de biomasa y biogás, forraje para animales, limpiador doméstico, estiércol verde y nutriente foliar exprimiendo su jugo. Los árboles han sido usados como ornamento y esparcimiento, y las semillas en polvo han sido empleadas en la purificación de agua para flocular contaminantes (Okuda y Ali, 2019). Otros usos que se le han dado son: fertilizante orgánico para la fermentación etanólica y acuosa de hojas (Howladar, 2014; Rady y col., 2013), conservador y fortificador de alimentos a partir de hojas maduras y su aceite (Oyeyinka y Oyeyinka, 2016).

Del mismo modo su uso medicinal ha cobrado importancia debido a sus efectos en la prevención y tratamiento de enfermedades; todas sus partes han sido empleadas tradicionalmente, entre las que destacan las hojas por ser las más utilizadas, tanto por sus atributos fitoquímicos y farmacológicos, así como por su contenido nutrimental (Abdullah y col., 2019).

Cabe destacar que se ha informado que el contenido de algunos factores antinutricios en sus hojas tales como taninos, lectinas e inhibidores de proteasas son insignificantes. Además, contienen un perfil de aminoácidos esenciales balanceados y son una fuente importante de vitaminas A y C, así como de calcio, hierro y proteína digerible (Maizuwo y col., 2017).

### 1.1.1 Composición química de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)

Diversos autores han reportado la composición química de hojas de moringa antes y después de ser sometidas a diversos tratamientos de secado. Umar y col. (2015) reportaron las variaciones entre la composición química de hojas frescas y liofilizadas de moringa. Por su parte, Alakali y col. (2015) reportaron la composición de las hojas secadas en horno a 60 °C (Cuadro 1).

Cuadro 1. Composición química de las hojas de Moringa (*Moringa oleifera*).

Parámetros	Hojas frescas	Liofilizado	Secado en horno
Carbohidratos	5.15	37.20	49.08
Cenizas	1.23	8.36	5.22
Fibra	7.30	13.39	17.61
Grasa	7.48	8.15	2.47
Humedad	72.50	5.88	5.00
Proteína	6.34	27.02	20.75

Tomado de Umar y col., (2015); Alakali y col., (2015).

Uno de los componentes mayoritarios y de interés de las hojas de moringa son las proteínas (alrededor del 30% de la hoja seca), dado que contienen todos los aminoácidos esenciales. En este sentido, el consumo de hojas de moringa en situaciones de desnutrición puede tener un impacto positivo sobre la población o subpoblación a la cual se proporcione. Del mismo modo cabe destacar que a pesar de que la mayoría de los alimentos derivados de vegetales ricos en proteínas, por lo general las contienen en sus frutos, la moringa las contiene en sus hojas con lo cual

se asegura el suministro proteico durante todo el año, por tratarse de un árbol de hojas perennes, mientras que los frutos se producen únicamente durante una o dos temporadas al año. También es importante considerar que el precio de las hojas es menor al de los frutos y aún más que el de la carne u otros productos animales, razón por la cual las hojas se han utilizado como una fuente de alimento alternativa para combatir la desnutrición, especialmente en niños y bebés (Moyo y col., 2011; Koul y Chase, 2015); y su consumo ha sido promovido por la Organización Mundial de la Salud “WHO” (por sus siglas en inglés: World Health Organization) desde 1998 con este fin.

Otra ventaja de esta planta es que sus hojas ya sean frescas, cocidas o secas en polvo, pueden ser almacenadas por algunos meses sin refrigeración, y no tener una gran pérdida en su valor nutrimental antes de ser consumidas (Hsu y col., 2006). Se ha reportado que al consumirse hervidas aumenta la absorción de sus proteínas, sin embargo, el contenido de sus compuestos bioactivos disminuye de manera significativa, así como el contenido de algunas vitaminas y minerales (Saini y col., 2014). Por esta razón se considera conveniente emplear otras tecnologías de procesamiento que permitan aprovechar de manera integral los compuestos de esta planta.

### **1.1.2 Compuestos bioactivos en hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)**

Los compuestos bioactivos son aquellos que se encuentran de manera esencial o no esencial en la planta y que tienen propiedades benéficas para la salud y la prevención del desarrollo de enfermedades (Ingle y col., 2017). Así mismo exhiben algunas propiedades farmacológicas y para el caso específico de las plantas comestibles se les han denominado fitoquímicos (Chanda y Ramachandra, 2019).

Se ha reportado que las hojas de moringa son ricas en compuestos fenólicos, flavonoides (Gopalakrishnan y col., 2016), glucosinolatos (Amaglo y col., 2010), minerales (Saini y col. 2014a), tocoferoles (Saini y col., 2014b), carotenoides (Saini

y col., 2014c), ácidos grasos poliinsaturados (Saini y col., 2014d), y folatos (Saini y col., 2016).

Se han elaborado extractos acuosos y/o metanólicos de las hojas de moringa en los que se ha detectado ácido clorogénico, quercetina y kaempferol como compuestos mayoritarios (Vongsak y col., 2013; Shervington y col., 2018). Vats y Gupta. (2017) realizaron un estudio de las diferentes partes de la planta, encontrando mayor concentración de compuestos fenólicos en las hojas que en las flores u otras partes, Valdez y col. (2015) informaron que, en hojas de moringa cultivadas en Lombardía, Michoacán el compuesto fenólico más abundante fue el ácido clorogénico y el flavonoide más abundante encontrado fue la rutina, esta última actúa como un potente quelador de metales y frena la acción de los radicales libres. También se ha sugerido por diversos autores que la presencia de flavonoides podría ser la responsable de la actividad antidiabética, antioxidante, (Rockwood y col., 2013; Mbikay y col., 2014) antiproliferativa y anticancerígena (Jung y col., 2014). Debido a las propiedades farmacológicas y nutricionales asociadas con la moringa, ésta ha ganado atención en los mercados mexicanos, donde se desarrollan suplementos alimenticios que se venden en mercados locales sin control (Valdez y col., 2015).

Las plantas medicinales y aromáticas han ganado importancia en los últimos años debido a su uso como recurso terapéutico, gracias a sus compuestos bioactivos, que han sido empleados en el desarrollo de medicamentos. La mayoría de estos fitoquímicos presentes en las plantas, como por ejemplo los fenoles o los flavonoides se han relacionado con impactos positivos en la prevención y tratamiento de enfermedades como: cáncer, diabetes y enfermedades cardiovasculares, entre otras (Rodríguez-Casado, 2016). Así mismo, la industria alimenticia está cada vez más interesada en las plantas aromáticas y medicinales, debido al creciente aumento de los consumidores por la demanda de alimentos sanos de origen natural (Xiao, 2016).

## **1.2 Métodos de secado de plantas medicinales**

El secado es un proceso complejo que integra simultáneamente la transferencia de calor y de masa. La cantidad de energía para secar un producto particular depende de muchos factores, tales como: contenido de humedad inicial y final, estructura física y composición química del material a secar; temperatura de secado, superficie expuesta, humedad del aire de secado, así como su cantidad, velocidad del aire de secado, entre otros (Antoninho y col., 1991). El tiempo total de secado se reduce considerablemente con el incremento en la temperatura y el bajo contenido de humedad del aire de secado (Liu y col., 2009; Fanlo y col., 2009). Por otra parte, el aumento de temperatura modifica el sabor, color, nutrientes y compuestos bioactivos presentes en los alimentos y plantas. Ling y col. (2015) reportaron una disminución significativa de éstos en plantas secadas al sol, comparándolos con un secado en horno y bajo sombra.

El secado de hojas vegetales inhibe el crecimiento microbiano y previene ciertos cambios bioquímicos, pero al mismo tiempo, puede conllevar a alteraciones que afectan la calidad de las hierbas aromáticas, tales como cambio en la apariencia y alteraciones en aroma causados por pérdidas de compuestos volátiles (Müller, 2015). Puede también promover la formación de nuevos compuestos volátiles como resultado de reacciones de oxidación o reacciones de esterificación (Hossain y col., 2010). Así mismo, provoca cambios indeseables en apariencia, textura, sabor y color que afecta la calidad del producto final (Adetoro y col., 2017). El intervalo de temperaturas que se utiliza para secar la mayor parte de plantas aromáticas y medicinales se encuentra entre los 30 °C y 40 °C. En la mayoría de los casos, a partir de los 35 °C se empiezan a perder compuestos volátiles o existe el riesgo de que el producto pierda color o empiece a ennegrecer. No obstante, conviene secar a la temperatura máxima que acepte el producto, ya que así el secado es más rápido. El tiempo y la temperatura de secado son factores importantes para preservar la calidad de un alimento, un secado rápido permite evitar fenómenos de ennegrecimiento del

producto, de pérdida de compuestos volátiles o de modificación de los principios activos (Duc Pham y col., 2019).

### **1.2.1 Secado al sol**

El secado natural (bajo el sol o la sombra) es el método más común de secado para la conservación de alimentos y plantas después de su cosecha, este método se emplea en áreas donde el clima permite que los alimentos pierdan humedad, está influenciado por el medio circundante y el gasto de la energía es nulo, pero el tiempo de secado puede ser prolongado, y no está garantizada la calidad del producto final (Rodríguez y col., 2005). Las ventajas de la deshidratación solar radican en los bajos costos de operación y capital, así como la disminución del impacto ambiental, puesto que no utilizan energía eléctrica o derivada de combustibles fósiles (Bala y Woods, 1994). Las mayores desventajas son: riesgo de contaminación, daño del material vegetal debido a aves, roedores o insectos, falta de protección en caso de lluvia o rocío de las mañanas, lo que ocasiona que el producto se moje. La baja y variable calidad debida a la falta de control sobre los factores del secado; todo esto tiene un efecto significativo sobre la heterogeneidad entre los lotes de material vegetal y la contaminación por microorganismos. La calidad de los alimentos secados al sol puede mejorarse empleando telas o mallas que los cubran de una exposición directa y permitan su protección contra aves, roedores e insectos, también se puede mejorar disminuyendo la cantidad de material a secar, haciéndolo más rápido o utilizando plataformas para colocar los alimentos (Belessiotis y Delyannis, 2011). Una de las ventajas más importantes del secado al sol podría ser el efecto bactericida que confieren los rayos UV para bacterias y mohos (Lugten, 2016).

### **1.2.2 Secado bajo sombra**

Se emplea este tipo de secado en flores y hojas, para minimizar la pérdida de color y cuando se requieren secar plantas medicinales o aromáticas a bajas temperaturas, para conservar sus compuestos volátiles y propiedades medicinales. Se realiza en un ambiente cubierto y con aire corriente. El recinto que se utiliza como secador debe

ser un espacio amplio, seco y con suficientes aberturas para permitir un buen aireado; además, debe estar limpio y protegido de insectos, mediante telas mosquiteras. La planta puede secarse extendiéndola o colgándola en forma de ramos (WHO, 2013). La superficie donde se extiende debe estar cubierta con una malla o cañizos. El diseño elegido ha de permitir el paso de corriente de aire. Durante los días siguientes a la cosecha, es necesario voltear las camas de exposición de la planta para que su secado sea homogéneo. Este tipo de secado puede durar de 3 a 7 días, según el tipo de planta y la humedad del aire (Fanlo y col., 2009).

### **1.2.3 Secado en hornos de convección**

La característica esencial del proceso de secado en hornos de convección es la eliminación de un líquido mediante energía suministrada en forma de calor y flujo de aire, esta transferencia de energía calorífica y masa de agua se produce predominantemente por convección, es cierto que todos los secadores pueden transferir radiación, pero es raro que sea éste el mecanismo que predomina. En el secado por convección, el aire caliente se desplaza sobre la superficie de un sólido húmedo generando dos efectos, entregar calor y eliminar el vapor formado (Nonhebel y Moss, 1977). La transferencia de calor por convección se clasifica de acuerdo a la naturaleza del flujo de aire: Convección forzada cuando el flujo es causado por medios externos, por ejemplo, un ventilador en un horno, una bomba o vientos atmosféricos, convección natural o libre cuando el flujo de aire es inducido por fuerzas que surgen a partir de diferencias de densidad ocasionadas por las variaciones de temperatura en el fluido (Incropera y Dewitt, 1999), es el resultado del movimiento de un fluido producido por su inversión de densidad. Por ejemplo, el aire en contacto con una superficie caliente incrementa su temperatura y volumen, su densidad disminuye y en presencia de gravedad, sube debido a la flotación, el aire frío se desplaza para llenar este vacío y se establece una corriente de flujo de aire ascendente. El proceso inverso ocurre cuando el aire entra en contacto con una superficie más fría, esto se observa, por ejemplo, cuando una taza de café se enfría en una mesa (Kreith y col., 2012).



#### **1.2.4 Secado por radiación infrarroja (IR)**

El secado por radiación IR es también llamado secado por radiación térmica, consiste en una transmisión de calor en forma de energía radiante, siendo ésta la característica que lo distingue sobre el resto de los métodos de secado, ya que no requiere un medio para la transmisión de la energía desde la fuente emisora al producto a secar; el propio producto es el que absorbe la radiación IR (Nindo y Gikuru, 2011). Otras de las ventajas de este método son: reducción en el tiempo de secado, energía alternativa, uniformidad en la temperatura de secado, no necesita flujo de aire a través del producto y ahorro de espacio (Krishnamurthy y col., 2008). La radiación IR ha sido aplicada extensamente en años recientes a diversos procesos térmicos como pasteurización, secado, fritura, horneado, rostizado, escaldado y esterilización de productos alimenticios (Riadh y col., 2014).

Se ha reportado que el uso de radiación IR en conjunto con el secado convencional por aire caliente, es más eficiente que la aplicación de ambos métodos por separado (Pan y Atungulu, 2011). Hebbar y col. (2004) evidenciaron que el uso de ambos puede disminuir el tiempo de secado hasta en un 48% y el consumo de energía hasta en un 63% comparado con solo el aire caliente, siendo éste un modelo fácil de escalar industrialmente.

#### **1.2.5 Liofilización**

El secado por congelación o liofilización es un proceso en el cual el agua es removida por deshidratación mediante la sublimación de hielo en los materiales, consta de 3 etapas fundamentales: congelación, secado primario y secado secundario; durante la congelación, el producto es enfriado, hasta una temperatura debajo de su punto eutéctico; el propósito de esta etapa es congelar toda el agua móvil contenida en el producto. El proceso continúa con el secado primario donde el producto congelado es calentado bajo condiciones de vacío para remover el hielo mediante sublimación, manteniendo la temperatura del producto debajo del punto eutéctico, en esta etapa alrededor del 90% del agua es removida, el agua sublimada en esta etapa se compone de agua libre y agua ligada. Finalmente, en el secado secundario se

remueve el agua ligada no congelada por desorción de la capa seca del producto, este proceso final se lleva a cabo elevando la temperatura y reduciendo la presión vapor dentro de la cámara de liofilización, el resultado de esta transferencia de masa es un producto con una humedad de 1% a 3% (García y col., 2016).

El proceso de liofilizado es muy empleado cuando los materiales contienen compuestos termosensibles, se sabe que este proceso ayuda a prolongar la vida útil de los alimentos, al impedir el crecimiento microbiano y retardar la oxidación de lípidos, es usado a escala industrial cuando se necesita almacenar el producto terminado por períodos largos (Marqués y col., 2009). El material secado por liofilización es muy hidrofílico, sin embargo, no hay información sobre si esta característica afecta a la vida útil del producto, después de abrir el envase de consumo cuando su contenido se expone al oxígeno y la humedad. Es posible que algunos productos (plantas medicinales) puedan degradarse rápidamente y por tanto debe considerarse que un producto liofilizado podría no conservar sus cualidades medicinales, después de algún período de tiempo sustancial. No hay información suficiente para concluir que la liofilización tenga efectos negativos sobre los compuestos bioactivos que constituyen propiedades medicinales de las plantas (Shofian y col., 2011; Papalia y col., 2019).

### **1.2.6 Microondas**

Las microondas son producidas por un dispositivo electrónico conocido como magnetrón. La energía de microondas puede reflejarse a través de un conducto rectangular (denominado guía de onda) o simplemente emitirse a través de una ventana transparente de polipropileno hacia la cámara de secado. La penetración de las microondas en el producto húmedo es tan buena, que el calor se genera de manera uniforme dentro del sólido. Cuando las microondas caen sobre sustancias de estructura electrónica adecuada (es decir, pequeñas moléculas polares, tales como el agua), los electrones en la molécula intentan resonar en simpatía con la radiación. La «fricción» molecular resultante genera calor. Las grandes moléculas de

los sólidos no resuenan tan bien, por lo que se puede evitar un mayor calentamiento una vez que se ha retirado el agua (Aulton, 2013). Este método de secado permite obtener un alimento deshidratado de alta calidad, de manera rápida, uniforme y eficiente energéticamente comparado con el secado por convección con aire caliente (Bradshaw, 2006). Dado que las microondas penetran al interior de los alimentos y hace que el agua se caliente dentro de ellos, lo que resulta en un gran incremento en la presión diferencial entre el centro y la superficie del producto, permitiendo la rápida eliminación de humedad del producto (Sutar y Prasag, 2008). Una de las ventajas del uso del microondas para el secado de productos es la reducción de los tiempos de secado, por lo que se tiene un mayor volumen de calentamiento por unidad de tiempo, uno de los factores que ha afectado su implementación a nivel industrial es el alto capital y el costo de la energía (Wray y Ramaswamy, 2015).

### **1.3 Secado de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)**

Las hojas de moringa tienen un contenido de humedad del 80%, por lo que es necesario someter las hojas a un proceso de secado para su conservación y uso. El secado debe realizarse lo más pronto posible después de su cosecha para evitar el crecimiento de mohos, de lo contrario ya no podrán usarse para consumo humano y son destinadas para abono.

La variación en el contenido de los componentes proximales y compuestos bioactivos de moringa (*Moringa oleifera*), así como la influencia de las diferentes técnicas de secado (al sol, sombra y horno) ha mostrado que los sistemas de sombra favorecen el contenido de materia seca, valor energético, y carbohidratos, mientras que el contenido de proteína cruda, fibra cruda y humedad son mayores en sistemas bajo sol. Por otra parte, el contenido de ácidos grasos, lípidos totales, cenizas y compuesto bioactivos son más altos utilizando el secado en horno (Adeyemi y col., 2014).

Los métodos de secado que son más comúnmente utilizados por productores locales carecen de control sobre variables que pueden afectar la calidad y composición del material vegetal. Generalmente el secado bajo sombra de las hojas de moringa (*Moringa oleifera*) ha sido recomendado para preservar su contenido tanto de nutrientes como de compuestos con potencial biológico (Olushola, 2006). La forma como se realiza el secado, es extender las hojas sobre un paño limpio o en una estructura sobre techos; o bien cortar el tallo con las hojas y colgar desde el techo. Sin embargo, estos procesos tienen varios problemas, las hojas deben ser protegidas para evitar la pérdida de vitaminas por efecto de la luz y la contaminación por el polvo y las plagas, por lo anterior, en ocasiones, las hojas son cubiertas con tela delgada o mosquitero. Otros problemas que se presentan al realizar el secado son las condiciones ambientales; si la humedad del aire es alta, el proceso de secado es difícil lo que puede ocasionar daños al material, por ejemplo, las hojas secadas bajo sombra a 30 °C requieren de 2 semanas (Alakali y col., 2015).

Saini y col. (2014), reportaron el efecto de diferentes tecnologías en el contenido de carotenoides, vitamina C y la capacidad antioxidante. Entre las tecnologías evaluadas se encontraron: liofilización, microondas, deshidratador de bandejas, secado en horno, secado al sol. Los autores reportan que cada método afecta de manera significativa la actividad antioxidante, sin embargo, no se estandarizaron las condiciones de secado en cada tecnología.

Clement y col. (2017) secaron hojas frescas de moringa al sol y al horno con temperaturas de 60 °C y 105 °C reportando una pérdida en proteínas, vitamina C y Vitamina A debido a que el secado a altas temperaturas desnaturalizó las proteínas y causó una oxidación del material vegetal. De igual manera Ali y col. (2017) reportaron la pérdida de vitamina C al someter hojas de moringa al secado al sol y una reducción significativa de vitaminas A, K y B al ser secadas tanto al sol, como a la sombra y en horno a 40°C y 60 °C, atribuyeron esta pérdida a su exposición al sol y un a un tiempo prolongado de secado en el horno, así como al aumento de

temperatura, reportaron como condición óptima de secado el horno a 50°C, siendo también esta condición la que presenta una mayor coloración las hojas, lo que es importante porque el color es un parámetro importante en la calidad del producto seco para ser aceptado.

Haciendo uso de tecnologías de secado diferentes al sol y horno Potisate y Phoungchandang (2014) reportaron que el secado por microondas aumenta significativamente el contenido de compuestos bioactivos en las hojas de moringa (*Moringa oleifera*), reduce el tiempo de secado, y aumenta el tiempo de retención de los compuestos fenólicos totales, lo que lo hace un método apropiado para prácticas comerciales. Por otro lado, Ademiluyi y col. (2018) reportaron que el mejor método de secado es la liofilización, obteniendo una mayor conservación de compuestos bioactivos encontrando compuestos fenólicos como: ácido gálico, ácido clorogénico, ácido cafeico y rutina como compuestos mayoritarios. En cambio, reportaron que el método que conservó en menor cantidad vitamina C y compuestos bioactivos (rutina y ácido cafeico) fue el secado al horno a 40 °C, reportando valores de  $23.53 \pm 0.60$  mg/g de muestra seca, más bajos que los reportados para el secado al sol  $35.29 \pm 0.63$  mg/g de muestra seca.

Teniendo en cuenta la creciente demanda de productos de Moringa, el secado natural presenta dificultades para satisfacer el mercado, esta etapa del proceso para la obtención de un producto, es un punto crítico y necesita ser controlado por lo que requiere el uso de tecnologías alternativas para lograr procesos eficientes, que fortalezcan el sector productivo y permitan mayor competitividad. En el Cuadro 2, se muestran las condiciones de temperatura y tiempo de distintos métodos de secado, así como la humedad del producto final, con el fin de satisfacer la demanda del mercado de un producto con las condiciones de calidad adecuadas para su consumo.

Cuadro 2. Condiciones de secado de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*).

Método de secado	Temperatura	Tiempo de secado	Humedad Final (%)	Autor
Horno	35 °C – 45 °C	4 días	ND	Vats y col., 2017
Horno	45 °C	3 días	ND	Nouman y col., 2016
Horno	60 °C	6 h	5.37	Umar y col., 2015
Horno	60 °C, 70 °C y 80 °C	1 día	8.91, 8.71 y 8.62	Olabode y col., 2015
Horno	40 °C, 50 °C, 60 °C y 70 °C	2 h	12.60, 10.33, 5.00 y 2.50	Alakali y col., 2015
Horno	60 °C	1 h pre-calentado, 4 h secado	3.197	Adeyemi y col., 2014
Horno	50 °C	12 h	6.5	Saini y col., 2014
Horno	40 °C, 50 °C y 60 °C	2 h	4.77, 3.02 y 3.02	Ali y col., 2014
Sombra	25 °C	6 días	10.04	Anieke y col., 2016
Sombra	30 °C	3 semanas	15.01	Alakali y col., 2015
Sombra	Ambiente	3 semanas	2.367	Adeyemi y col., 2014
Al sol	Ambiente	4 días	8.01	Anieke y col., 2016
Al sol	Ambiente	5 días	5.487	Adeyemi y col., 2014
Deshidratador	60°C	1 h pre-calentado, ND	6	Anieke y col., 2016
Deshidratador	50 °C	12 h	6.5	Saini y col., 2014
Deshidratador	40 °C, 50 °C y 60 °C	ND	ND	Potisate y col., 2014
Liofilización	15 °C, - 60°C	Pre-enfriado 1 h, 6 h	5.88	Umar y col., 2015
Liofilización	- 50 °C	1 día	ND	Potisate y col., 2014
Liofilización	- 35°C	1 día	6.5	Saini y col., 2014

ND = No disponible

#### **1.4 Curvas de secado**

La cinética de secado que a menudo se muestra en las curvas, a temperatura constante del medio de secado, describe la relación entre el contenido de humedad y el tiempo de secado, con lo que se obtiene la velocidad de secado durante el proceso, que es la pendiente de la curva obtenida en la gráfica. Existen varios factores que afectan la cinética de secado, entre los principales podemos mencionar: la humedad del aire, el contenido de agua del producto a secar, las dimensiones y el diseño del equipo usado en el proceso (Brennan, 1998).

La cinética de secado se obtiene midiendo la pérdida de sólidos a diferentes tiempos de secado en un lapso de tiempo. En el inicio del secado el punto A (Figura 2), el material es gradualmente calentado por la temperatura del medio y la tasa de secado aumenta drásticamente, del punto A a B el proceso de secado tiene una tasa constante y se caracteriza por un declive lineal en la curva de secado, un segmento horizontal en la tasa de secado, esta etapa representa la remoción de humedad existente en la superficie del sólido y se refiere a él como el período de “velocidad constante” y es típicamente de una corta duración. Del punto B a C la tasa de secado decrece progresivamente y el material se acerca a un estado de equilibrio con el medio de secado, durante esta fase de “velocidad de caída” la curva de secado asume una forma cóncava, después del punto C el material está básicamente en un estado de equilibrio con el medio de secado. La mayor parte del secado ocurre en el período de caída en el cual el líquido existente en la superficie del sólido empieza a secarse o en algunos de los casos de secado “profundo en cama” la tasa constante se produce en su totalidad en los estados iniciales del secado (Yang y Terri, 2003).

Este tipo de curvas sirven para determinar el tiempo requerido para que un determinado producto sufra un descenso esperado en su contenido de humedad, y así mismo poder establecer el gasto energético durante el lapso de tiempo transcurrido (Restrepo y Burbano, 2005).

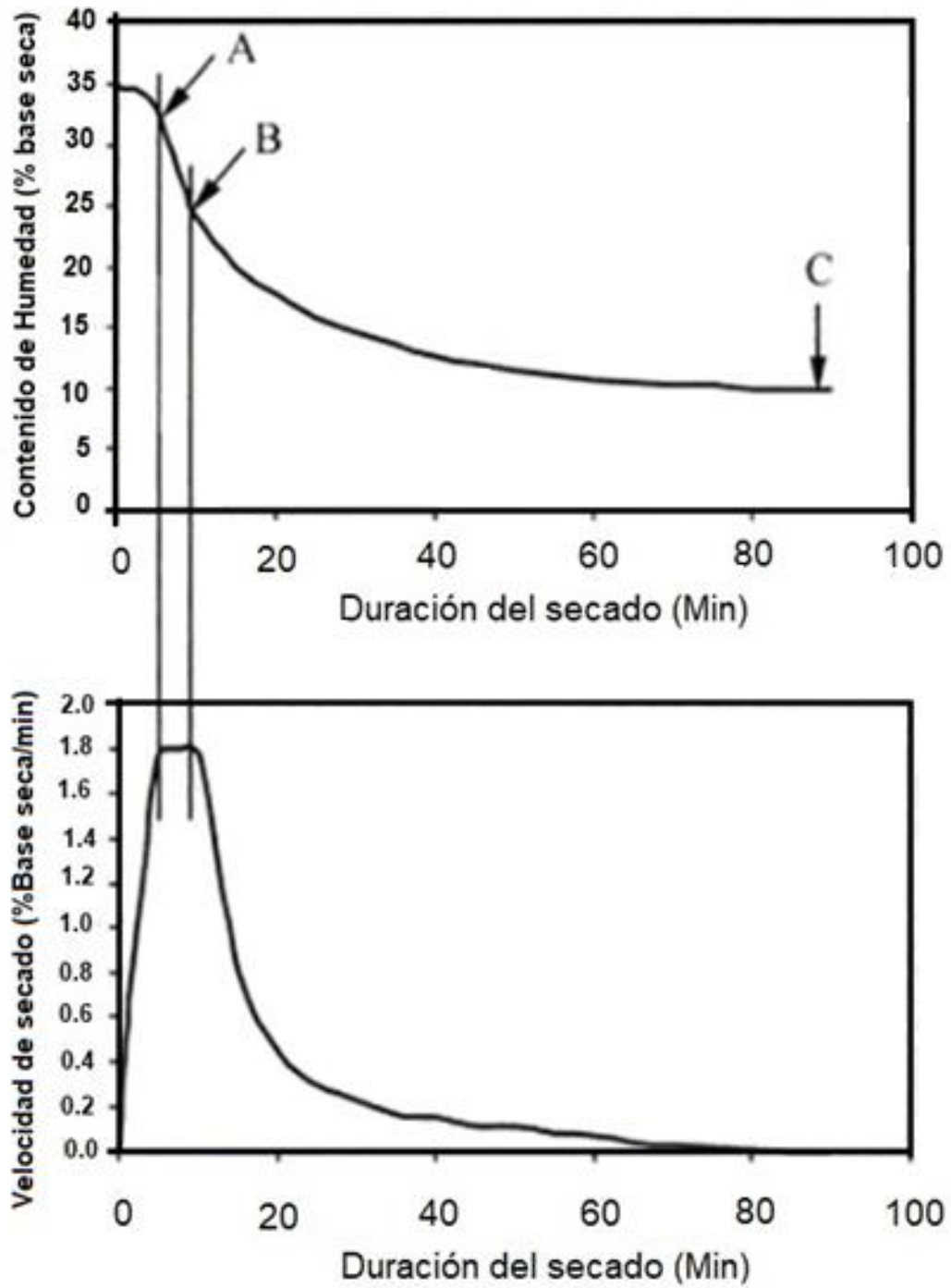


Figura 2. Ilustración de una curva de secado y su tasa de secado asociada.

Tomada y modificada de Yang y Terri, (2003).



Ali y col. (2014) realizaron un estudio de cinética de secado para hojas de moringa oleífera a tres temperaturas 40 °C, 50 °C y 60 °C, donde observaron que el secado decrece continuamente y la velocidad de caída no fue observada en ninguna temperatura (Figura 3).

La velocidad de secado en los tres casos decrece continuamente hasta llegar a un valor de prácticamente cero a una humedad muy baja.

La pendiente de la velocidad cero de secado se alcanzó a las 6, 5 y 2 horas para las temperaturas de 40 °C, 50 °C y 60 °C, respectivamente.

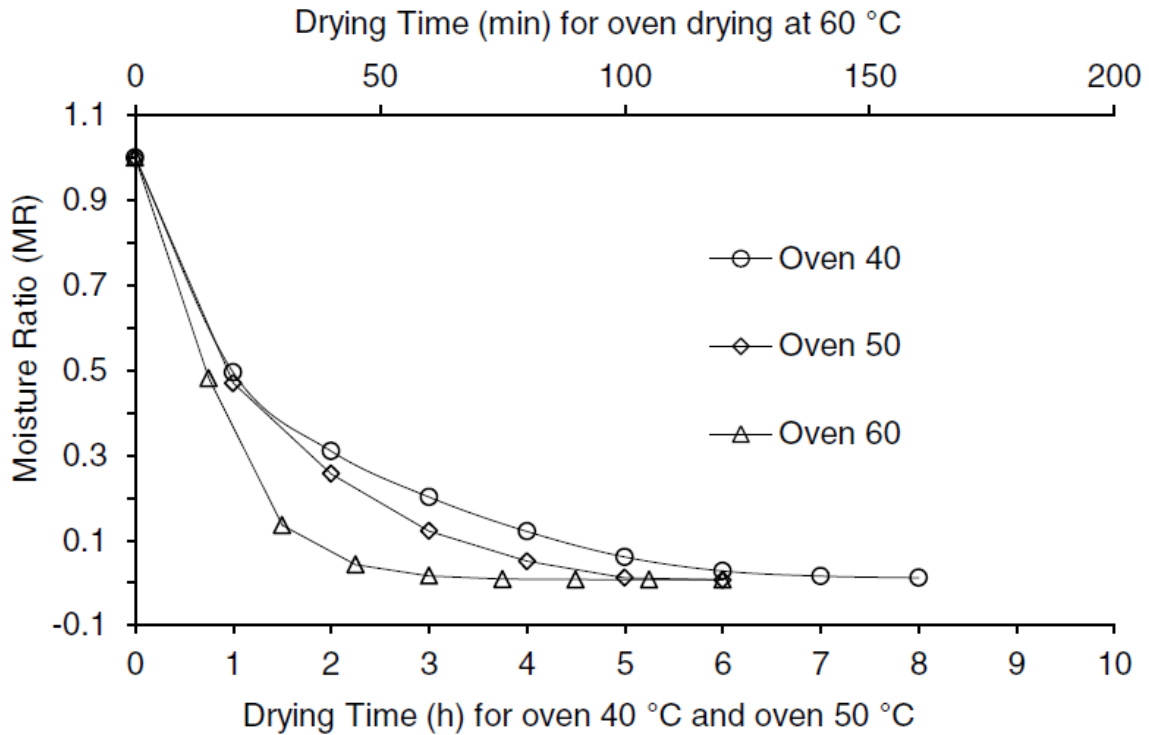


Figura 3. Curva de humedad del secado al horno a diferentes temperaturas.

Tomada de Ali y col., (2014).

## **2. HIPÓTESIS**

La evaluación de los diferentes métodos de secado a los que son sometidas las hojas de moringa (*Moringa oleifera* L.) permitirá seleccionar el método más adecuado para conservar su contenido nutrimental y nutraceútico.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo general**

Evaluar el efecto de diferentes métodos de secado sobre el contenido nutracéutico y nutrimental en hojas de moringa (*Moringa oleifera* L.)

#### **3.2 Objetivos específicos**

1. Determinar el método y las condiciones óptimas (temperatura, tiempo, equipo) de secado en hojas de moringa.
2. Realizar la caracterización nutrimental de hojas de moringa deshidratada obtenida mediante diferentes métodos de secado.
3. Realizar la caracterización nutracéutica de hojas de moringa deshidratada mediante diferentes métodos de secado.

## **4. METODOLOGÍA**

### **4.1 Materiales**

#### **4.1.1 Material vegetal**

Se utilizaron hojas de moringa (*Moringa oleifera* L.) provenientes de Santiago de Querétaro, Querétaro, México.

#### **4.1.2 Material químico**

Se emplearon los reactivos 2,2-azinobis-(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico, DPPH (2, 2-difenil-1-picrilhidracil), (+)- catequina, rutina, quercetina, kaempferol, ácido gálico, ácido elágico, ácido cafeico, ácido p-cumárico, ácido ferúlico, ácido clorogénico, morin, persulfato de potasio, reactivo de Folin-Ciocalteu, 2-aminoetildifenilborato, amiloglucosidasa, proteasa,  $\alpha$ -amilasa, ácido ascórbico, glucosa adquiridos de Sigma-Aldrich. Los reactivos sulfato de cobre, sulfato de potasio anhidro, ácido sulfúrico, hidróxido de sodio, ácido acético, acetonitrilo, metanol, ácido bórico, ácido clorhídrico, éter de petróleo, metanol, acetona, carbonato de sodio, etanol, acetona, hidróxido de potasio, acetato de sodio, tiocianato de amonio y cloruro férrico adquiridos de J.T. Baker.

### **4.2 Métodos**

#### **4.2.1 Procesamiento de las muestras**

Todas las muestras fueron sometidas al proceso descrito en la Figura 4, el cual consistió en la recolección, su limpieza y desinfección, el secado por cada método descrito, su molienda y tamizaje por malla 60, posteriormente fueron almacenadas a -60 °C en bolsas herméticas y protegidas de la luz para su posterior análisis.

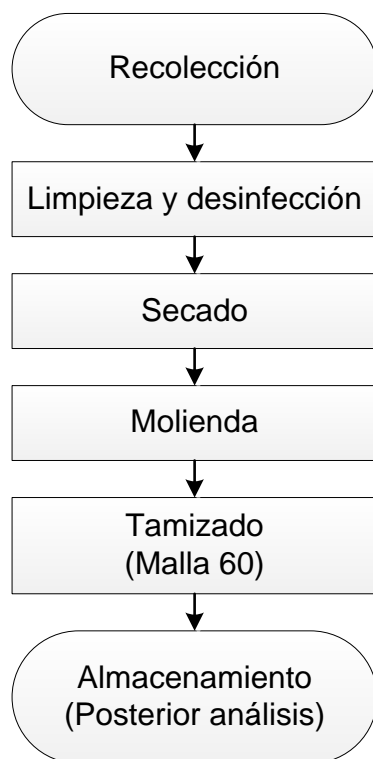


Figura 4. Procesamiento al que son sometidas las hojas de Moringa para su análisis.

#### **4.2.2 Limpieza y desinfección de las hojas de moringa (*Moringa oleifera*)**

Para su uso las hojas recolectadas fueron seleccionadas quitando ramas, tallos y aquellas hojas que presentaron moho o daños, posteriormente se realizó un enjuague con hipoclorito de sodio al 1% y tres veces con agua potable, se dejaron secar sobre toallas absorbentes para eliminar el exceso de humedad.

#### **4.2.3 Métodos de secado**

##### **4.2.3.1 Secado tradicional**

Se colocaron 300 g de hojas de moringa previamente lavadas y desinfectadas, en charolas de 54 x 42 cm cubiertas de papel aluminio y fueron llevadas al sol, se les puso una gasa encima para prevenir la contaminación y daño del material. Se le denominó SSOL a este tipo de secado.

#### **4.2.3.2 Secado a la sombra**

Se colocaron 300 g de hojas de moringa previamente lavadas y desinfectadas, en charolas de 70 x 40 cm cubiertas de papel aluminio las cuales fueron colocadas en un lugar protegido de la luz, se les puso una gasa encima para prevenir la contaminación y daño del material. Se le denominó SSOM a este secado.

#### **4.2.3.3 Secado por convección**

##### **4.2.3.3.1 Deshidratador (Convección forzada)**

Se llevó a cabo en el deshidratador Excalibur 3900 y se tomaron 300 g de hojas frescas de moringa previamente lavadas y desinfectadas, de las cuales se colocaron alrededor de 35 g en bandejas de 38 x 38 cm que fueron expuestas a aire caliente a 40 °C y 60°C, de cada temperatura se tomaron muestras para su análisis nutricional. Se les denominó DS40 y DS60 a estos secados, para las temperaturas de 40 °C y 60 °C, respectivamente.

##### **4.2.3.3.2 Horno (Convección natural)**

Se tomaron 300 g de hojas frescas de moringa previamente lavadas y desinfectadas, las cuales se colocaron en 3 porciones de 100 g en charolas de metal de 45 cm x 60 cm, se dejó precalentar el horno de convección SHEL LAB Series 1600, por una hora a las temperaturas de 40 °C y 60 °C, de cada temperatura se tomó muestras para su análisis. Se les denominó DH40 y DH60 a estos secados, para las temperaturas de 40 °C y 60 °C, respectivamente.

##### **4.2.3.4 Liofilización**

Se tomaron 300 g de hojas frescas de moringa, las cuales se congelaron por 3 días, para después llevarse a la liofilizadora LABCONCO a una temperatura de – 47 °C y a un vacío de – 168 x 10<sup>-3</sup> mbar de las cuales se tomaron muestras para su análisis. Se le denominó SLIO a este secado.

#### **4.2.3.5 Microondas**

Se tomaron 300 g de hojas frescas de moringa previamente lavadas y desinfectadas, las cuales se colocaron en charolas plásticas circulares de 29 cm de diámetro y se metieron al microondas LG MS-1145KYL con entrada de 120 V ~ 60 HZ y 500 W, por 2 minutos, se colocaron 20 g de hojas en cada carga hasta completar los 300 g, la muestra obtenida se almacenó para su análisis. Se le denominó SMCO a este secado.

#### **4.2.4 Curvas de secado**

Se realizaron las curvas de secado a las temperaturas de 40°C y 60 °C de acuerdo a lo reportado por Ali y col. (2014), para los métodos secado por deshidratador y horno, tomando muestras cada 30 minutos hasta llegar a una humedad menor al 10% y se graficó la humedad contra el tiempo.

#### **4.2.5 Análisis microbiológico**

Para evaluar la calidad del producto final se realizó un análisis microbiológico por el laboratorio LECRIMA-UAQ (Laboratorio para la evaluación y control de riesgos microbianos en alimentos, universidad autónoma de Querétaro) que consistió en: el método para la cuenta de bacterias aerobias en placa, el método para la cuenta de microorganismos coliformes totales en placa y el método para la cuenta de mohos y levaduras en alimentos, de acuerdo a lo descrito en la NOM-111-SSA1-1994. Bienes y servicios.

#### **4.2.6 Determinación de la composición nutrimental**

El análisis proximal se realizó siguiendo la metodología descrita por la técnica de la AOAC (2002). Que incluye determinación de humedad (Método 925.09B), proteínas (Método 954.01), extracto etéreo (Método 920.39), cenizas (Método 923.03), en tanto que carbohidratos se determinó por diferencia de los componentes.

#### 4.2.6.1 Determinación de humedad

Se realizó la determinación de humedad de acuerdo con el método 925.09B descrito por la AOAC (2002). Se pesaron 2 g de la muestra en una cápsula o charola previamente tarada y puesta a peso contante, posteriormente se colocó en una estufa a 130 °C por 2 horas, una vez concluido se llevó la cápsula con la muestra a un desecador y se pesó. El porcentaje de humedad se obtuvo mediante la ecuación siguiente:

$$\% \text{ Humedad} = \left( \frac{\text{Peso inicial de la muestra} - \text{Peso final de la muestra}}{\text{Peso inicial de la muestra}} \right) \times 100$$

#### 4.2.6.2 Determinación de proteínas

Se realizó la determinación de proteínas de acuerdo con el método 954.01 descrito por la AOAC (2002). Se pesaron 0.25 g de la muestra previamente desgrasada, este se colocó en un matraz Kjeldahl, donde se adicionó 0.5 g de sulfato de cobre, 5 g de sulfato de potasio anhidro y 15 ml de ácido sulfúrico. Una vez adicionados los reactivos, el matraz se colocó en el digestor y calentó gradualmente. Una vez observado un cambio en el color de la mezcla a verde claro, se detuvo el calentamiento y se dejó enfriar a temperatura ambiente. Posteriormente, se adicionaron 50 ml de agua destilada para disolver completamente el residuo dentro del matraz y 50 ml de solución de hidróxido de sodio al 40%. Por otra parte, en un matraz Erlenmeyer se añadieron 50 ml de ácido bórico al 4% con el indicador de verde de bromocresol y rojo de metilo, previamente preparado. Este se destiló hasta recolectar 150 ml, se observa un cambio en la coloración del ácido bórico de rosado a verde oscuro. Consecutivamente se retiró del destilador y procedió a valorar con ácido clorhídrico 0.1 N. Se utilizó 6.25 como factor de conversión de nitrógeno a proteína. Se calculó proteína mediante la siguiente ecuación:

$$\% \text{N} = \left( \frac{\text{ml de HCl gastados} \times 0.1 \times 0.014}{\text{peso de la muestra}} \right) \times 100$$

$$\% \text{ Proteína} = \% \text{ N} \times 6.25$$



#### **4.2.6.3 Determinación de lípidos**

Los lípidos totales se determinaron de acuerdo con el método 920.39 descrito en la AOAC (2002). Se pesaron 2 g de muestra seca en cartuchos de celulosa. Se colocaron dentro del aparato de extracción Soxhlet. Así mismo, se adicionaron 100 ml de éter de petróleo a los matraces y se dejaron recirculando hasta que no hubo presencia de lípidos en el solvente del Soxhlet. Una vez concluida la extracción, se dejaron secar los matraces en la estufa a 50 °C durante 2 horas hasta peso constante. Finalmente se pesaron los matraces. El porcentaje de extracto etéreo se determinó mediante la siguiente fórmula:

$$\% = \left( \frac{\text{Peso final del matraz} - \text{Peso inicial}}{\text{peso de la muestra}} \right) \times 100$$

#### **4.2.6.4 Determinación de cenizas**

La determinación de cenizas se realizó siguiendo el método 923.03 descrito en la AOAC (2002). Se pesaron 2 g de la muestra en una capsula de porcelana previamente tarada. Se carbonizó sobre la flama de un mechero y se llevó a la mufla a 550 °C. Se suspendió cuando las cenizas se tornaron blancas. Posteriormente se llevó a un desecador para enfriar y finalmente se registró el peso. El contenido de cenizas se determinó por la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Cenizas} = \left( \frac{\text{Peso de las cenizas}}{\text{Peso de la muestra}} \right) \times 100$$

#### **4.2.6.5 Cuantificación de Vitamina C en hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)**

##### **4.2.6.5.1 Preparación de soluciones**

La vitamina C se cuantificó por el método de Tillman (Santos y col., 2016) Se prepararon tres soluciones siguientes para ello:

- Solución 1: Se pesaron 15 g de ácido metafosfórico y se mezclaron con 40 ml de ácido acético glacial, después se les adiciono 450 ml de agua destilada.
- Solución 2: Se pesaron 100 mg de ácido ascórbico (Vitamina C) en 100 ml de la solución 1, luego se hace una dilución 1:10 en la misma solución 1.
- Solución 3 (Solución Tillman): Se preparó solubilizando 42 mg de bicarbonato sodio en 50 ml de agua destilada, a los cuales se les adicionaron 50 mg de 2,6-diclorofenol indofenol sodio y se disuelve agitándose hasta homogenizarla. Luego la sal se filtra y se diluye a 200 ml con agua destilada.

#### **4.2.6.5.2 Preparación de extracto**

Se pesaron 2.5 g de cada muestra y fueron homogenizados con 12.5 ml de la solución 1, después se pusieron en agitación constante hasta homogenizar, posteriormente se aforaron a 25 ml con la solución 1, la solución obtenida fue filtrada y centrifugada a 4000 rpm durante 15 minutos, se conservó el sobrenadante para la cuantificación de vitamina C.

#### **4.2.6.5.3 Cuantificación de Vitamina C**

Para su cuantificación primero se estandarizó el método de la siguiente manera: se midieron 4 ml de la solución 2 y se mezcló con 6 ml de la solución 1 en un matraz Erlenmeyer, después se adicionaron 50 ml de agua destilada, esta solución se tituló con la solución 3 y se registraron los ml gastados. Se restó un blanco reemplazando el volumen de la solución 2 por un volumen igual de la solución 1.

La titulación de la muestra se realizó usando 2.5 ml de la muestra filtrada a los cuales se les adicionaron 25 ml de la solución 1 y se titularon con la solución 3, hasta que se observó un cambio de vire (de color azul a color rojo). Se registró el volumen de solución 3 gastada en ml. La concentración de Vitamina C se expresó como mg equivalentes de ácido ascórbico/g de muestra.

El contenido de vitamina C fue calculado de la siguiente manera:

Factor de Tillman:

$$F = \frac{\text{masa de vitamina C usada en la titulación (mg)}}{\text{Volumen de la solución 3 empleado para titular (ml)}}$$

Contenido de Vitamina C (mg/100 ml):

$$\text{Contenido de vitamina C} \left( \frac{\text{mg}}{100 \text{ ml}} \right) = \frac{V \times F \times 100}{A}$$

Donde:

V = Volumen es igual al volumen de la solución de Tillman en ml, usados en la titulación.

F = Factor de Tillman.

A = Es el volumen de la muestra a titular en ml.

Contenido de vitamina C en mg/ g de muestra:

$$\text{Contenido de Vitamina C en} \frac{\text{mg}}{\text{g de muestra}} = \frac{\text{Contenido de vitamina C} \left( \frac{\text{mg}}{100 \text{ ml}} \right)}{100 \times \left( \frac{V}{W} \right)}$$

Donde:

V = ml de solución 1 empleados en la preparación de la muestra

W = Peso de la muestra en gramos.

#### **4.2.7 Determinación de compuestos bioactivos en Moringa (*Moringa oleifera*)**

##### **4.2.7.1 Obtención del extracto de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)**

Se siguió la técnica descrita por Saura Calixto y col. (2007) para la extracción de fenoles libres y fenoles ligados, con modificaciones.

Para la obtención del extracto libre se pesaron 0.25 g de la muestra y se les adicionó 10 ml de una solución de metanol al 50%, se ajustó su pH a 2.0 con ácido clorhídrico al 1 N y se llevaron a agitación por 1 h, concluido este tiempo se centrifugó a 3000 rpm por 10 minutos, el sobrenadante se separó y al filtrado se le agregaron 10 ml de acetona al 70% y se centrifugó nuevamente, el sobrenadante se mezcló con el sobrenadante anterior y el precipitado se dejó secar 1 hora a 40°C y se conservó para la extracción de fenoles ligados.

Para la extracción de fenoles ligados se le adicionaron 10 ml de metanol puro al precipitado y un mililitro de ácido sulfúrico concentrado, se incubaron a 85 °C durante 20 horas, se dejaron enfriar y se centrifugó a 5400 rpm por 10 minutos, el sobrenadante se llevó a un vial, al residuo se le adicionó 5 ml de agua destilada grado HPLC, se centrifugó y el sobrenadante se juntó con el anterior, posteriormente se ajustó su pH a 5.5 con hidróxido de sodio 6 N y se aforó a 30 ml.

#### 4.2.7.2 Cuantificación de fenoles totales

La cuantificación de fenoles totales se realizó por la técnica propuesta por Singleton y Rossi, (1965). Se tomó 500 µl de extracto y se adicionó el reactivo de Folin-Ciocalteu (1:10), la reacción se neutralizó con carbonato de sodio al 7%, y se mantuvo en reposo por 2 horas evitando el contacto con la luz. La cuantificación se realizó en un espectrofotómetro (Thermo Scientific Multiskan GO, Software UV Win Lab v.2. 85. 04, 2000) a una longitud de onda de 760 nm. Se realizó una comparación de los resultados obtenidos con una curva de calibración de ácido gálico (0-80 µg/ml). El contenido de fenoles totales fue expresado como mg equivalentes de ácido gálico por gramo de muestra seca.

$$\text{Fenoles totales ( mg EAG/g de muestra seca)} = \frac{\text{FD} \times \text{Z} \times \text{C}}{1000}$$

Donde:

FD = Factor de dilución.

C = ml de solvente entre los g de muestra, empleados en la preparación del extracto.

$$Z = \frac{(\text{Abs}_{\text{Extracto}} - \text{Abs}_{\text{blanco}}) - b}{m}$$

Siendo:

b = El intercepto de la curva de calibración.

m = La pendiente de la curva de calibración.

#### 4.2.7.3 Determinación de flavonoides

Para la determinación de flavonoides se siguió la metodología de Oomah y col. (2005) con una adaptación a microplaca, donde a 50 µl del extracto se les adicionaron 180 µl de metanol y 20 µl de solución 2-aminoetildifenilborato al 10%. Se tomó la

lectura de la absorbancia a una longitud de onda de 404 nm en un espectrofotómetro (Thermo Scientific Multiskan GO, Software UV Win Lab v.2. 85. 04, 2000). Se empleó rutina para la llevar a cabo la curva de calibración en una concentración de 0 – 50 mg/ml, la cual se preparó en metanol al 80%. La concentración de flavonoides se expresó como mg equivalentes de rutina/g de muestra.

$$\text{Flavonoides totales (mg RUT/g de muestra seca)} = \frac{\text{FD} \times \text{Z} \times \text{C}}{1000}$$

Donde:

FD = Factor de dilución.

C = ml de solvente entre los g de muestra, empleados en la preparación del extracto.

$$\text{Z} = \frac{(\text{Abs}_{\text{Extracto}} - \text{Abs}_{\text{blanco}}) - b}{m}$$

Siendo:

b = El intercepto de la curva de calibración.

m = La pendiente de la curva de calibración.

#### **4.2.8 Determinación de fibra dietaria total**

Para la determinación de fibra insoluble y soluble, se utilizó el método enzimático descrito por Shiga y col. (2003).

##### **4.2.8.1 Fibra dietaria insoluble**

La muestra fue reducida a polvo y desengrasada, se colocó en un frasco protegido de la luz y se le añadieron 50 ml de buffer de fosfato 0.8 mM a pH de 6.0, seguido de 100 µl de α-amilasa y se dejó incubando a baño maría a 95 °C por 30 minutos con agitación de 5 minutos, luego se ajustó el pH a 7.5 y se atemperó la muestra, después se le adicionaron 100 µl de proteasa (5 mg/ml) y se incubó de nuevo a baño maría a 60 °C por 30 minutos con agitación continua, se dejó atemperar la muestra y se ajustó el pH a 4.0. Posteriormente, se agregaron 300 µl de amiloglucosidasa y se incubó a 65 °C por 30 minutos con agitación continua. Después de las incubaciones se filtró con papel Whatman No. 4 previamente pesado, luego se realizaron 2 lavados

con agua destilada a 60 °C, 2 lavado más con 15 ml de etanol al 80 % y se llevó a peso constante calentándose a 60 °C por 24 h, transcurrido este tiempo se pesó y se consideró fibra insoluble lo que quedó en el filtro.

$$\% \text{ Fibra insoluble} = \left( \frac{\text{PF con el precipitado} - \text{PF peso contante}}{\text{g de muestra seca}} \right) \times \text{Carbohidratos (\%)}$$

#### **4.2.8.2 Fibra dietaria soluble**

De la determinación de fibra insoluble se conservó el residuo del filtrado y se le adicionó un volumen igual de etanol al 80% y se dejó en reposo por 12 h para luego filtrarse en papel Whatman No. 4 previamente pesado, luego se realizaron 2 lavados con 15 ml de etanol al 80% y 2 lavados con 15 ml de acetona, se dejó secar el papel filtro por 24 h y se registró su peso, la diferencia entre el papel filtro previamente pesado y el papel secado después de 24 h fue la fibra dietaria soluble.

$$\% \text{ Fibra soluble} = \left( \frac{\text{PF con el precipitado} - \text{PF peso contante}}{\text{g de muestra seca}} \right) \times \text{Carbohidratos (\%)}$$

#### **4.2.9 Determinación de capacidad antioxidante**

##### **4.2.9.1 Método ABTS**

Se determinó la capacidad antioxidante por el método ABTS (2,2-azinobis-(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico) descrito por Nenadis y col. (2004) adaptado a la microplaca. En un vial protegido de la luz se colocaron 5 ml de ABTS (7 mM) y 88 µl de la solución de persulfato de potasio K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub> (140 mM) y se protegió de la luz por 12 horas, esperando la generación del radical, después se realizó una dilución mezclando 500 µl de la solución y de 20 a 25 ml de etanol. La nueva solución tuvo una absorbancia entre 0.7 y 1 para ser aceptada. Posteriormente se tomaron 20 µl del extracto, se le adicionaron 230 µl de ABTS y se esperaron 6 minutos para realizar la lectura de la placa en el espectrofotómetro (Thermo Scientific Multiskan GO, Software UV Win Lab v.2. 85. 04, 2000) a una longitud de onda de 734 nm. El

porcentaje de inhibición (actividad antioxidante) se calculó de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Inhibición} = \left( \frac{\text{Absorbancia del control} - \text{Absorbancia de la muestra}}{\text{Absorbancia del control}} \right) \times 100$$

Los valores obtenidos fueron comparados con una curva de calibración de Trolox, y se expresaron como capacidad antioxidante equivalente de Trolox (TEAC) en micromoles ( $\mu\text{mol}$ ) equivalentes de Trolox/g de muestra.

#### **4.2.9.2 Método DPPH**

La determinación se realizó por la técnica descrita por Fukumoto y Mazza (2000), adaptada a la microplaca. Se añadieron 20  $\mu\text{l}$  del extracto y 200  $\mu\text{l}$  de la solución de DPPH en la placa, de igual modo se añadieron 20  $\mu\text{l}$  de metanol y 200  $\mu\text{l}$  de DPPH como control.

Se realizaron lecturas por 90 minutos en intervalos de 10 minutos por triplicado a una longitud de 540 nm en el espectrofotómetro (Thermo Scientific Multiskan GO, Software UV Win Lab v.2. 85. 04, 2000) La actividad antiradical o antioxidante fue calculada como porcentaje de decoloración de DPPH mediante siguiente ecuación:

$$\% \text{ Actividad antiradical} = \left( \frac{\text{Absorbancia de la muestra}}{\text{Absorbancia control}} \right) \times 100$$

Los valores obtenidos fueron comparados con una curva de calibración de Trolox, y se expresó como capacidad antioxidante equivalente de Trolox (TEAC) en micromoles ( $\mu\text{mol}$ ) equivalentes de Trolox/g de muestra.

#### **4.2.10 Determinación de factores antinutricios**

Se determinaron saponinas totales y fitatos considerados como factores antinutricios.

#### **4.2.10.1 Determinación de saponinas totales**

##### **4.2.10.1.1 Preparación del extracto**

Se tomó 1 g de muestra desengrasada y se le adicionaron 25 ml de metanol al 50% en un matraz protegido de la luz, el cual se dejó toda una noche en agitación constante a temperatura ambiente. Se centrifugó el extracto a 3000 g por 10 minutos y se recuperó el sobrenadante, la extracción se repitió con otros 25 ml de etanol y se dejó otra noche en agitación constante, se centrifugó nuevamente y se combinaron los dos sobrenadantes. Se filtró el sobrenadante para eliminar partículas y se evaporó el solvente a 42 °C en un rotavaporador, después se centrifugó la fase acuosa a 3000 g por 10 min para remover las partículas insolubles en agua. Se transfirió la fase acuosa a un matraz de separación y se realizó una extracción 3 veces con un volumen igual de cloroformo para eliminar los pigmentos, seguido de ello 2 veces más con n – butanol, luego se evaporó el n-butanol a una temperatura menor a 45 °C. Se disolvió la fracción seca que contiene las saponinas en 5 o 10 ml de agua destilada, se transfirió a un contenedor previamente puesto a peso constante y se liofilizó.

##### **4.2.10.1.2 Determinación de saponinas**

Se realizó la determinación de saponinas de acuerdo con Hiai y col. (1976) con modificaciones. Se preparó una curva de calibración (0 – 125 µg/ml) con diosgenina llevando cada punto a un volumen de 250 µl con metanol al 80%. Se preparó una solución con una cantidad conocida de muestra seca del extracto de saponinas y se tomó una alícuota de 250 µl para su análisis.

A cada punto de la curva y al extracto de saponinas se les adicionó 250 µl de vainillina y 1.0 ml de ácido sulfúrico al 72% lentamente por las paredes, se mezclaron las soluciones con movimientos lentos y se transfirieron a tubos con rosca para ponerse a baño maría a 60 °C, después de 10 minutos se enfriaron los tubos con agua fría por 4 min y se midió su absorbancia a 544 nm en un espectrofotómetro (Thermo



Scientific Multiskan GO, Software UV Win Lab v.2. 85. 04, 2000). El contenido de saponinas fue expresado mg equivalente de diosgenina / gramo de muestra.

$$\text{Saponinas totales (mg EDIO/g de muestra seca)} = \frac{\text{FD} \times \text{Z} \times \text{C}}{1000}$$

Donde:

FD = Factor de dilución.

C = ml de solvente entre los g de muestra, empleados en la preparación del extracto.

$$\text{Z} = \frac{(\text{Abs}_{\text{Extracto}} - \text{Abs}_{\text{blanco}}) - b}{m}$$

Siendo:

b = El intercepto de la curva de calibración.

m = La pendiente de la curva de calibración.

#### **4.2.10.2 Determinación de fitatos**

El contenido de fitatos fue determinado de acuerdo con Day y Underwood (1986). Se usaron 2 g de la muestra en polvo a los cuales se les adicionaron 50 ml de HCl al 2% y se dejaron en agitación por 3 horas, posteriormente se filtraron por papel Whatman No. 1, después se agregaron 2.5 ml de una solución de tiocianato de amonio al 0.3% a 12.5 ml del filtrado como indicador, seguido de ello 27 ml de agua destilada fueron agregados para dar la acidez necesaria y se titularon con una solución de cloruro férrico que contenga 1.95 mg de hierro por mililitro hasta que un color café-amarillo persista por 5 min. El contenido de fitatos se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Determinación de \% de ácido fítico} = y \times 1.19 \times 100$$

Donde:

y= volumen de titulación x 0.00195

#### **4.2.11 Cuantificación de compuestos fenólicos por HPLC-DAD**

Para preparar el extracto para la cuantificación se pesó 1 g de muestra previamente desgrasada y tamizada de cada método se secado, al cual se le adicionaron 10 ml de metanol al 100%, se dejó en agitación por 1 hora y posteriormente se centrifugó a 10000 rpm para recuperar y filtrar el sobrenadante.

Para la cuantificación de los compuestos fenólicos se siguió la metodología descrita por Ramírez-Jiménez y col. (2014) con modificaciones. Se utilizó cromatografía líquida acoplada a un detector con arreglo de diodos (HPLC-DAD) en un equipo HPLC Agilent Serie 1100 (Agilent Technologies, Palo Alto, CA, EE.UU.), con una columna Zorbax SB-C18 (Agilent Technologies, 4,6 x 250 mm 5.  $\mu$ m). La temperatura de la columna fue controlada a 35 °C  $\pm$  0.6 mediante termostato y el flujo de la fase móvil se ajustó a 1 ml/min. La fase móvil consistió de dos disolventes. El disolvente A: agua acidificada con ácido fórmico al 0.1% y el disolvente B: acetonitrilo. Un gradiente lineal se utilizó como sigue: 80-83% de disolvente A durante 7 min, 83-60% durante 5 min, 60-50% durante 1 min y 50-85% durante 2 min. La detección se realizó a 280 y 360 nm. Se inyectó un volumen de 50  $\mu$ l y las muestras se analizaron por triplicado. La cuantificación se llevó a cabo utilizando el método de estándar externo con estándares comerciales de epigallocatequina, epigallocatequina galato, vainillina, (+)- catequina, rutina, quercetina, kaempferol, ácido gálico, ácido elágico, ácido cafeico, ácido p-cumárico, ácido ferúlico, ácido clorogénico y morin, los cuales se prepararon en metanol a concentraciones de 1  $\mu$ g/ml, 0.75  $\mu$ g/ml, 0.5  $\mu$ g/ml, 0.25  $\mu$ g/ml, y 0.1  $\mu$ g/ml.

#### **4.2.12 Análisis estadístico**

Los resultados se expresan como la media  $\pm$  error estándar. Las diferencias entre medias para las pruebas de caracterización química y cuantificación de compuestos bioactivos se analizaron mediante la prueba de Tukey, utilizando el programa estadístico JMP 8.0.

### 4.3 Diseño experimental

En la Figura 5 se muestra el diseño experimental considerado en este trabajo.

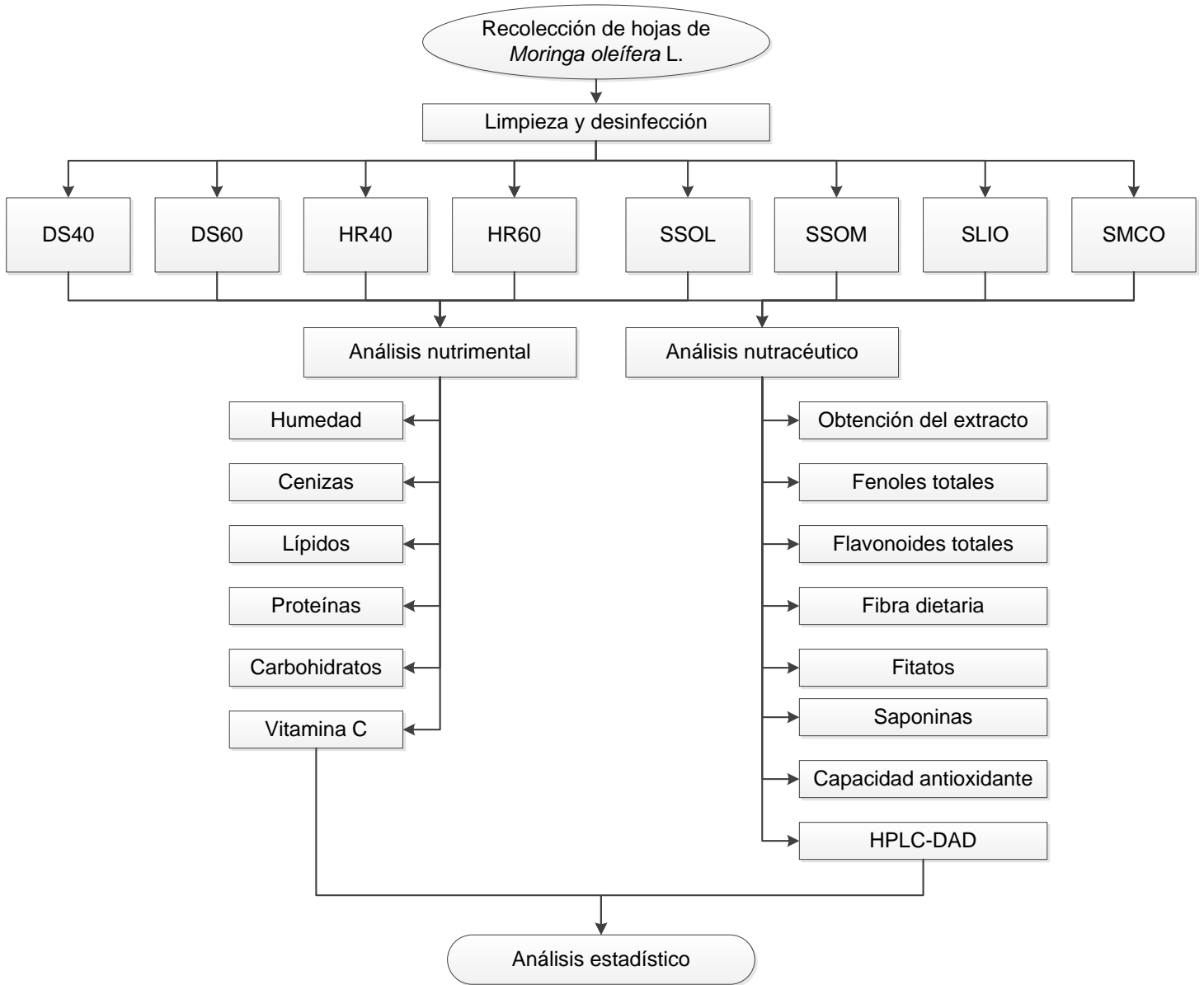


Figura 5. Diseño experimental.

## 5. RESULTADOS

### 5.1 Condiciones óptimas de secado

Se secaron alrededor de 300 g hojas de moringa con una humedad inicial de aproximadamente 75% bajo las condiciones descritas en el Cuadro 3, hasta llegar a una humedad final menor al 10% para su posterior procesamiento (FAO, 2007). Se puede observar que el método de secado por el cual se obtuvo una humedad menor fue SLIO con un  $2.88 \pm 0.15\%$ , mientras que para HR40 se obtuvo producto con un contenido de humedad más elevado de  $6.44 \pm 0.22\%$ , sin embargo, teniendo en cuenta la relación tiempo-humedad, el método por el cual se tuvo un secado más eficiente en un menor tiempo es DS60, sin tomar en SMCO, ya que como se muestra posteriormente, da contenidos bajos de los compuestos de interés.

Cuadro 3. Diferentes métodos de secado de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*).

Método/Parámetros	Tiempo de secado (h)	Humedad final (%) <sup>*</sup>
DS40	6	$5.45 \pm 0.10$ <sup>b</sup>
DS60	4	$4.16 \pm 0.38$ <sup>c</sup>
HR40	6.5	$6.44 \pm 0.22$ <sup>a</sup>
HR60	4	$4.29 \pm 0.38$ <sup>c</sup>
SSOL	30	$4.54 \pm 0.44$ <sup>c</sup>
SSOM	120	$5.88 \pm 0.05$ <sup>ab</sup>
SLIO	72	$2.88 \pm 0.15$ <sup>d</sup>
SMCO <sup>**</sup>	0.5	$5.84 \pm 0.09$ <sup>ab</sup>

<sup>\*</sup>Los resultados son la media de 3 réplicas  $\pm$  la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey.

<sup>\*\*</sup> El proceso de secado es intermitente, se meten lotes de 20 g a secar por un lapso de 2 minutos.

En el Cuadro 4 se muestra, el tiempo de secado de cada método, sin considerar el tiempo de preparación de las muestras. Se muestra también el rendimiento obtenido y el consumo en pesos, considerando únicamente el consumo de energía sin el IVA.

Cuadro 4. Costo beneficio de cada método de secado.

<b>Método de secado</b>	<b>g obtenidos</b>	<b>Rendimiento</b>	<b>Tiempo de uso (h)</b>	<b>Consumo (Precio)</b>
DS40	90 g	29%	6.5	\$ 22.69
DS60	82 g	26%	4	\$ 13.97
HR40	82 g	26%	6	\$ 7.86
HR60	83 g	27%	4	\$ 5.24
SSOL	65 g	21%	30	\$ -
SSOM	152 g	49%	120	\$ -
SLIO	82 g	27%	72	\$ 357.76
SMCO	99 g	32%	0.5	\$ 1.64

Considerando únicamente el costo, el método con mayor rendimiento y menor costo fue el SSOM con un rendimiento del 49%, sin embargo, como se mostrará más adelante, este método no conserva de manera idónea los compuestos bioactivos, lo cual se puede atribuir a un prolongado tiempo de secado (120 h), ya que este método de secado se ve fuertemente influenciado por las condiciones ambientales (Temperatura y humedad relativa).

Por otra parte, sin considerar los métodos de SSOM y SSOL, el secado por microondas da un buen rendimiento en un corto tiempo y bajo costo, pero debido a las razones antes mencionadas, se consideró el DS60 como el método óptimo de

secado, ya que su contenido de humedad disminuye a valores ideales y se obtiene un producto de mejor calidad.

## **5.2 Curvas de secado**

Se graficó el porcentaje de humedad contra el tiempo de secado para realizar las curvas para los métodos de secado por convección (Horno y deshidratador) a las temperaturas de 40 °C y 60 °C, con la intención de predecir el tiempo de secado que deberán tener las muestras para reducir su humedad debajo de un 10% de humedad (FAO, 2007), y conocer el comportamiento del secado en los equipos usados para su procesamiento.

En las Figuras 6 y 7 se observa que la humedad en horno a 40 °C tardó más en descender, y no siguió el comportamiento esperado de una curva de secado. Esto podría deberse a que las condiciones del equipo (Temperatura) y las condiciones del laboratorio (humedad relativa y temperatura) no se pudieron mantener constantes para obtener el comportamiento deseado. Por otra parte, se puede observar que el deshidratador conservó mejor el calor y permitió un secado más homogéneo, tanto a 40°C como a 60°C reduciendo la humedad de las hojas a más de un 60% después de los 90 y 180 minutos respectivamente.

Las curvas de secado de la Figura 6 y 7, presentan un valor asintótico de alrededor de 5%.

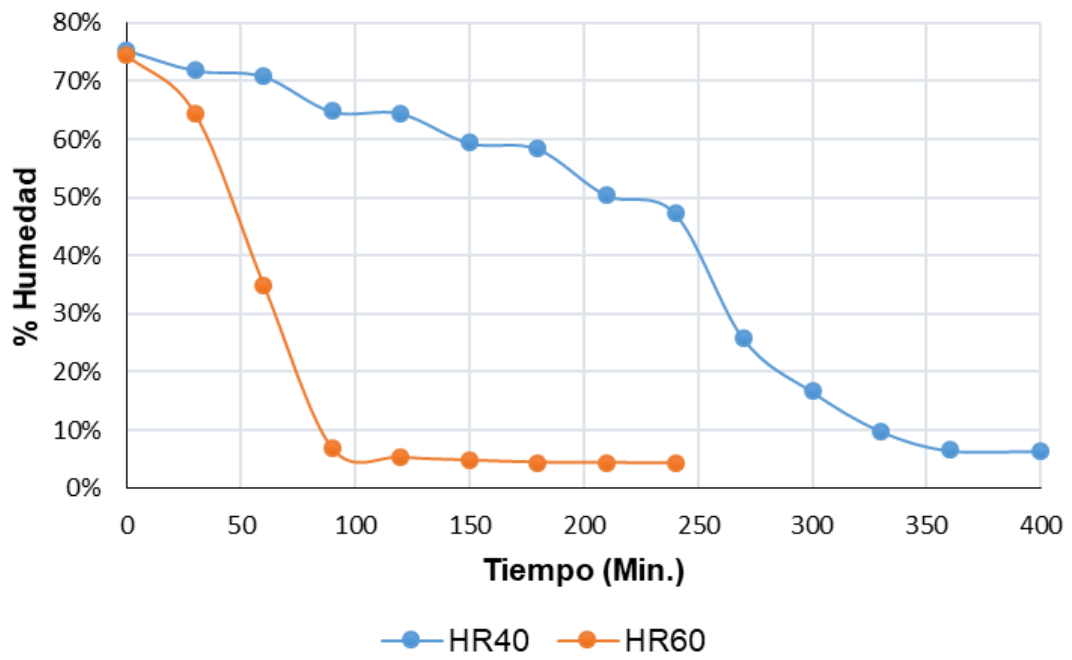


Figura 6. Curvas de secado HR40 y HR60.

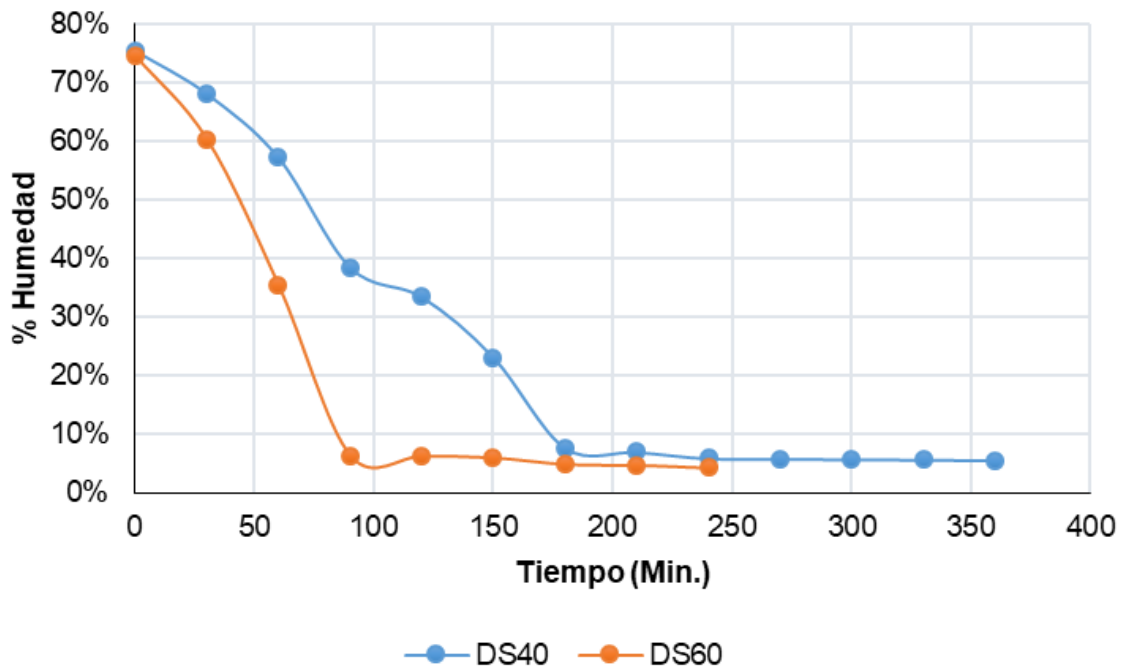


Figura 7. Curvas de secado DS40 y DS60.

### 5.3 Análisis microbiológicos

El laboratorio LECRIMA-UAQ realizó análisis microbiológicos a las muestras de moringa obtenidas por diferentes procesos de secados; los resultados se muestran en el Cuadro 5. Se puede observar que la muestra que claramente presenta una contaminación fue HR60, con un conteo de mesófilos aerobios de 20000 UFC/g de muestra y 220 UFC/g de muestra de coliformes totales, no viéndose un aumento en mohos y levaduras, siendo así ésta la única que no cumpliría con los establecido en la NOM-218-SSA-2011, “*Productos y servicios. Bebidas saborizadas no alcohólicas, sus congelados, productos concentrados para prepararlas y bebidas adicionadas con cafeína. Especificaciones y disposiciones sanitarias. Métodos de prueba*”.

Cuadro 5. Análisis microbiológico de las hojas de Moringa (*Moringa oleifera*) secadas por diferentes métodos.

Método	*BMA (UFC/g)	** Mohos y Levaduras (UFC/g)	***CT (UFC/g)
DS40	1450	700	<10
DS60	100	110	<10
HR40	1000	70	<10
HR60	20000	100	220
SSOL	400	410	<10
SSOM	20	420	<10
SLIO	<10	60	<10
SMCO	100	30	<10

Se muestran los resultados reportados por el laboratorio LECRIMA-UAQ.

**Métodos de análisis (De acuerdo a la NOM-092-SSA1-1994, Bienes y servicios):**

\***Bacterias Mesófilas Aerobias (BMA).** Método para la cuenta de bacterias aerobias en placa.

\*\***Mohos y Levaduras.** Método para la cuenta de mohos y levaduras en alimentos.

\*\*\***Coliformes totales (CT).** Método para la cuenta de microorganismos coliformes totales en placa.

Dado que no existe una norma para hojas de moringa en polvo, se consideró al producto secado, molido y tamizado como un polvo para preparar bebidas



saborizadas no alcohólicas (Cuadro 6), como lineamiento para establecer su especificación; de igual manera tendrán que seguirse los lineamientos de acuerdo a cada producto que con ella se realice.

El contenido de BMA y CT en la muestra HR60 se considera atípico, este puede deberse a la manipulación de la muestra durante todo su procesamiento (Figura 4), puesto que el equipo, charolas y ambiente en donde se realizó el secado fue el mismo que se empleó para HR40 y este no presentó la carga bacteriana. Considerando todo esto, y que para ambos secados se utilizó la carga original, se descarta que la contaminación se deba únicamente al método de secado.

Debido a lo anterior, se considera importante implementar en los métodos de trabajo medidas de higiene para evitar la contaminación microbiana.

Cuadro 6. Especificaciones microbiológicas.

Microorganismos	Límite máximo
Mesófilos aerobios UFC/g	5000
Coliformes totales NMP/g	< 10
<i>Escherichia coli</i> NMP/g	< 3 **
<i>Salmonella sp.</i> En 25 g	Ausente **

De acuerdo al NOM-218-SSA-2011, Productos y servicios. Bebidas saborizadas no alcohólicas, sus congelados, productos concentrados para prepararlas y bebidas adicionadas con cafeína. Especificaciones y disposiciones sanitarias. Polvos para preparar bebidas saborizadas no alcohólicas no deben pasar los siguientes límites.

\*Para aquellos que contengan cacao o leche el límite máximo es de 700 UFC/g

\*\* En aquellos productos que contengan cacao, huevo o leche (incluyendo derivados).

#### 5.4 Contenido nutrimental

En el Cuadro 7 se presenta el análisis proximal de las hojas de moringa secadas por diferentes métodos.

Todas las muestras alcanzaron un nivel de humedad menor al 10% de humedad, teniendo un intervalo de humedad de 2.88% a 6.44%, correspondiendo el valor más bajo al secado por liofilización y el valor más alto al horno a 40 °C. La disminución de la humedad es importante debido a que permite mejorar la vida útil de las hojas, puesto que la actividad de agentes de descomposición como microorganismos y autólisis se ve obstaculizada por el bajo contenido de humedad (FAO, 2007).

El contenido de proteínas (Cuadro 7) obtenido para las diferentes muestras varió entre el 22.87% y el 29.52%, correspondiendo el valor más bajo a SSOL y el valor más alto a HR40. A pesar de que la temperatura de desnaturalización varía para cada tipo de proteína, se ha reportado que temperaturas por encima de los 41 °C puede llegar a romper las interacciones entre varias proteínas y desnaturalizarlas (Branden y Tooze, 1998), por lo cual con el aumento de temperatura disminuye el contenido de proteínas en las hojas. Contrario a lo esperado se obtuvieron valores más bajos con el SSOM y SLIO comparado con HR40, para el caso de SLIO, esta disminución se atribuye al proceso de congelación previo al liofilizado.

Por otra parte, para el contenido de lípidos (Cuadro 7), se obtuvieron valores de 5.64% a 7.52%, perteneciendo el valor más bajo a SSOL y el más alto a DS60, esto puede deberse al deterioro de los lípidos durante el secado, recordando que este deterioro se lleva a cabo por dos mecanismos, lipólisis y oxidación o rancidez oxidativa; en las cuales factores como las altas temperaturas, la presencia de metales como Cu y Fe, la exposición al aire y a la luz, así como las radiaciones tienen un impacto negativo sobre su contenido (Dergal, 2013). Debido a todo lo anterior el SSOL, tiene la desventaja de presentar estos factores, y aunque DS60, se llevó a cabo a mayor temperatura, se realizó en menor tiempo, por lo cual se sometieron las hojas a una menor exposición de luz, aire, y radiación UV.

Para los otros métodos de secado se tienen contenido de lípidos de  $6.18 \pm 0.02$  % para DS40,  $6.50 \pm 0.19$  % para HR60,  $6.28 \pm 0.22$  en el caso de HR40, y valores de

6.82 ± 0.01%, 6.46 ± 0.06%, 6.58 ± 0.07% para SLIO, SSOM y SMCO, respectivamente, sin ser estadísticamente significativos.

En cuanto al contenido de cenizas se obtuvo un porcentaje más alto para el secado al horno a 60 °C, con un valor de 12.72 ± 0.05% y el valor más bajo para el método de secado por liofilización, en el Cuadro 7 se puede observar que, para los métodos de secado por convención, con el aumento de temperatura se incrementó el contenido de cenizas.

Los carbohidratos fueron calculador por diferencia y se obtuvieron valores en un intervalo de 55.68% a 46.68%, correspondiendo estos valores a SSOL y HR40.

Cuadro 7. Contenido nutrimental de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*) de diferentes métodos de secado.

Método/ Parámetros	Proteínas (%)	Lípidos (%)	Cenizas (%)	Humedad (%)	Carbohidratos* (%)
**Fresca	7.7	0.80	2.3	75.0	18.0
DS40	27.97 ± 0.75 <sup>ab</sup>	6.18 ± 0.02 <sup>d</sup>	11.24 ± 0.03 <sup>cd</sup>	5.45 ± 0.10 <sup>b</sup>	49.17 ± 0.66 <sup>c</sup>
DS60	27.68 ± 0.35 <sup>bc</sup>	7.52 ± 0.18 <sup>a</sup>	12.36 ± 0.06 <sup>b</sup>	4.16 ± 0.38 <sup>c</sup>	48.28 ± 0.39 <sup>cd</sup>
HR40	29.52 ± 0.57 <sup>a</sup>	6.28 ± 0.22 <sup>cd</sup>	11.08 ± 0.25 <sup>cd</sup>	6.44 ± 0.22 <sup>a</sup>	46.68 ± 0.34 <sup>d</sup>
HR60	27.73 ± 0.30 <sup>bc</sup>	6.50 ± 0.19 <sup>bcd</sup>	12.72 ± 0.05 <sup>a</sup>	4.29 ± 0.38 <sup>c</sup>	48.76 ± 0.74 <sup>c</sup>
SSOL	22.87 ± 0.77 <sup>e</sup>	5.64 ± 0.11 <sup>e</sup>	11.27 ± 0.14 <sup>cd</sup>	4.54 ± 0.44 <sup>c</sup>	55.68 ± 1.05 <sup>a</sup>
SSOM	24.53 ± 0.63 <sup>de</sup>	6.46 ± 0.06 <sup>bcd</sup>	11.03 ± 0.13 <sup>d</sup>	5.88 ± 0.05 <sup>ab</sup>	52.11 ± 0.56 <sup>b</sup>
SLIO	26.14 ± 0.70 <sup>cd</sup>	6.82 ± 0.01 <sup>b</sup>	10.65 ± 0.06 <sup>e</sup>	2.88 ± 0.15 <sup>d</sup>	53.51 ± 0.63 <sup>b</sup>
SMCO	28.13 ± 0.75 <sup>ab</sup>	6.58 ± 0.07 <sup>bc</sup>	11.39 ± 0.06 <sup>c</sup>	5.84 ± 0.09 <sup>ab</sup>	48.06 ± 0.72 <sup>cd</sup>

Los resultados son la media de tres réplicas ± la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \* Calculados por diferencia.

\*\* Los resultados son expresados como la media de tres replicas, valores tomados de Ali y col., (2017).

Para la concentración de vitamina C (Cuadro 8), se obtuvo que el método que mejor conservó su contenido fue la liofilización con  $13.29 \pm 0.73$  mg eq ácido ascórbico/ g de muestra seca y los métodos en los que menos se conservó su contenido fueron el deshidratador a 60 °C, el SSOM y el SSOL, con valores de  $1.83 \pm 0.42$ ,  $1.34 \pm 0.21$  y  $0.85 \pm 0.00$  mg eq ácido ascórbico/ g de muestra seca, respectivamente.

Cuadro 8. Contenido de vitamina C en hojas de Moringa (*Moringa oleifera*) por diferentes métodos de secado.

Método/Parámetros	Vitamina C*
DS40	$7.07 \pm 0.37^b$
DS60	$1.83 \pm 0.42^e$
HR40	$5.61 \pm 0.00^c$
HR60	$5.24 \pm 0.63^c$
SSOL	$0.85 \pm 0.00^e$
SSOM	$1.34 \pm 0.21^e$
SLIO	$13.29 \pm 0.73^a$
SMCO	$3.29 \pm 0.21^d$

Los resultados representan la media de tres réplicas  $\pm$  la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \*\* Resultados expresados mg eq ácido ascórbico/ g de muestra seca.

Las hojas de moringa son consumidas por su alto aporte nutricional ya que contienen altas cantidades de proteínas, casi al igual que la leche en polvo, son fáciles de digerir y aportan aminoácidos esenciales (aquellos que el cuerpo no puede producir) (Olson, 2013). Además de que tienen vitamina C, que ayuda a la fijación de hierro en la sangre (cofactor), es un antioxidante y agente reductor, y se asocia a la prevención de cáncer (Romero y col., 2016; Padayatty y Levine, 2016).

## 5.5 Contenido de fibra soluble, insoluble y total

En el Cuadro 9 se muestran los resultados obtenidos de fibra dietaria, soluble, insoluble y total para los diferentes métodos de secado, donde se observa que el método de secado afecta su contenido, teniendo valores de fibra dietaria total en un intervalo de 24.72% a 33.13%, correspondiendo el valor más bajo a SSOM y el más alto a SSOL, sin existir diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) entre los métodos de SSOL, DS60, DS40, y SMCO, este último se ha reportado como un buen método de secado para su obtención.

Cuadro 9. Contenido de fibra dietaria.

Método/Parámetros	Fibra insoluble (%)	Fibra soluble (%)	Fibra total (%)
DS40	28.94 ± 0.30 <sup>b</sup>	2.27 ± 0.04 <sup>a</sup>	31.22 ± 0.34 <sup>abc</sup>
DS60	28.26 ± 0.47 <sup>ab</sup>	2.67 ± 0.06 <sup>a</sup>	30.93 ± 0.53 <sup>abc</sup>
HR40	27.10 ± 0.90 <sup>b</sup>	2.94 ± 0.11 <sup>a</sup>	30.04 ± 0.79 <sup>bcd</sup>
HR60	27.43 ± 0.64 <sup>b</sup>	2.03 ± 0.19 <sup>a</sup>	29.46 ± 0.45 <sup>cd</sup>
SSOL	31.44 ± 0.77 <sup>a</sup>	1.68 ± 0.34 <sup>a</sup>	33.13 ± 0.44 <sup>a</sup>
SSOM	22.55 ± 0.07 <sup>c</sup>	2.17 ± 0.06 <sup>a</sup>	24.72 ± 0.01 <sup>e</sup>
SLIO	24.67 ± 0.62 <sup>c</sup>	2.94 ± 0.55 <sup>a</sup>	27.61 ± 1.16 <sup>d</sup>
SMCO	29.26 ± 0.03 <sup>ab</sup>	2.93 ± 0.44 <sup>a</sup>	32.19 ± 0.47 <sup>ab</sup>

Los resultados son la media de 3 réplicas ± la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey.

Para la fibra soluble no hubo diferencia significativa entre los diferentes métodos de secado, siendo el valor más alto el de HR40 con un valor de 2.94%, por otro lado, para la fibra insoluble el método que tuvo el valor más alto fue el secado por SSOL con 31.44% sin tener diferencia significativa con el DS60 y SMCO, y los valores más bajos el SSOM con 22.55% y SLIO con 24.67%.

## 5.6 Contenido de compuestos bioactivos en hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)

En el Cuadro 10 se muestran los resultados de fenoles determinados por el método de Folin-Ciocalteu. En la mayoría de los estudios sólo se analiza la forma libre de los fenoles, en este caso decidimos estudiar también el aporte de los fenoles ligados, ya que se ha reportado que puede subestimarse su contenido debido a que en la mayoría de las plantas están presentes de esta manera (Anrazz y col., 2009). Siendo así éste el primer estudio donde se analiza también el efecto del secado sobre los fenoles ligados. De acuerdo con los resultados obtenidos, se observa que con el aumento de temperatura se incrementa el contenido de fenoles ligados, teniendo valores de  $14.35 \pm 0.97$  y  $13.56 \pm 0.27$  mg eq de ácido gálico/g de muestra seca para la temperatura de  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$  y de  $11.60 \pm 1.22$  y  $12.48 \pm 0.59$  mg eq de ácido gálico/g de muestra seca para la temperatura a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , sin embargo, no se observa diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) entre temperaturas.

Cuadro 10. Contenido de fenoles.

Método/Parámetros	Fenoles		
	Fracción libre*	Fracción ligados*	Totales*
DS40	$55.57 \pm 0.77^a$	$12.48 \pm 0.59^{abc}$	$68.05 \pm 0.45^a$
DS60	$42.58 \pm 1.60^b$	$13.56 \pm 0.27^{ab}$	$56.14 \pm 1.33^b$
HR40	$56.53 \pm 1.81^a$	$11.60 \pm 1.22^{abc}$	$68.13 \pm 1.11^a$
HR60	$41.87 \pm 0.81^b$	$14.35 \pm 0.97^a$	$56.22 \pm 1.79^b$
SSOL	$36.10 \pm 1.42^c$	$12.47 \pm 1.75^{abc}$	$48.57 \pm 1.64^c$
SSOM	$30.39 \pm 1.43^d$	$9.97 \pm 0.61^c$	$40.36 \pm 1.02^d$
SLIO	$39.90 \pm 0.68^b$	$10.97 \pm 1.50^{bc}$	$50.87 \pm 0.89^c$
SMCO	$32.06 \pm 1.06^d$	$9.55 \pm 0.67^c$	$41.62 \pm 0.92^d$

Los resultados son la media de tres réplicas  $\pm$  la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \* Los resultados se expresan en mg eq Ácido gálico/ g de muestra seca.

Los métodos HR60 y DS60 ( $13.56 \pm 0.27$  y  $14.35 \pm 0.97$  mg eq de ácido gálico/g de muestra, respectivamente) tuvieron los valores más altos de fenoles ligados, pese a que no se observa diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) entre ellos. Los procesos de secado con concentraciones menores y significativamente diferentes a los secados por convección a  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ , fueron SSOM y SMCO:  $9.97 \pm 0.61$  y  $9.55 \pm 0.67$  mg eq de ácido gálico/g de muestra, respectivamente.

El contenido de fenoles libres presenta un perfil muy similar que los fenoles totales, para los métodos de convección valores altos con la disminución de la temperatura, teniendo  $56.53 \pm 1.81$  y  $5.57 \pm 0.77$  mg eq de ácido gálico/g de muestra para la temperatura a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  y valores de  $42.58 \pm 1.60$  y  $41.87 \pm 0.81$  mg eq de ácido gálico/g de muestra para la temperatura a  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ . El método por el cual se obtuvo un contenido más alto fue el secado por convección a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  y contenidos más bajo fueron encontrados por los métodos de SSOM y SMCO.

Se reporta los fenoles totales como la suma de los fenoles libres y ligados de cada método, se encontraron valores altos con diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) entre cada par de los siguientes métodos: secado por convección  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  (HR40 y DS40) y secado por convección  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$  (HR60 y DS60). Por otra parte, se encontraron valores semejantes para SLIO y SSOL, y los valores más bajos para SSOM y SMCO.

Los métodos con mayor concentración fueron: HR40 con  $68.13 \pm 1.11$  mg eq de ácido gálico/g de muestra, DS40 con  $68.05 \pm 0.45$  mg eq de ácido gálico/g de muestra, y los de menor concentración: SSOM y SMCO con  $40.36 \pm 1.02$  y  $41.62 \pm 0.92$  mg eq de ácido gálico/g de muestra, respectivamente.

Es importante la obtención de un alto contenido de fenoles debido a las propiedades farmacológicas (Wong y col., 2017) y cosméticas (Barbulova y col., 2015) asociadas a ellos.



Se determinaron flavonoides de los diferentes métodos de secado, los cuales se reportan como la fracción libre, ligada y la suma de ambas como totales, los resultados se muestran en el Cuadro 11.

Cuadro 11. Contenido de flavonoides.

Método/Parámetros	Flavonoides		
	Fracción Libre	Fracción Ligados	Totales
DS40	73.33 ± 0.70 <sup>b</sup>	7.09 ± 0.50 <sup>e</sup>	80.42 ± 0.87 <sup>c</sup>
DS60	75.81 ± 0.55 <sup>a</sup>	7.86 ± 0.27 <sup>e</sup>	83.67 ± 0.41 <sup>b</sup>
HR40	76.16 ± 0.49 <sup>a</sup>	15.08 ± 0.83 <sup>a</sup>	91.24 ± 0.43 <sup>a</sup>
HR60	50.42 ± 0.47 <sup>c</sup>	7.19 ± 0.15 <sup>e</sup>	57.60 ± 0.54 <sup>d</sup>
SSOL	42.39 ± 0.41 <sup>f</sup>	12.75 ± 0.23 <sup>c</sup>	55.13 ± 0.21 <sup>e</sup>
SSOM	44.34 ± 0.64 <sup>e</sup>	13.42 ± 0.19 <sup>bc</sup>	57.76 ± 0.82 <sup>d</sup>
SLIO	47.13 ± 0.58 <sup>d</sup>	10.90 ± 0.23 <sup>d</sup>	58.03 ± 0.38 <sup>d</sup>
SMCO	37.02 ± 0.09 <sup>g</sup>	14.29 ± 0.37 <sup>ab</sup>	51.31 ± 0.31 <sup>f</sup>

\*Los resultados representan la media de dos réplicas ± la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \* Los resultados se expresan en mg eq rutina/ g de muestra seca.

Para la fracción libre se obtuvieron valores en un intervalo de 76.16 a 42.39 mg eq rutina/ g de muestra seca, los métodos con mayor concentración fueron DS40, DS60 y HR40 con valores de 73.33 ± 0.70, 75.81 ± 0.55 y 76.16 ± 0.49 mg eq rutina/ g de muestra seca, respectivamente. El método con la menor concentración fue SMCO con un valor de 37.02 ± 0.09 mg eq rutina/ g de muestra seca.

Por otro lado, para la fracción ligada se obtuvieron valores de 7.09 ± 0.50 a 15.08 ± 0.83 mg eq rutina/ g de muestra seca, correspondiendo el de mayor concentración al HR40 y los de menor concentración HR60, DS40 y DS60, no habiendo diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) entre ellos.

Para la suma de flavonoides totales se tiene que el método de secado que conserva la mayor cantidad, es el de HR40 con un valor de  $91.24 \pm 0.43$  mg eq rutina/ g de muestra seca y el método por el cual se obtuvo menor concentración es SMCO con un valor de  $51.31 \pm 0.31$  mg eq rutina/ g de muestra seca.

Los flavonoides son considerados como un componente indispensable por sus aplicaciones nutraceuticas, farmaceuticas, medicinales y cosméticas (Panche y col., 2016), por lo cual se busca obtener un alto contenido de ellos en productos naturales.

### 5.7 Factores antinutricios presentes en hojas de Moringa (*Moringa oleifera*)

En el Cuadro 12 se muestran los resultados obtenidos para las determinaciones de ácido fítico y saponinas.

Cuadro 12. Contenido de ácido fítico y saponinas en hojas de Moringa (*Moringa oleifera*) por diferentes métodos de secado.

Método/Parámetros	Ácido fítico*	Saponinas**
DS40	$0.789 \pm 0.000$ <sup>ab</sup>	$1.37 \pm 0.02$ <sup>d</sup>
DS60	$0.650 \pm 0.000$ <sup>de</sup>	$0.69 \pm 0.01$ <sup>e</sup>
HR40	$0.673 \pm 0.033$ <sup>cde</sup>	$1.91 \pm 0.03$ <sup>b</sup>
HR60	$0.754 \pm 0.016$ <sup>bc</sup>	$1.98 \pm 0.04$ <sup>b</sup>
SSOL	$0.580 \pm 0.033$ <sup>e</sup>	$1.40 \pm 0.07$ <sup>d</sup>
SLIO	$0.882 \pm 0.033$ <sup>a</sup>	$2.25 \pm 0.12$ <sup>a</sup>
SSOM	$0.707 \pm 0.016$ <sup>bcd</sup>	$1.72 \pm 0.04$ <sup>c</sup>
SMCO	$0.789 \pm 0.033$ <sup>ab</sup>	$1.49 \pm 0.07$ <sup>d</sup>

Los resultados representan la media de tres réplicas  $\pm$  la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \* Resultados expresado en porcentaje. \*\*Resultados expresados en mg eq diosgenina/g de muestra seca.

Para ácido fítico se obtuvieron valores semejantes entre los métodos, sin embargo, el método por el cual se obtuvo un contenido más alto fue SLIO con un  $0.882\% \pm 0.033\%$  y el más bajo fue SSOL con  $0.580\% \pm 0.033\%$ .

En el caso de las saponinas se tuvieron valores de  $2.25 \pm 0.12$  a  $0.69 \pm 0.01$  mg eq diosgenina/g de muestra seca, perteneciendo el valor más alto al secado por liofilización y el valor más bajo al deshidratador a  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ .

Aunque ambos compuestos son considerados como antinutricios, se sabe que cantidades bajas de ellos tienen un efecto positivo en la salud (Soetan y Oyewol, 2009).

## **5.8 Capacidad antioxidante**

Se determinó la capacidad antioxidante de los extractos libres, ligados y la suma de ambos de reportó como totales, estos resultados se muestran en el Cuadro 13.

Para el análisis del extracto libre se hizo una dilución 1:10 del extracto por lo cual el porcentaje de la actividad antiradical (%ARA) corresponde a una décima parte de la muestra, para el análisis del extracto ligado se empleó la muestra sin diluir.

Para los extractos libres por el método de DPPH, se obtuvo que las muestras que tienen mayor capacidad antioxidante son las de secado por convección a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  (deshidratador y horno) respecto al resto, con valores de  $242.27 \pm 3.44$  y  $241.78 \pm 1.60$  mg equivalentes Trolox/g de muestra, respectivamente. Para el método del ABTS la muestra que tiene mayor capacidad antioxidante fue la obtenida con el deshidratador a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  con un valor de  $306.02 \pm 5.50$  mg equivalentes Trolox/g de muestra.

Cuadro 13. Capacidad antioxidante de hojas de Moringa (*Moringa oleifera*) secada por diferentes métodos.

Extracto libre				
Método / Parámetros	DPPH		ABTS	
	*%ARA	**TEAC	*%ARA	**TEAC
DS40	42.21 ± 0.63 <sup>a</sup>	242.27 ± 3.44 <sup>a</sup>	52.30 ± 0.97 <sup>a</sup>	306.02 ± 5.50 <sup>a</sup>
DS60	41.08 ± 0.37 <sup>b</sup>	236.22 ± 2.01 <sup>b</sup>	50.18 ± 0.64 <sup>b</sup>	294.19 ± 3.60 <sup>b</sup>
HR40	42.14 ± 0.29 <sup>a</sup>	241.78 ± 1.60 <sup>ab</sup>	47.34 ± 0.53 <sup>c</sup>	277.86 ± 3.00 <sup>c</sup>
HR60	28.81 ± 0.15 <sup>d</sup>	166.24 ± 0.79 <sup>d</sup>	38.89 ± 0.40 <sup>e</sup>	226.85 ± 2.21 <sup>e</sup>
SSOL	29.07 ± 0.25 <sup>d</sup>	167.92 ± 1.35 <sup>d</sup>	38.22 ± 0.60 <sup>e</sup>	223.45 ± 3.33 <sup>e</sup>
SSOM	28.94 ± 0.44 <sup>d</sup>	167.70 ± 2.37 <sup>d</sup>	39.64 ± 0.43 <sup>e</sup>	232.09 ± 2.41 <sup>e</sup>
SLIO	32.64 ± 0.11 <sup>c</sup>	189.06 ± 0.58 <sup>c</sup>	41.59 ± 1.06 <sup>d</sup>	244.62 ± 5.95 <sup>d</sup>
SMCO	26.34 ± 0.45 <sup>e</sup>	155.00 ± 2.46 <sup>e</sup>	37.91 ± 0.42 <sup>e</sup>	224.47 ± 2.38 <sup>e</sup>
Extracto ligado				
Método / Parámetros	DPPH		ABTS	
	*%ARA	**TEAC	*%ARA	**TEAC
DS40	19.18 ± 1.55 <sup>d</sup>	19.09 ± 0.62 <sup>a</sup>	79.46 ± 0.79 <sup>a</sup>	66.64 ± 0.74 <sup>a</sup>
DS60	26.92 ± 2.57 <sup>d</sup>	17.76 ± 0.36 <sup>b</sup>	81.77 ± 2.01 <sup>a</sup>	67.98 ± 1.86 <sup>a</sup>
HR40	35.64 ± 3.44 <sup>c</sup>	18.92 ± 0.29 <sup>a</sup>	79.66 ± 4.12 <sup>a</sup>	66.51 ± 3.84 <sup>a</sup>
HR60	20.92 ± 3.81 <sup>d</sup>	5.81 ± 0.14 <sup>d</sup>	67.27 ± 2.07 <sup>c</sup>	54.78 ± 1.92 <sup>c</sup>
SSOL	48.96 ± 2.46 <sup>ab</sup>	6.12 ± 0.25 <sup>d</sup>	77.51 ± 1.20 <sup>ab</sup>	64.76 ± 1.12 <sup>ab</sup>
SSOM	45.90 ± 3.06 <sup>ab</sup>	5.93 ± 0.14 <sup>d</sup>	78.63 ± 1.42 <sup>a</sup>	65.24 ± 1.32 <sup>a</sup>
SLIO	54.16 ± 3.64 <sup>a</sup>	9.52 ± 0.10 <sup>c</sup>	79.79 ± 3.72 <sup>a</sup>	66.15 ± 3.44 <sup>a</sup>
SMCO	41.35 ± 3.64 <sup>bc</sup>	3.42 ± 0.44 <sup>e</sup>	70.91 ± 1.39 <sup>bc</sup>	58.67 ± 1.30 <sup>bc</sup>
Capacidad antioxidante Total				
Método/Parámetros	DPPH		ABTS	
	**TEAC		**TEAC	
DS40	261.36 ± 3.18 <sup>a</sup>		372.66 ± 4.76 <sup>a</sup>	
DS60	253.98 ± 1.65 <sup>b</sup>		362.17 ± 1.88 <sup>b</sup>	
HR40	260.70 ± 1.88 <sup>a</sup>		344.37 ± 0.96 <sup>c</sup>	
HR60	172.05 ± 0.93 <sup>d</sup>		281.63 ± 0.68 <sup>f</sup>	
SSOL	174.03 ± 1.10 <sup>d</sup>		288.21 ± 2.50 <sup>f</sup>	
SSOM	173.63 ± 2.07 <sup>d</sup>		297.33 ± 1.46 <sup>e</sup>	
SLIO	198.58 ± 0.68 <sup>c</sup>		310.77 ± 3.10 <sup>d</sup>	
SMCO	158.43 ± 2.13 <sup>e</sup>		283.13 ± 1.87 <sup>f</sup>	

Los resultados son la media de 3 réplicas ± la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \*Resultados de capacidad antiradical, considerar una dilución 1:10 del extracto libre y sin diluir para el extracto ligado. \*\*Resultados expresados en mg equivalente de Trolox/g de muestra.

La capacidad antioxidante de los extractos ligados en cuanto a TEAC por DPPH, sigue una tendencia similar a la de los extractos libres, siendo las muestras que presentan mayor capacidad antioxidante de igual manera las de secado por convección a 40 °C con valores de  $19.09 \pm 0.62$  y  $18.92 \pm 0.29$  mg equivalentes Trolox/g de muestra, para deshidratador y horno, respectivamente. Por otro lado, por el método de ABTS no hubo diferencia significativa entre las muestras de DS40, DS60, HR40, SSOL, SLIO y SSOM.

Para el total, por el método de DPPH las muestras con mayor capacidad antioxidante fueron las de DS40 y HR40 con  $261.36 \pm 3.18$  y  $260.70 \pm 1.88$  mg equivalentes Trolox/g de muestra, respectivamente; y por el método de ABTS fue el de DS40, con  $372. \pm 4.76$  mg equivalentes Trolox/g de muestra. Cabe destacar que por ambos métodos a excepción del extracto ligado por ABTS, la muestra que presentó menor capacidad antioxidante fue SMCO.

## **5.9 Compuestos fenólicos HPLC-DAD**

Se analizaron por HPLC-DAD extractos metanólicos de moringa, identificándose siete compuestos: Epigallocatequina, ácido gálico, ácido clorogénico, ácido cafeico, vainillina, rutina y ácido ferúlico, los cuales se muestran en el Cuadro 14. Se obtuvieron como compuestos mayoritarios el ácido ferúlico y la rutina.

De los compuestos detectados en las muestras se encontró una mayor cantidad de epigallocatequina en la muestra de deshidratador a 60 °C, con un valor de  $44.64 \pm 0.47$  µg/g de muestra, y una menor cantidad en la muestra de secado por SMCO con un valor de  $18.12 \pm 0.33$  µg/g de muestra.

En el caso de la rutina y el ácido ferúlico la muestra que presentó una mayor concentración de ambos fue SLIO con  $107.79 \pm 0.13$  µg/g de muestra y  $344.33 \pm 0.89$  µg/g de muestra, respectivamente. La muestra que presentó menor concentración fue SMCO con  $50.71 \pm 0.25$  µg de rutina/g de muestra y  $152.78 \pm 1.42$  µg de ácido ferúlico/g de muestra.

En el contenido de ácido clorogénico las muestras con un contenido más alto y que no tienen diferencia significativa entre ellas fueron DS40 ( $7.58 \pm 0.03 \mu\text{g/g}$  de muestra), HR40 ( $8.21 \pm 0.03 \mu\text{g/mg}$  de muestra) y SSOL ( $8.84 \pm 0.07 \mu\text{g/g}$  de muestra), y nuevamente el SMCO fue el método con el que se obtuvo un contenido más bajo con un valor de  $2.87 \pm 0.48 \mu\text{g/g}$  de muestra.

En el caso del ácido gálico, el DS60 tiene el contenido más alto con  $10.88 \pm 0.06 \mu\text{g/g}$  de muestra y el contenido más bajo pertenece repetidamente, al secado por SMCO con  $4.56 \pm 0.08 \mu\text{g/}$  de muestra.

De esta manera se observa que el SMCO es el método por el cual se pierden o degradan mayormente este tipo de compuestos, siendo el DS60, HR40 y SLIO en el cual se conservan más.

Cuadro 14. Compuestos fenólicos (flavonoides y ácidos fenólicos) por HPLC-DAD.

Compuesto/Estándar	*Epigallocatequina	*Ácido gálico	*Ácido clorogénico	*Ácido cafeico
<b>DS40</b>	30.20 ±0.47 <sup>b</sup>	7.28 ± 0.09 <sup>b</sup>	7.58 ± 0.03 <sup>ab</sup>	2.29 ± 0.01 <sup>d</sup>
<b>DS60</b>	44.64 ±0.47 <sup>a</sup>	10.88 ±0.06 <sup>a</sup>	5.11 ± 0.01 <sup>d</sup>	2.25 ± 0.07 <sup>d</sup>
<b>HR40</b>	29.91 ±0.27 <sup>b</sup>	6.74 ± 0.10 <sup>bc</sup>	8.21 ± 0.03 <sup>a</sup>	2.70 ± 0.02 <sup>a</sup>
<b>HR60</b>	30.89 ± 1.38 <sup>b</sup>	7.24 ± 0.04 <sup>bc</sup>	7.12 ± 0.17 <sup>bc</sup>	2.56 ± 0.08 <sup>bc</sup>
<b>SSOL</b>	29.43 ±0.54 <sup>b</sup>	7.39 ± 0.06 <sup>b</sup>	8.84 ± 0.07 <sup>a</sup>	2.53 ± 0.04 <sup>c</sup>
<b>SSOM</b>	27.50 ±0.94 <sup>c</sup>	6.15 ± 0.33 <sup>c</sup>	6.60 ± 0.11 <sup>c</sup>	2.12 ± 0.05 <sup>e</sup>
<b>SLIO</b>	26.17 ± 0.05 <sup>c</sup>	6.51 ± 1.04 <sup>bc</sup>	6.71 ± 0.78 <sup>bc</sup>	2.68 ± 0.00 <sup>ab</sup>
<b>SMCO</b>	18.12 ± 0.33 <sup>d</sup>	4.56 ± 0.08 <sup>d</sup>	2.87 ± 0.48 <sup>e</sup>	1.47 ± 0.02 <sup>f</sup>
Compuesto/Estándar	*Vainillina	*Rutina	*Ácido ferúlico	
<b>DS40</b>	0.74 ± 0.01 <sup>c</sup>	84.88 ±0.08 <sup>c</sup>	283.59 ±1.07 <sup>c</sup>	
<b>DS60</b>	0.68 ± 0.00 <sup>d</sup>	78.77 ±0.39 <sup>d</sup>	249.85 ±1.18 <sup>e</sup>	
<b>HR40</b>	0.97 ± 0.01 <sup>a</sup>	95.01 ±0.43 <sup>b</sup>	314.32 ±1.48 <sup>b</sup>	
<b>HR60</b>	0.74 ± 0.04 <sup>c</sup>	95.42 ±2.53 <sup>b</sup>	268.20 ±8.40 <sup>d</sup>	
<b>SSOL</b>	0.72 ± 0.02 <sup>cd</sup>	92.89 ±0.70 <sup>b</sup>	310.24 ± 5.46 <sup>b</sup>	
<b>SSOM</b>	0.57 ± 0.02 <sup>e</sup>	83.97 ±1.24 <sup>c</sup>	271.34 ±5.27 <sup>d</sup>	
<b>SLIO</b>	0.87 ± 0.00 <sup>b</sup>	107.79 ± 0.13 <sup>a</sup>	344.33 ± 0.89 <sup>a</sup>	
<b>SMCO</b>	0.52 ± 0.01 <sup>f</sup>	50.71 ±0.25 <sup>e</sup>	152.78 ±1.42 <sup>f</sup>	

Los resultados son la media de tres réplicas ± la desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna expresan diferencias significativas  $\alpha=0.05$  en las pruebas de Tukey. \*Resultas expresado en  $\mu\text{g/g}$  de muestra seca.

## 6. DISCUSIÓN

### 6.1 Contenido nutrimental

Con respecto al contenido de proteínas en hojas de moringa (*Moringa oleifera*), se obtuvieron valores similares a lo reportado por Alakali y col. (2015), quienes reportaron  $28.44 \pm 0.01\%$  para su muestra deshidratada en un horno de convección a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , por nuestra parte, se obtuvo un valor de  $29.52 \pm 0.57\%$  para la muestra de condiciones similares (HR40). Comparado con el secado por convección a  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ , se obtuvieron valores más altos  $27.68 \pm 0.35\%$  (DS60) y  $27.73 \pm 0.30\%$  (HR60) contra  $20.75 \pm 0.03\%$  de su muestra procesada en condiciones similares. En el caso de SSOL y por secado por convección también se obtuvieron valores más elevados que los reportados por Anieke y col. (2016), para hojas de un cultivar en Nigeria.

El SMCO obtuvo un resultado acorde con lo reportado por Ali y col. (2017) con  $29.0\%$ , pero se obtuvo un valor más bajo para el SLIO de  $26.14\%$  contra  $29.7\%$  y para el SSOM con un valor de  $24.53\%$  contra  $29.0\%$ , esta reducción puede atribuirse a que factores como el tiempo de secado prolongado pueden causar daño en productos causando la desnaturalización de las proteínas (Busch, 2017).

Valdez-Solana y col. (2015) hicieron un estudio en hojas de moringa de dos cultivares mexicanos, reportando que las hojas mexicanas de moringa tenían valores bajos de proteína ( $10.74 \pm 1.3\%$  y  $11.48 \pm 1.4\%$ ) pero que aún se consideraban fuente importante de este recurso, sin embargo, en este estudio se encontró que cultivares de Querétaro tienen mayor contenido que lo obtenido por estos autores hasta en un  $19.08\%$ .

Para lípidos se obtuvieron resultados acordes con Witt (2013) y Anieke y col. (2016) con valores en un intervalo de entre el 6 a  $7\%$ , y menores a lo reportado por Valdez-Solana (2015) de  $10.31 \pm 1.2\%$  para cultivares de México.



Por otro lado, el contenido de cenizas va de un intervalo de  $12.72 \pm 0.05\%$  a  $10.65 \pm 0.06\%$ , que concuerda con lo reportado Broin (2010) y Valdez- Solana y col. (2015) siendo mayor hasta en un  $9.16\%$  a lo reportado por Olabode y col. (2015).

Los carbohidratos fueron calculados por diferencia, se tuvieron valores en un intervalo de  $55.68\%$  a  $46.68\%$  estos valores son similares a lo reportado por Ali y col. (2016) con intervalos de  $25.6\%$  a  $59.8\%$ , por su parte Valdez-Solana y col. (2015) reportaron valores de  $54.61\%$  y Texeira y col. (2014) de  $44.36\%$ .

Respecto al contenido de vitamina C, se obtuvieron valores de  $0.85 \pm 0.00$  mg/g a  $13.29 \pm 0.73$  mg/g, teniendo que el método por el cual se degradó más su contenido fue SSOL y se conservó mejor por SLIO. Ademiluyi y col. (2018) reportaron un comportamiento similar, obteniendo la liofilización como mejor método ( $52.94 \pm 0.31$  mg/g) en el secado de hojas de moringa (*Moringa oleifera*) provenientes de Nigeria. Por otra parte, se ha reportado que, a temperaturas menores a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , el contenido de vitamina C es estable (Alakali y col., 2015), sin embargo, temperaturas mayores podrían afectar su contenido (Olabode y col., 2015). Tendencia similar fue encontrada en el presente estudio, donde a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  se obtuvo el mayor contenido de vitamina C.

Para los métodos SSOM y SMCO se obtuvieron valores más bajos que los obtenidos por el HR40, viéndose así que los factores que más afectan el contenido de vitaminas es la exposición a la luz, el tiempo de secado prolongado, la temperatura (Ali y col., 2017) y por ende el volumen de aire de secado (Bahadori, 2016).

## **6.2 Contenido de fibra soluble, insoluble y total**

Se obtuvieron resultados de fibra total en un intervalo de  $24.72$  a  $33.13\%$ , para fibra insoluble de  $1.69$  a  $2.94\%$  y de fibra soluble de  $22.55$  a  $31.44\%$ , lo cual va acorde a lo reportado por Mallillin y col. (2014) con un contenido de fibra insoluble en intervalos de  $19.6$  a  $34.9\%$ , fibra soluble de  $3.1$  a  $5.0\%$  y fibra total de  $22.7$  a  $39.9\%$ .

De igual manera, se encontraron valores similares a lo obtenido por Leone y col. (2015) con valores de fibra insoluble de 23.97% a 30.09%, fibra soluble de 3.94% a 9.31% y fibra total 31.88 a 37.63%. Caicedo-López y col. (2019) reportaron valores de fibra insoluble de 25.35%, fibra soluble de 3.43% y fibra dietaria total de 28.78%.

En la Figura 6 se muestran los mecanismos fisiológicos de la fibra, que se explican más adelante, en el cual se muestra como el consumo de fibra está relacionado con la prevención de cáncer de colon, por lo tanto, se pueden atribuir beneficios a la salud al consumo de hojas de moringa debido a su contenido de fibra y otros compuestos bioactivos.

	Fibra soluble	Fibra insoluble	Efecto total
<b>ESTÓMAGO</b>	↓ Vaciamiento gástrico		↑ Sensación de saciedad
	↑ Distensión gástrica		
		↓ Tiempo de tránsito	
<b>INTESTINO DELGADO</b>	Formación de soluciones viscosas (geles)	Efecto "Esponja"	↓ Absorción de nutrientes (glucosa, lípidos) ↓ Reabsorción de ácidos biliares
<b>COLON PROXIMAL</b>	↑ Fermentación bacteriana ↑ AGCC ↑ Gases	Adsorción de cancerígenos	<b>Efecto "prebiótico"</b> ↑ Absorción de H <sub>2</sub> O, Na <sup>+</sup> ↑ <b>Proliferación celular normal</b> ↓ pH luz intestinal
<b>COLON DISTAL</b>		↑ Fermentación bacteriana ↑ AGCC ↓ Tiempo de tránsito	↓ Proliferación de células tumorales ↑ Volumen de contenido intestinal (Efecto laxante)
<b>AGCC:</b> Ácido grasos de cadena corta			

Figura 8. Efectos fisiológicos de la fibra. Tomada de Zarzuelo y Gálvez, (2010).

Las propiedades fisiológicas (Figura 8) de la fibra se basan fundamentalmente en dos de sus características: Solubilidad en agua y capacidad de ser fermentadas por

las bacterias intestinales; debido a la primera las fibras solubles generan geles y las insolubles actúan como esponja, como consecuencia se genera un incremento en el volumen de los contenidos luminales, con la consiguiente distensión del tracto digestivo. El resultado es la sensación de saciedad y la aceleración del tránsito de los contenidos intestinales (Mataix y Gassull, 2002). Debido a su capacidad de ser fermentadas por bacterias, la fibra origina la proliferación de población bacteriana que favorece la utilización de compuestos potencialmente tóxicos en sus vías metabólicas, la generación de ácidos grasos de cadena corta que son necesarios para el buen funcionamiento intestinal ya que incrementar la motilidad colónica, promover la reabsorción hidroelectrolítica, inducir la diferenciación celular de células epiteliales colónicas, reducir la proliferación epitelial, previniendo así el desarrollo de procesos tumorales; y la producción de dióxido de carbono e hidrógeno que ayudan a reducir el pH en la luz del colón (Andoh y col., 2003).

### **6.3 Contenido de compuestos bioactivos**

Para el contenido de fenoles totales Ademiluyi y col. (2018) obtuvieron valores de  $46.88 \pm 1.42$  mg/g a  $68.75 \pm 0.00$  mg/g, correspondiendo el valor más alto al secado por liofilización y el valor más bajo al horno a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , contrario a ello en este estudio se obtuvieron valores de  $68.13 \pm 1.11$  mg /g de muestra para HR40, siendo este el proceso de secado que tuvo el contenido más alto de fenoles totales y  $50.87 \pm 0.89$  mg/g para SLIO, siendo un método intermedio para la conservación de estos compuestos. De igual manera, se obtuvieron valores más bajos ( $40.36 \pm 1.02$  mg/g) por el SSOM comparados con su estudio ( $50.00 \pm 0.00$  mg/g).

Potisate y Phoungchandang (2015) reportaron el secado por microondas como un método rápido y efectivo para el secado de hojas de moringa, obteniendo valores más altos de compuestos fenólicos totales comparados contra el secado al horno a  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ , ( $12.42 \pm 0.33$  mg/g contra  $9.10 \pm 0.54$  mg/g). Sin embargo, en el presente estudio por SMCO se obtuvieron los valores más bajos de compuestos fenólicos totales ( $41.62 \pm 0.92$  mg/g) con respecto a todos los demás procesos de secado, siendo aun así considerablemente más alto que el reportado por ellos y más bajo que

el valor obtenido por HR60 ( $56.22 \pm 1.79$  mg/g), pudiendo atribuirse esto a que factores como los watts y el tiempo de secado impactan en el contenido de compuestos fenólicos (Potisate y Phoungchandang, 2014), teniendo que una disminución en el tiempo de secado y aumento en el voltaje favorecen a la conservación de estos compuestos.

Se ha reportado que el contenido de ácidos fenólicos puede subestimarse debido a que en la mayoría de las plantas están presentes de manera ligada y comúnmente se hace una extracción que solo permite cuantificar su forma libre (Anrazz y col., 2009). En este estudio se evaluó tanto la fracción libre como la ligada y se obtuvo el total de la suma de ambos.

En el Cuadro 10 se puede observar que para el extracto libre el contenido de fenoles disminuye con el aumento de la temperatura, caso contrario con los fenoles ligados, que aumentan proporcionalmente a su incremento, lo cual coincide con lo reportado por Irakli y col. (2018) en un estudio sobre los factores (tiempo y temperatura) que afectan a los compuestos fenólicos libres y ligados en el arroz. Tesafay y col. (2011) analizaron los compuestos fenólicos libres y ligados, en hojas y semillas de moringa (*Moringa oleifera*) encontrando que en las semillas los compuestos ligados se encuentran en mayor proporción, pero en las hojas se encuentran en menor proporción, lo cual concuerda con los valores obtenidos.

Para flavonoides totales se obtuvieron valores de  $91.24 \pm 0.43$  y  $51.31 \pm 0.31$  mg eq de rutina /g de muestra seca, correspondiendo el valor más alto a HR40 y el más bajo a SMCO, contrario a lo reportado por Ademiluyi y col. (2018) donde el mejor método para conservar los flavonoides fue el secado por liofilización ( $52.94 \pm 0.31$  mg/g) y el horno a  $40$  °C fue el que obtuvo un contenido más bajo. En nuestro caso, se conservaron mejor los flavonoides por el secado al HR40 en el cual se obtuvieron  $33.21$  mg eq de rutina/g de muestra más que para el secado por liofilización.

Por otra parte, Adeyemi y col. (2014), no tuvieron diferencia significativa en el contenido de flavonoides por diferentes métodos de secado reportando concentraciones de  $1.043 \pm 0.009$  mg/g a  $1.030 \pm 0.153$  mg/g de muestra, obteniendo el contenido más alto por el secado al sol. Contrario a ello, en nuestro estudio (Cuadro 11), se ve afectado el contenido de flavonoides por los diferentes métodos de secado, teniendo el contenido más bajo por SSOL y SMCO ( $55.13 \pm 0.21$  y  $51.31 \pm 0.31$  mg eq rutina/g, respectivamente) lo que se atribuye en el caso de SSOL a la degradación de estos compuestos por la exposición directa al sol, y para SMCO, al largo período de secado (2 minutos por lote), comparado con el dado por Potisate y Phoungchandang (2015) que obtuvieron su muestra seca en un tiempo de 10 segundos (12 veces menos).

De manera general los valores de flavonoides obtenidos en los diferentes procesos de secado, son semejantes a los reportados por Castillo-López y col. (2017) de  $55.703 \pm 7.00$  mg eq de quercetina/g y  $60.26 \pm 7.21$  mg eq de quercetina/g, así como a lo obtenido por Sulastri y col. (2018) con valores en un intervalo de  $81.00 \pm 4.00$  mg eq de quercetina/g a  $96.00 \pm 5.00$  mg eq de quercetina/g.

En diversos estudios se ha reportado que las hojas de moringa tienen un alto contenido de compuestos bioactivos o fitoquímicos (Rodríguez y col., 2015; Sankhalkar y Vernekar, 2016; Castillo-López y col. 2017), los cuales son sustancias que se encuentran de manera natural en las plantas y pueden exhibir un potencial para modular el metabolismo humano en una manera favorable que repercute en la prevención de enfermedades crónico-degenerativas, entre los cuales se encuentran los fenoles y flavonoides (Ganesan y Xu, 2017).

Se ha reportado que la elevada cantidad de fenoles (Coppin y col., 2013) y flavonoides es una de las razones a las que se deben las propiedades medicinales de la moringa (Lin y col., 2018), además de sus conocidos efectos antioxidantes (El Sohaimy y col., 2015). Estos compuestos presentan otras propiedades que incluyen:

el impacto sobre la regulación del crecimiento celular e inducción de enzimas de destoxificación (Stahl y col., 2002), la posible prevención de mutaciones genéticas e inestabilidad cromosómica (George y col. 2017), la estimulación de las comunicaciones a través de las uniones en hendidura, el aumento de la neurogénesis e incremento en la función cognitiva (Bakoyiannis y col. 2019). De igual manera Joung y col. (2017), reportan que el extracto fermentado de hojas de moringa reduce el daño asociado a dietas altas en grasas (obesidad, estrés oxidativo y enfermedades cardiovasculares), y Tragulpakseeronjn y col. (2017) encontraron que el extracto metanólico muestra actividad antiproliferativa en células de colon HCT 116.

Evidenciando así el impacto que tienen estos compuestos en la prevención de enfermedades relacionadas al estrés oxidativo como lo son diabetes, cáncer y enfermedades cardiovasculares, así como la posible prevención de enfermedades neurodegenerativas, entre otras.

#### **6.4 Contenido de factores antinutricios**

Aunque las saponinas y fitatos (Ácido fítico) son factores antinutricios que generalmente son considerados negativos, porque tienen la capacidad de quelar minerales y formar enlaces con nutrientes impidiendo su bioaccesibilidad al sistema, son también beneficiosos a la salud en ciertos niveles. Soetan y Oyewol (2009) reportaron efectos farmacológicos como actividad antimicrobiana y propiedades antiparasitarias, Singh (2016) reporta también que pueden ayudar a disminuir los niveles de colesterol y tienen un efecto quimioprotector.

Para estos factores antinutricios se obtuvieron valores de  $0.580 \pm 0.033\%$  a  $0.882 \pm 0.033\%$  para fitatos y de 0.69 a 2.25 mg eq de diosgenina/g de muestra seca, correspondiendo en ambos casos el valor más elevado a SLIO, y el más bajo a SSOL para fitatos y DS60 para saponinas, esto corresponde a lo reportado por Ademiluyi y col. (2018), con un contenido alto de saponinas para el secado por liofilización ( $16.36 \pm 0.92$  mg/g) y bajo por secado al sol ( $7.27 \pm 0.71$  mg/g). Contrario al presente estudio para fitatos el valor más elevado corresponde a SSOM ( $89.82 \pm 0.98$  mg/g) y el más

bajo a SSOL ( $58.50 \pm 1.42$  mg/g) sin ser significativamente diferente al obtenido por HR40 ( $60.98 \pm 0.00$  mg/g). Las diferencias entre estos estudios se pueden deber a los diversos factores que impactan en su contenido como lo son: los efectos del clima de cada región, las técnicas de procesamiento, diferencias en el suelo, edad de la planta y diferencias en los métodos de análisis (Adeyibi y col., 2015).

De manera general, se obtuvieron valores más bajo en el contenido de saponinas y fitatos que los reportados por Stevens y col. (2016), con un contenido promedio de fitatos de 2.23% y de saponinas de 2.06% para diferentes cultivos de Nigeria, de igual manera que Soetan y Aiyelaagbe (2016), quienes reportaron un contenido de saponinas de  $0.45 \pm 0.01\%$  y de fitatos de  $1.58 \pm 0.02\%$  y Muhammed (2017) quien reportó valores de  $24.31 \pm 0.77$  mg/g de saponinas para hojas de moringa en Nigeria. Estos autores consideraron los niveles obtenidos como bajos, por lo que es importante remarcar que los niveles de factores antinutricios en la moringa no constituyen un riesgo para la salud humana o animal (Nouman y col., 2013).

## **6.5 Capacidad antioxidante**

Para los diferentes secados se obtuvo que la capacidad antioxidante de los extractos libres es mayor que la de los ligados hasta por 10 veces más, lo que concuerda con el contenido de fenoles y flavonoides en ambos extractos. Por otra parte, evaluando su capacidad antioxidante, los secados por convección a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , mostraron una mayor capacidad por DPPH, habiendo un incremento por ABTS para el DS40. Esta misma tendencia coincide por lo reportado por Falowo y col. (2017) con una actividad antiradical de  $75.9 \pm 1.12\%$  para DPPH y  $82.8 \pm 1.05\%$  para ABTS en una muestra (1 mg/ml) secada al horno a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  por 12 h. Los autores concluyeron que la moringa tiene una mayor capacidad antioxidante comparada con estándares de Rutina y BHT, incluso después de un tiempo de secado prolongado.

En el presente estudio se ve una menor capacidad para SMCO, SSOL, SSOM y HR60 decreciendo en el orden mencionado. Nobosse y col. (2017) reportaron un comportamiento similar para hojas frescas de moringa que exhibieron una mejor

capacidad antioxidante por DPPH ( $62.8 \pm 2.0\%$ ), disminuyéndose esta después del secado ( $30.0 - 49.5\%$  de reducción) y viéndose más afectada por el SSOL, sin embargo, reportan que su precocción en vapor a  $90\text{ }^{\circ}\text{C}$  puede reducir esta pérdida por lo que recomienda esta medida en futuras investigaciones.

Contrario a lo reportado por Ademiluyi y col. (2018) quienes encontraron una mayor capacidad antioxidante para el secado por liofilización (DPPH:  $251.42 \pm 1.03\text{ mg/ml}$ , ABTS:  $1.25 \pm 0.05\text{ mmolTEAC/g}$ ) y una menor capacidad por secado en horno a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  (DPPH:  $310.56 \pm 0.03\text{ mg/ml}$ , ABTS:  $0.98 \pm 0.00\text{ mmolTEAC/g}$ ), en el presente estudio, pese a que SLIO obtuvo una capacidad antioxidante mayor que otros métodos de secado (SSOL, SSOM, SMCO y HR60), no supera a la obtenida por el HR40. Sin embargo, el comportamiento en ambos estudios coincide con patrones seguidos por el contenido de fitoquímicos obtenidos por los diferentes métodos de secado. Este mismo comportamiento es reportado por Sulastri y col. (2018), quienes concluyen que la capacidad antioxidante se atribuye al contenido de flavonoides y fenoles totales, presentes en la muestra.

El decremento en la cantidad de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante por el secado por liofilización puede atribuirse al almacenamiento previo que tuvieron las hojas para su procesamiento mediante este método de secado, este decremento se ha reportado de igual manera en brócoli y algunas berries (Türben y col. 2010, Khattab y col., 2015, Mahn y Rubio, 2017).

Las diferencias entre los resultados obtenidos por DPPH y ABTS, pueden atribuirse a que: aunque ambos métodos se basan en la estabilización de radicales libres, cuya reacción con un antioxidante genera un cambio de coloración, se sabe que con el uso del ABTS se puede evaluar la actividad de antioxidantes tanto hidrofílicos como lipofílicos, y su mecanismo de reacción implica tanto la transferencia de átomos de hidrogeno como de electrones (Miller, 1993; Pietta y col., 2000), mientras que por su parte el DPPH si bien combina de igual manera estos dos mecanismo, la



estabilización transcurre principalmente mediante una transferencia de electrones (Brand-Willians y col., 1995). Aunado a esto, los antioxidantes son dependientes de diversos factores como la polaridad del medio, la temperatura, el tipo de sustrato y la presencia de otros compuestos que puedan causar sinergia o no (Arnao, 2000; Roginsky y Lissi, 2005), por lo cual es de esperarse esta diferencia entre ambos métodos.

En los últimos años la población ha experimentado un aumento considerable de las enfermedades crónicas no transmisibles, tales como, las cardiopatías, diabetes y cáncer, a causa de los radicales libres, que pueden ser desarrollados, bien sea por procesos naturales de los organismos aerobios o por factores externos como, la contaminación, el tabaquismo, alimentos procesados, exposición a pesticidas o medicamentos (Coronado y col., 2015). Lo que ha llevado a tomar conciencia de la importancia y desarrollo alimentos funcionales con alto contenido antioxidante, ya que ayudan a proteger al organismo frente a radicales libres (Sánchez, 2017).

Las propiedades antioxidantes no sólo deben estudiarse por sus interacciones químico-biológicas, sino también por su función en el deterioro oxidativo que afecta a los alimentos (Pastene, 2009). Se utilizan en la industria alimentaria adicionados a las grasas, carnes y otros productos para retrasar los procesos de oxidación (Falowo y col., 2017).

## **6.6 Compuestos fenólicos por HPLC-DAD**

Se identificaron siete compuestos fenólicos: 3 flavonoides (epigallocatequina, vainillina y rutina) y 4 ácidos fenólicos (ácido gálico, ácido clorogénico, ácido cafeico y ácido ferúlico).

Se obtuvieron al ácido ferúlico y rutina como compuestos mayoritarios. A diferencia de lo reportado por Valdez-Solana y col. (2015) y Al-Shammaa (2015) no se identificó quercetina y Kaempferol.

Braham y col. (2019) identificaron mediante HPLC-ESI-MS, isómeros de ácido clorogénico, glucósidos de quercetina, apigenina y Luteolina, en hojas de Sudáfrica, de igual manera, Cuellar-Nuñez y col. (2018) identificaron rutina, ácido clorogénico, cafeico y gálico como compuestos mayoritarios en hojas deshidratadas procedentes de Hidalgo, México; mostrando así la variación de existe entre distintos cultivares de acuerdo la zona geográfica.

En el presente estudio se obtuvieron compuestos mayoritarios diferentes a los reportados por Ademiluyi y col. (2018) quienes identificaron rutina, ácido clorogénico, cafeico y gálico como compuestos mayoritarios para los diferentes métodos de secado en hojas de moringa, pero de igual manera se obtuvo un mayor contenido para los compuestos mayoritarios por el método de secado por liofilización.

Se obtuvieron valores similares reportador a Ademiluyi y col. (2018) de epigallocatequina (  $18.63 \pm 0.01$  mg/g a  $43.37 \pm 0.04$  mg/g), rutina ( $70.21 \pm 0.03$  a  $91.05 \pm 0.01$  mg/g), sin embargo, para el resto de los compuestos se obtuvieron valores hasta 5 veces más bajos que los reportados, a excepción del ácido ferúlico en el que se encontró hasta 20 veces más que lo reportado por Leone y col. (2015) con  $6.61$  a  $9.69$  mg de ácido ferúlico/g de muestra.

Se han reportado beneficios a la salud de los compuestos presentes en las hojas de moringa; por ejemplo, en el caso de la rutina: efecto antioxidante, sedativo y quimioprotector, ayuda en la prevención de neuroinflamación y a combatir el alzheimer, presenta actividad anticonvulsionante, propicia la disminución de los niveles de colesterol y glucosa en sangre, así como de la presión arterial, entre otros (Kreft, 2016; Ganeshpurkar y Saluja, 2017; Gotter, 2017).

Por otra parte, para el ácido ferúlico además de su ya conocido efecto antioxidante también, está asociado a la reducción de riesgo de enfermedades crónico degenerativas, como cáncer, diabetes, alzheimer, osteoporosis y diabetes (Bonilla y

col., 2015; De Oliveira y col. 2017). En el caso de la epigallocatequina, además de su efecto antioxidante, se le ha atribuido un efecto quimioprotector (Chen y Zhang, 2007; Wang y col., 2017).

Además, se identificó ácido clorogénico, que juega diversos roles terapéuticos como: capacidad antioxidante, efecto antibacterial, hepatoprotector, cardioprotector, antiinflamatorio, ayuda a prevenir la obesidad y puede modular el metabolismo de lípidos y glucosa (Naveed y col. 2018).

También fueron identificados ácido cafeico y ácido gálico a los cuales se les atribuyen las siguientes propiedades: capacidad antioxidante, antiinflamatoria, efecto antimicrobiano y quimioprotector entre otros (Magnani y col. 2014; Lima y col. 2016; Kahkeshani y col., 2019).

## 7. CONCLUSIONES

Considerando únicamente un costo-beneficio en relación al tiempo, costo y cantidad el método óptimo es DS60 por el cual se obtiene un mayor rendimiento, con menor humedad y en un menor tiempo.

Con el secado por convención a 40 °C (HR40 y DR40) se obtiene un mayor contenido de proteínas, flavonoides y fenoles, se considera éste el mejor método para la conservación de compuestos bioactivos, obtención de un alto contenido nutrimental en hojas de moringa y una mayor capacidad antioxidante por DPPH.

Para otro tipo de compuestos como vitamina C, saponinas, ácido fítico, y los compuestos mayoritarios obtenidos por HPLC-DAD (Rutina y ácido ferúlico) el SLIO es el que permitió mejor su conservación.

Para el contenido de fibra dietaria total se obtiene un alto rendimiento con los métodos de SMCO y SSOL.

Para futuros estudios se hacen las siguientes recomendaciones: Para SMCO emplear un equipo con mayor potencia y disminuir el tiempo de secado, para HR40, aumentar el tiempo de secado para disminuir la humedad del producto final, y para SLIO congelar con nitrógeno y liofilizar al instante, ya que se han reportado mejores resultados que los aquí mostrados.

## 8. BIBLIOGRAFÍA

**Abdullah** A, Ezekiel AO, Opara JA, y Abdulkadir MA. Benefits of *Moringa oleifera* Plant as a functional food in health and diseases. International Journal of Medical Science and Clinical Research Studies, **2019**;1(1):12-15.

**Adebiyi** EO, Soetan KO, y Olayemi FO. Comparative studies on the proximate compositions, minerals and anti-nutritional factors in the leaves and stem of *Grewia carpinifolia*. Annals. Food Science and Technology, **2015**;(16): 208-217.

**Ademiluyi** AO, Aladeselu OH, Oboh G, y Boligon AA. Drying alters the phenolic constituents, antioxidant properties,  $\alpha$ -amylase, and  $\alpha$ -glucosidase inhibitory properties of *Moringa (Moringa oleifera)* leaf. Food Science & Nutrition **2018**; 6(8): 2123-2133.

**Adetoro** AO, Fawole OA, y Opara UL. Effects of pre-treatment and drying on the quality attributes of fruit. In VII International Conference on Managing Quality in Chains (MQUIC2017) and II International Symposium on Ornamentals in 1201.**2017**:1-6.

**Adeyemi** SB, Ogundele KO y Animasaun MA. Influence of drying methods on the proximate and phytochemical composition of *Moringa oleifera Lam.* GJMPPR **2014**; 2:1-5.

**Al-Shammaa**, D. A. S. Phytochemical Investigation of the most important phenolic compounds in *Moringa oleifera L.* cultivated in Iraq. The international journal's Research journal of science & IT management **2015**;3;30-37.

**Alakali** JS, Kucha CT y Rabiú IA. Effect of drying temperature on the nutritional quality of *Moringa oleifera* leaves. AJFS **2015**; 9:395-399.

**Ali** MA, Yusof YA, Chin NL y Ibrahim MN. Processing of *Moringa* leaves as natural source of nutrients by optimization of drying and grinding mechanism. Journal of Food Process Engineering **2017**; 40(6):1-17.

**Ali** MA, Yusof, YA, Chin NL, Ibrahim MN y Basra SM. Drying kinetics and color analysis of *Moringa oleifera* leaves. Agriculture and Agricultural Science Procedia, **2014**;2: 394-400.

**Amaglo** NK, Bennett RN, Curto RB, Rosa EA, Turco VL, Giuffrida A, y Timpo, GM. Profiling selected phytochemicals and nutrients in different tissues of the multipurpose tree *Moringa oleifera* L., grown in Ghana. Food Chemistry, **2010**; 122(4): 1047-1054.

**Andoh** A, Tsujikawa T, y Fujiyama. Role of dietary fiber and short-chain fatty acids in the colon. Current pharmaceutical design, **2003**;9(4), 347-358.

**Anieke** UJ, Nwankwo OG, Adinde JO, Ukwuani CM, Uche OJ, Agu CJ, Ugwuanyi, PO y Ozougwu SC. Comparative evaluation of some nutrient contents of *Moringa oleifera* leaves processed under three different drying methods; sun-drying, air-drying and oven-drying I.J.S.N. **2016**;7(2): 429-432.

**Antoninho** DV, Marcal D, Marqués J y Sinicio R. Secado de granos: natural, solar ya bajas temperaturas. [monografía de internet]FAO. 1991, [Consultado 2019 enero 20]. Disponible en: <http://www.fao.org/3/x5058s/x5058S03.htm>

**Arranz** S, Saura-Calixto F, Shaha S, y Kroon PA. High contents of non-extractable polyphenols in fruits suggest that polyphenol contents of plant foods have been underestimated. Journal of Agricultural and Food Chemistry, **2009**;57(16): 7298-7303.

**Arnao** MB. Some methodological problems in the determination of antioxidant activity using chromogen radicals: a practical case; Trends Food Sci. Technol., **2000**; 11: 419-421.

**Aulton** ME, y Taylor KM. Aulton's Pharmaceutics: The Design and Manufacture of Medicines. 4a. edición. China: Elsevier Health Sciences.**2013**;494-495.

**Bahadori** A. Essentials of oil and gas utilities: process design, equipment, and operations. Gulf Professional Publishing. USA Cambridge chapter 10. **2019**;10: 423-489.

**Bakoyiannis** I, Daskalopoulou A, Pergialiotis V y Perrea D. Phytochemicals and cognitive health: Are flavonoids doing the trick? Biomedicine & Pharmacotherapy, **2019**;109, 1488-1497.

**Bala** BK, y Woods JL. Simulation of the indirect natural convection solar drying of rough rice. Solar Energy **1994**;53(3): 259-266.

**Barbulova** A, Colucci G y Apone F. New trends in cosmetics: By-products of plant origin and their potential use as cosmetic active ingredients. *Cosmetics*, 2(2), **2015**;82-92.

**Belessiotis** V y Delyannis E. Solar drying. *Solar energy*, **2011**;85(8): 1665-1691.

**Brand-Williams** W, Cuvelier ME, Berset C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. En: *LWT - Food Science and Technology*. **1995**;28(1):25-30.

**Bradshaw** SM. Microwave drying: process engineering aspects. In *Advances in Microwave and Radio Frequency Processing*. Springer, Berlin, Heidelberg **2006**: 271-281.

**Braham** F, Carvalho DO, Almeida CM, Zaidi F, Magalhães JM, Guido LF y Gonçalves MP. Online HPLC-DPPH screening method for evaluation of radical scavenging phenols extracted from *Moringa oleifera* leaves. *South African Journal of Botany*.**2019**;1-9.

**Branden** C y Tooze J. *Introduction to Protein Structures*, 2ª ed. Londres: Taylor y Francis, **1998**.

**Brennan** JG, Butters JR, Cowel ND y Lilley AEV. 1998. Las Operaciones de la Ingeniería de los Alimentos. 3a. edición. España: Editorial Acribia,**1998**:381-388.

**Bonilla** LM, Zambiasi RC, Peres MS y Luigi BL. Implication of oxidative stress in chronic diseases, benefits of ferulic acid to the health and effect of heat treatment on its antioxidant potencies. *Ferulic acid*. New York: Nova science publisher.**2015**;1-39.

**Broin** M y Saint Sauveur AD. *Growing and processing moringa leaves*. CGspace **2010**.

**Busch** S. The effects of heat on protein food. [monografía en internet]azcentral, 2017, [Consultado 2019 octubre 3]. Disponible en: [http://www.ehow.com/facts\\_5918561\\_effects-heat-protein-food.html](http://www.ehow.com/facts_5918561_effects-heat-protein-food.html).

**Caicedo-Lopez** LH, Luzardo-Ocampo I, Cuellar-Nuñez ML, Campos-Vega R, Mendoza S, y Loarca-Piña G. Effect of the in vitro gastrointestinal digestion on free-phenolic compounds and mono/oligosaccharides from *Moringa oleifera* leaves: Bioaccessibility, intestinal permeability and antioxidant capacity. *Food research international*, **2019**;(120): 631-642.

**Castillo-Lopez** RI, Leon-Felix, J, Angulo-Escalante MA, Gutierrez-Dorado RO, Muy-Rangel MD y Heredia JB. Nutritional and phenolic characterization of *Moringa oleifera* leaves grown in Sinaloa, Mexico. Pakistan Journal of Botany, **2017**;49(1):161-168.

**Chanda** S y Ramachandra TV. A review on some Therapeutic aspects of Phytochemicals present in Medicinal plants. International Journal of Pharmacy & Life Sciences, **2019**;10(1).

**Chen** L y Zhang HY. Cancer Preventive Mechanisms of the Green Tea Polyphenol (-Epigallocatechin-3-gallate). Molecules, **2007**;12(5):946-957.

**Clement** A, Olatunde M, Patrick O y Joyce O. Effect of Drying Temperature on Nutritional Content of *Moringa Oleifera* Leave. World Journal of Food Science and Technology **2017**;1(3): 93-96.

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

**Coppin** JP, Xu Y, Chen H, Pan MH, Ho CT, Juliani R y Wu Q. Determination of flavonoids by LC/MS and anti-inflammatory activity in *Moringa oleifera*. Journal of Functional Foods, **2013**;5(4):1892-1899.

**Cuellar-Nuñez** ML, Luzardo-Ocampo I, Campos-Vega R, Gallegos-Corona MA, De Mejía EG y Loarca-Piña G. Physicochemical and nutraceutical properties of moringa (*Moringa oleifera*) leaves and their effects in an in vivo AOM/DSS-induced colorectal carcinogenesis model. Food Research International, **2018**;105:159-168.

**Daba** M. Miracle tree: A review on multi-purposes of *Moringa oleifera* and its implication for climate change mitigation. J. Earth Sci. Clim. Change, **2016**;7(4).

**Day** RA y Underwood AL. Quantitative analysis. Porentice Hall Pub. **1986**;5:701.

**De Oliveira** SE y Batista R. Ferulic acid and naturally occurring compounds bearing a feruloyl moiety: a review on their structures, occurrence, and potential health benefits. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, **2017**;16(4), 580-616.

**Dergal** SB. Química de los alimentos. 5a. edición. México: Pearson educación, **2013**:259-267.



**Duc Pham N**, Khan MIH, Joardder MUH, Rahman MM, Mahiuddin M, Abesinghe, AN y Karim MA. Quality of plant-based food materials and its prediction during intermittent drying. *Critical reviews in food science and nutrition*, **2019**;59(8), 1197-1211.

**El Sohaimy SA**, Hamad GM, Mohamed SE, Amar MH y Al-Hindi RR. Biochemical and functional properties of *Moringa oleifera* leaves and their potential as a functional food. *Global Advanced Research Journal of Agricultural Science*, **2015**;4(4):188-199.

**Falasca SL**, Bernabé MA. Potenciales usos y delimitación del área de cultivo de *Moringa oleifera* en Argentina. *Revista virtual. REDESMA*. **2008**; 3:1-16.

**Falowo AB**, Muchenje V, Hugo A, Aiyegoro OA, y Fayemi PO. Antioxidant activities of *Moringa oleifera L.* and *Bidens pilosa L.* leaf extracts and their effects on oxidative stability of ground raw beef during refrigeration storage. *CyTA-Journal of Food*, **2017**;15(2), 249-256.

**Fanlo M**, Melero R, Moré E, Cristobal R. Cultivo de plantas aromáticas, medicinales y condimentarias en Cataluña. Centro Tecnológico Forestal de Cataluña. España. **2009**;1:1-79.

**Fukumoto LR** y Mazza G. Assessing antioxidant and prooxidant activities of phenolic compounds. *Journal of agricultural and food chemistry*, **2000**;48(8):3597-3604.

**Ganesan K** y Xu B. A critical review on polyphenols and health benefits of black soybeans. *Nutrients*, **2017**; 9(5), 455.

**Ganeshpurkar A** y Saluja AK. The pharmacological potential of rutin. *Saudi pharmaceutical journal*, **2017**; 25(2), 149-164.

**García ALE**, Welti CJ, Vergara BFT y Bermúdez AD. Freeze-drying: the basic process. *Encyclopedia of Food and Health* **2016**:104-109.

**George VC**, Dellaire G y Rupasinghe HV. Plant flavonoids in cancer chemoprevention: role in genome stability. *The Journal of nutritional biochemistry*, **2017**;45:1-14.

**Gopalakrishnan L**, Doriya K, Kumar DS. *Moringa oleifera*: A review on nutritive importance and its medicinal application. *Food Science and Human Wellness* **2016**;5:49-56.

- Gotter A.** The potential health benefits of rutin. [monografía en internet]Healthline, 2017[Consultado 2019 octubre 15]. Disponible en: <https://www.healthline.com/health/potential-benefits-of-rutin>
- Hebbar U, Vishwanatha KH, Ramesh MN.** Development of combined infrared y hot air dryer for vegetables. J Food Eng **2004**;65:557-563.
- Hiai S, Oura H, y Nakajima T.** Color reaction of some sapogenins and saponins with vanillin and sulphuric acid. Planta Medica **1976**;29: 116–122.
- Hossain MB, Barry RC, Martin DAB, Brunton NP.** Effect of drying method on the antioxidant capacity of six Lamiaceae herbs. Food Chem **2010**;123:85-91.
- Howladar SA.** novel *Moringa oleifera* leaf extract can mitigate the stress effects of salinity and cadmium in bean (*Phaseolus vulgaris L.*) plants. Ecotoxicology and Environmental Safety. **2014**;100: 69-75.
- Hsu R.** The Netherlands: *Moringa oleifera* medicinal and Economic uses. International course on Economic botany, National Herbarium, Leiden **2006**  
<http://dx.doi.org/10.1089/jmf.2016.3860>.
- Incropera FP y Dewitt DP.** Fundamentos de transferencia de calor. 4a edición. México. Pearson Educación.**1999**:284-289.
- Ingle KP, Deshmukh AG, Padole DA, Dudhare MS, Moharil MP y Khelurkar VC.** Phytochemicals: Extraction methods, identification and detection of bioactive compounds from plant extracts. J. Pharmacogn. Phytochem,**2017**; 6, 32-36.
- Joung H, Kim B, Park H, Lee K, Kim HH, Sim HC y Do MS.** Fermented *Moringa oleifera* decreases hepatic adiposity and ameliorates glucose intolerance in high-fat diet-induced obese mice. Journal of medicinal food, **2017**;20(5), 439-447.
- Irakli M, Tsifodimou K, Sarrou E y Chatzopoulou P.** Optimization infusions conditions for improving phenolic content and antioxidant activity in Sideritis scardica tea using response surface methodology. Journal of applied research on medicinal and aromatic plants, **2018**;8, 67-74.
- Jung IL.** Soluble extract from *Moringa oleifera* leaves with a new anticancer activity, PLOS ONE **2014**:1-10.

**Kahkeshani** N, Farzaei F, Fotouhi M, Alavi SS, Bahramsoltani R, Naser R y Bishayee A. Pharmacological effects of gallic acid in health and diseases: A mechanistic review. Iranian journal of basic medical sciences, **2019**;22(3), 225.

**Khattab** R, Celli GB, Ghanem A, y Brooks MSL. Effect of frozen storage on polyphenol content and antioxidant activity of haskap berries (*Lonicera caerulea* L.). Journal of Berry Research, **2015**;5(4), 231-242.

**Koul** B y Chase N. *Moringa oleifera* Lam.: Panacea to several maladies. J. Chem. Pharmaceut. Res, **2015**;7, 687-707.

**Kreft**, M. Buckwheat phenolic metabolites in health and disease. Nutrition research reviews, **2016**;29(1), 30-39.

**Kreith** F, Bohn MS y Manglik RM. Principios de transferencia de calor. 7a edición. Cengage Learning Editores. **2012**:296-299.

**Krishnamurthy** K, Khurana HK, Jun S, Irudayaraj J, Demirci A. Infrared heating in food processing: an overview. Compr Rev Food Sci F **2008**;7:2-13.

**Leone** A, Fiorillo G, Criscuoli F, Ravasenghi S, Santagostini L, Fico G y di Lello S. Nutritional characterization and phenolic profiling of *Moringa oleifera* leaves grown in Chad, Sahrawi Refugee Camps, and Haiti. International journal of molecular sciences, **2015**;16(8):18923-18937.

**Lima** VN, Oliveira-Tintino CD, Santos ES, Morais LP, Tintino SR, Freitas TS y Coutinho HD. Antimicrobial and enhancement of the antibiotic activity by phenolic compounds: Gallic acid, caffeic acid and pyrogallol. Microbial pathogenesis, **2016**;99, 56-61.

**Lin** M, Zhang J y Chen X. Bioactive flavonoids in *Moringa oleifera* and their health-promoting properties. Journal of Functional Foods, **2018**;47, 469-479.

**Ling** ALM, Yasir S, Matanjun P, Bakar MFA. Effect of different drying techniques on the phytochemical content and antioxidant activity of *Kappaphycus alvarezii*. J Appl Phycol **2015**;27:1717-1723.

**Liu** X, Qiu Z, Wang L, Cheng Y, Qu H y Chen Y. Mathematical modeling for thin layer vacuum belt drying of *Panax notoginseng* extract. Energ Convers Manage **2009**;50:928-932.

- López** GJ. *Moringa oleifera* Lam.: Biología, Botánica, Propiedades Nutricionales y Medicinales. Universidad de Sevilla **2016**;1-46.
- Lugten** P. Sun, shade or oven drying for Artemisia. [monografía de internet] Malaria world. 2016 [Consultado 2019 octubre 3]. Disponible en: <https://malariaworld.org/blog/sun-shade-or-oven-drying-artemisia>
- Magnani** C, Isaac VLB, Correa MA y Salgado HRN. Caffeic acid: a review of its potential use in medications and cosmetics. Analytical Methods, **2014**;6(10), 3203-3210.
- Mahn** A y Rubio MP. Evolution of Total Polyphenols Content and Antioxidant Activity in Broccoli Florets during Storage at Different Temperatures. Journal of Food Quality, **2017**,1-9.
- Maizuwo** AI, Hassan AS, Momoh H y Muhammad JA. Phytochemical constituents, biological activities, therapeutic potentials and nutritional values of *Moringa oleifera* (Zogale): a review. Journal of drug design and medicinal chemistry, **2017**;3(4), 60.
- Mallillin** AC, Trinidad TP, Sagum RS, de Leon MP, Borlagdan MP, Baquiran AFP, y Aviles TF. Mineral availability and dietary fiber characteristics of *Moringa Oleifera*. Food Public Health, **2014**;(4): 242-246.
- Marqués** LG, Prado MM, y Freire JT. Rehydration characteristics of freeze-dried tropical fruits. LWT-Food Sci Technol **2009**;42(7):1232-1237.
- Mataix** J, y Gassull MA. Fibra alimentaria. Nutrición y alimentación humana. Ergon. Madrid, **2002**;119-137.
- Mbikay** M. Therapeutic potential of *Moringa oleifera* leaves in chronic, hyperglycemia and dyslipidemia: a review, Front. Pharmacology **2012**:1–12.
- Miller** NA. novel method for measuring antioxidant capacity and its application to monitoring the antioxidant status in premature neonates. Clinical science (London, England). **1993**;(84):407-412.
- Moyo** B, Masika PJ, Hugo A, Muchenje V. Nutritional characterization of *Moringa (Moringa oleifera Lam.)* leaves. Afr J Biotechnol **2011**; 10:12925-12933.
- Muhammed** FEK. Comparative study of anti-nutritional factors in *moringa oleifera* leaves and seed. Food Sci. & Technol. **2017**; 1-16.

**Müller** JOA y Heind ALB. Drying of medicinal plants. *Frontis* **2006**:237-252.

**Naveed** M, Hejazi V, Abbas M, Kamboh AA, Khan GJ, Shumzaid M y WenHua L. Chlorogenic acid (CGA): A pharmacological review and call for further research. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, **2018**;97, 67-74.

**Nenadis** N, Wang LF, Tsimidou M y Zhang HY. Estimation of scavenging activity of phenolic compounds using the ABTS•+ assay. *Journal of agricultural and food chemistry*, **2004**;52(15):4669-4674.

**Nindo** C, Gikuri M. Infrared drying. Infrared heating for food and agricultural processing. Boca Ratón. CRC Press. **2011**:89-99.

**Nobosse** P, Fombang EN, y Mbofung CMF. The effect of steam blanching and drying method on nutrients, phytochemicals and antioxidant activity of Moringa (*Moringa oleifera* L.) leaves. *American Journal of Food Science and Technology*, **2017**;5(2), 53-60.

**Nonhebel** G y Moss AAH. El secado de sólidos en la industria química. 1a edición. México: Reverté **1979**:1-10.

**Nouman** W, Anwar F, Gull T, Newton A, Rosa E, y Domínguez PR. Profiling of polyphenolics, nutrients and antioxidant potential of germplasm's leaves from seven cultivars of *Moringa oleifera* Lam. *Industrial Crops and Products* **2016**;83: 166-176.

**Nouman** W, Basra SMA, Siddiquit MT, Yasmeen A, Gull T y Alcayde MAC. Potential of *Moringa oleifera* L. as livestock fodder crop: a review. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry* **2013**;(37):1211-1266

**Oomah** BD, Cardador-Martínez A y Loarca-Piña G. Phenolics and antioxidative activities in common beans (*Phaseolus vulgaris* L). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, **2005**;85(6): 935-942.

**Okuda** T y Ali, E. N. Application of *Moringa oleifera* plant in water treatment. In *Water and wastewater treatment technologies* Springer, Singapore, **2019**;63-79.

**Olabode**, Z, Akanbi CT, Olunlade B y Adeola AA. Effects of Drying Temperature on the Nutrients of Moringa (*Moringa oleifera*) Leaves and Sensory Attributes of Dried Leaves Infusion. *Direct Res J Agric Food Sci (DRJAFS)* **2015**;3(5):117-122.

- Olson** ME, Fahey J. *Moringa oleifera*: un árbol multiusos para las zonas tropicales secas. Revista mejicana de biodiversidad. **2011**; 82: 1071-1082.
- Olson** ME y Alvarado CL. Dónde cultivar el árbol milagro, *Moringa oleifera*, en México? Un análisis de su distribución potencial. Revista mexicana de biodiversidad, **2016**;87(3):1089-1102.
- Olusola** ATE. The miracle tree: *Moringa oleifera* (drumstick). Achieve vibrant health with nature, keep hope alive series, **2006**;1:120-136.
- Oyeyinka** AT y Oyeyinka S. *Moringa oleifera* as a food fortificant: Recent trends and prospects. Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences, **2018**;17(2):127-136.
- Padayatty** SJ y Levine M. Vitamin C: the known and the unknown and Goldilocks. Oral diseases, **2016**; 22(6): 463-493.
- Pan** Z y Atungulu GG. Infrared heating for food and agricultural processing. Boca ratón CRC Press, **2010**: 284.
- Panche** AN, Diwan AD y Chandra SR. Flavonoids: an overview. Journal of nutritional science, **2016**;5:1-15.
- Papalia** T, Sidari R y Panuccio MR. Impact of Different Storage Methods on Bioactive Compounds in *Arthrospira platensis* Biomass. Molecules, **2019**;24(15):1-14.
- Pastene**, E. Estado actual de la búsqueda de plantas con actividad antioxidante. Boletín Latinoam Caribe Plantas Med Aromáticas. **2009**; 8(6):449- 55.
- Pietta** PG, Simonetti P, Gardana C, y Mauri PL. (2000). Trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) of *Ginkgo biloba* flavonol and *Camelia sinensis* catechin metabolites. Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis. **2000**;(23): 223-226.
- Potisate** Y, Phoungchandang S y Kerr WL. The effects of predrying treatments and different drying methods on phytochemical compound retention and drying characteristics of Moringa leaves (*Moringa oleifera* Lam.). Drying Technology, **2014**;32(16):1970-1985.
- Potisate** Y y Phoungchandang S. Microwave drying of *Moringa oleifera* (Lam.) leaves: drying characteristics and quality aspects. Asia-Pacific Journal of Science and Technology, **2015**;20(1):12-25.

**Rady M, Varma B y Howladar S.** Common bean (*Phaseolus vulgaris L.*) seedlings overcome NaCl stress as a result of presoaking in *Moringa oleifera* leaf extract. *Scientia Horticulture*, **2013**; 162: 63-70.

**Restrepo VAH y Burbano JJC.** Disponibilidad térmica solar y su aplicación en el secado de granos. *Scientia Et Technica*, **2005**;11(27).

**Riadh, M., Binti, S., Marhaban, M. Soh A.** Infrared heating in food drying: an overview. *Dry Technol* **2014**;33:322-335.

**Rockwood JL, Anderson BG, Casamatta DA.** Potential uses of *Moringa oleifera* and an examination of antibiotic efficacy conferred by *M. oleifera* seed and leaf extracts using crude extraction techniques available to underserved indigenous populations, *Int. J. Phytotherapy*. **2013**: 61–71.

**Rodríguez FCA, Carballo GC, Hechevarría SI, Acosta DLL.** Ahorro de energía en el secado de plantas medicinales. *Rev Cubana Plant Med.* **2005**;10:1-10.

**Rodríguez-Casado, A.** The health potential of fruits and vegetables phytochemicals: notable examples. *Critical reviews in food science and nutrition*, **2016**;56(7):1097-1107.

**Rodríguez PC, Quirantes PR, Fernández A y Segura A.** Optimization of extraction method to obtain a phenolic compounds-rich extract from *Moringa oleifera* Lam leaves. *Industrial Crops and Products*, **2015**;66, 246-254.

**Roginsky V y Lissi E.** Review of methods to determine chain breaking antioxidant activity in food. *Food Chem*, **2005**; 92(2):235 - 254.

**Romero RC, Corrales VH y Montañó GT.** Aspectos importantes de *moringa oleifera*: una alternativa para tratar la anemia por deficiencia de hierro/important aspects of *moringa oleifera*: an alternative to treat anemia due to iron deficiency. *BIOTecnia*, **2016**;18(1): 3-9.

**SAGARPA.** Promueve INIFAP cultivo de moringa, especie con altas propiedades nutricionales y energéticas. **2014.** Disponible en: <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2014B1018.aspx>

**Saini** RK, Manoj P, Shetty NP. Dietary iron supplements and *Moringa oleifera* leaves influence the liver hepcidin messenger RNA expression and biochemical indices of iron status in rats. *Nutr Res.* **2014a**;34:630–638.

**Saini** RK, Prashanth KV, Shetty NP, Giridhar P. Elicitors, SA and MJ enhance carotenoids and tocopherol biosynthesis and expression of antioxidant related genes in *Moringa oleifera* Lam. leaves. *Acta Physiol Plant.* **2014b**:36:2695–2704.

**Saini** RK, Shetty NP, Giridhar P. Carotenoid content in vegetative and reproductive parts of commercially grown *Moringa oleifera* Lam. cultivars from India by LC–APCI–MS. *Eur Food Res Technol.* **2014c**;238:971–978.

**Saini** RK, Shetty NP, Giridhar P. GC-FID/MS analysis of fatty acids in Indian cultivars of *Moringa oleifera*: potential sources of PUFA. *J Am Oil Chem Soc.* **2014d**; 91:1029–1034

**Saini** RK, Shetty NP, Prakash M, Giridhar P. Effect of dehydration methods on retention of carotenoids, tocopherols, ascorbic acid and antioxidant activity in *Moringa oleifera* leaves and preparation of a RTE product. *JFST* **2014**;51:2176-2182.

**Sánchez** AK. Diseño de un alimento funcional a partir de alimentos antioxidantes. *Boletín Semillas Ambientales*, **2017**;11(2):162-162.

**Sankhalkar** S y Vernekar V. Quantitative and Qualitative analysis of Phenolic and Flavonoid content in *Moringa oleifera* L. and *Ocimum tenuiflorum* L. *Pharmacognosy research*, **2016**;8(1), 16.

**Saura-Calixto** F, Serrano J y Goni I. Intake and bioaccessibility of total polyphenols in a whole diet. *Food Chemistry.* **2007**; 101(2): 492-501.

**Santos** DA, Lima KP, Março PH y Valderrama P. Vitamin C determination by ultraviolet spectroscopy and multiproduct calibration. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, **2016**;27(10):1912-1917.

**SIAP**. El poder de la moringa en la salud. **2018**. Disponible en:

<https://www.gob.mx/siap/articulos/el-poder-de-la-moringa-en-la-salud?idiom=es>

**Singleton** VL y Rossi JA. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*, **1965**;16(3):144-158.



**Singh E.** Millet's anti-nutrients and their therapeutic effects. *The Pharma Innovation*, **2016**;5:42.

**Shiga K,** Hara H, Okano G y Aoyama Y. Ingestion of water-soluble soybean fiber prevents gastrectomy-induced iron malabsorption, anemia and impairment of voluntary running exercise performance in rats. *The Journal of nutrition*, **2003**;133(4):1120-1126.

**Shervington LA,** Li BS, Shervington A, Alpan N, Patel R, Muttakin U y Mulla E. A Comparative HPLC Analysis of Myricetin, Quercetin and Kaempferol Flavonoids Isolated from Gambian and Indian *Moringa oleifera* Leaves. *International Journal of Chemistry*, **2018**;10(4).

**Soetan KO y Aiyelaagbe OO.** Proximate analysis, minerals, and anti-nutritional factors of *moringa oleifera* leaves. *Annals Food science and technology*. **2016**; 17(1): 253-256.

**Shofian NM,** Hamid AA, Osman A, Saari N, Anwar F, Pak Dek MS y Hairuddin MR. Effect of freeze-drying on the antioxidant compounds and antioxidant activity of selected tropical fruits. *international Journal of molecular sciences*, **2011**;12(7), 4678-4692.

**Stahl W,** Ale-Agha N, y Polidori MC. Non-antioxidant properties of carotenoids. *Biological chemistry*, **2002**;383(3-4):553-558.

**Stevens CG,** Ugese FD, Otitoju GT y Baiyeri KP. Proximate and anti-nutritional composition of leaves and seeds of *Moringa oleifera* in Nigeria: a comparative study. *Agro-Science*, **2016**;14(2), 9-17.

**Sulastri E,** Zubair MS, Anas NI, Abidin S, Hardani R, y Yulianti R. Total Phenolic, Total Flavonoid, Quercetin Content and Antioxidant Activity of Standardized Extract of *Moringa oleifera* Leaf from Regions with Different Elevation. *Pharmacognosy Journal*, **2018**;10(6s), s104-s108.

**Sutar PP y Prasad S.** Microwave drying technology-recent developments and R&D needs in India. In proceedings of the 42nd ISAE Annual Convention **2008**:1-3.

**Tragulpakseerojn J,** Yamaguchi N, Pamonsinlapatham P, Wetwitayaklung P, Yoneyama T, Ishikawa N y Apirakaramwong A. Anti-proliferative effect of *Moringa*

*oleifera* Lam (Moringaceae) leaf extract on human colon cancer HCT116 cell line. Tropical Journal of Pharmaceutical Research, **2017**;16(2), 371-378.

**Teixeira** EMB, Carvalho MRB, Neves VA, Silva MA y Arantes-Pereira L. Chemical characteristics and fractionation of proteins from *Moringa oleifera* Lam. leaves. Food chemistry, **2014**;147:51-54.

**Tesfay** SZ, Bertling I, Odindo AO, Workneh TS y Mathaba N. Levels of anti-oxidants in different parts of moringa (*Moringa oleifera*) seedling. African Journal of Agricultural Research, **2011**;6(22):5123-5132.

**Türkben** C, Sariburun, E, Demir C, y Uylaşer V. Effect of freezing and frozen storage on phenolic compounds of raspberry and blackberry cultivars. Food Analytical Methods, **2010**;3(3), 144-153.

**Umar** YB, Isyaku AH, Mohammed DIA, Bilal S, Mashi AH, y Adamu MS. Effect of drying techniques on the nutrients of moringa leaves. **2015**;1:213-218.

**Valdez-Solana** MA, Mejía GY, Téllez VA, García AG, Salas PJ, Alba RJJ, Sierra-Campos, E. Nutritional content and elemental and phytochemical analyses of *Moringa oleifera* grown in Mexico. Journal of Chemistry. **2015**;2015:1-9.

**Vats** S y Gupta, T. Evaluation of bioactive compounds and antioxidant potential of hydroethanolic extract of *Moringa oleifera* Lam. from Rajasthan, India. Physiology and Molecular Biology of Plants, **2017**;23(1): 239-248.

**Vongsak** B, Sithisarn P, Mangmool S, Thongpraditchote S, Wongkrajang Y e Gritsanapan W. Maximizing total phenolics, total flavonoids contents and antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaf extract by the appropriate extraction method. Ind Crop Prod **2013**;44:566-571.

**Wang** X, Ye T, Chen WJ, Lv Y, Hao Z, Chen J y Cai, Y. K. Structural shift of gut microbiota during chemo-preventive effects of epigallocatechin gallate on colorectal carcinogenesis in mice. World journal of gastroenterology, **2017**;23(46), 8128.

**WHO**. World Health Organization. WHO guidelines on good agricultural and collection practices [GACP] for medicinal plants. **2003**. World Health Organization.

**Witt** KA. The nutrient content of *Moringa oleifera* leaves. Messiah College Department of Nutrition and Dietetics, **2013**;(1):1-6.

**Wong** PJ, Muñiz DB, Aguilar ZP, Ascacio VJ, Cruz K, Reyes LC y Aguilar CN. Extraction of Bioactive Phenolic Compounds by Alternative Technologies. In Ingredients Extraction by Physicochemical Methods in Food. Academic Press **2017**;229-252.

**Wray** D y Ramaswamy HS. Novel concepts in microwave drying of foods. Drying Technology, **2015**;33(7), 769-783.

**Xiao** J. Phytochemicals in food and nutrition. Critical reviews in food science and nutrition, **2016**;56:S1-S3.

**Yang** W y Terry JS. Drying theory. Encyclopedia of Agricultural, Food, and Biological Engineering. 2a edición. México: CRC Press **2011**;1:371-380.







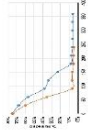


**Zaruelo** A y Gálvez J. Fibra dietética. Tratado de Nutrición. 2a. edición México: Editorial panamericana, **2010**;vol1:233-243.

## ANEXOS

Cuadro 15. Datos de los equipos empleados.

Método de secado	Equipo	Marca	Modelo	Consumo watts
HR40	Horno	SHEL LAB	1600	1600
HR60	Horno	SHEL LAB	1600	1600
DS40	Deshidratador	Excalibur	3900	600
DS60	Deshidratador	Excalibur	3900	600
SSOL	N/A	N/A	N/A	N/A
SSOM	N/A	N/A	N/A	N/A
SLIO	Liofilizadora	LABCONCO	77540	2277
SMCO	SMCO	LG	MS-1145KYL	1500

Cuadro 16. Integración de resultados.

		40 °C		60 °C		40 °C		60 °C						
		✓	↑	↓	→	✓	↑	↓	→					
<b>Condiciones óptimas</b> 	Curvas de secado	✓		↓	→	✓		↓	→					
	Rendimiento	↑				↑				↑			↑↑↑	↑↑↑
	Costo							↓			↓↓		↓↓	↓↓
	Tiempo			↓				↓			↓↓		↓↓	↓↓
	Análisis microbiológico				↑			↑			↓↓		↓↓	↓↓
<b>Análisis nutricional</b> 	Humedad			↓				↓		↓↓		↓↓		
	Cenizas			↑↑↑				↑↑						
	Lípidos			↑				↑↑↑				↑↑		
	Proteínas	↑↑						↑				↑↑		
	Carbohidratos			↑				↑				↑↑		↑↑
	Vitamina C	↑						↑↑				↑↑↑		↑↑
	Fibra dietaria							↑					↑↑↑	
<b>Análisis nutracéutico</b> 	Fenoles totales	↑↑↑		↑↑				↑↑↑				↑		
	Flavonoides totales	↑↑↑		↑↑				↑				↑		↑
	Saponinas	↑↑		↑↑				↑↑				↑↑↑		↑
	Ácido fítico			↑				↑↑				↑↑↑		↑
	DPPH	↑↑↑						↑↑↑				↑		
	ABTS	↑↑						↑↑↑				↑		
	Ácido ferúlico	↑↑						↑				↑↑↑		↑↑
	Rutina	↑↑						↑				↑↑↑		↑↑