



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA



INSTITUTO DE INGENIERÍA DE
ALIMENTOS PARA EL DESARROLLO

UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE VALÈNCIA

CARACTERIZACIÓN DE PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DE DIFERENTES TIPOS DE Moringa oleifera

TRABAJO FIN DE MÁSTER UNIVERSITARIO EN GESTIÓN DE
LA SEGURIDAD Y CALIDAD ALIMENTARIA

ALUMNA: María Constanza Etchevers Dabadie

TUTOR/A ACADEMICO: María Luisa Castelló Gómez

COTUTORA: María Dolores Ortolá Ortolá

Curso Académico: 2020-2021

VALENCIA, ABRIL DE 2021

CARACTERIZACIÓN DE PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DE DIFERENTES TIPOS DE *Moringa oleifera*

Etchevers, M.C., Castelló, M.L.¹, Ortolá, M.D.¹

RESUMEN

La *Moringa oleifera* es un árbol foliado ampliamente cultivado en latitudes tropicales, que presenta alta adaptabilidad a las condiciones climáticas y suelos secos. Cada parte de la planta, desde las hojas hasta las raíces, presenta beneficios nutricionales, terapéuticos o industriales. Esto es debido a su contenido en fitoquímicos como glucosinolatos, compuestos fenólicos, alcaloides, terpenoides y taninos, altos valores de proteína cruda, carbohidratos, almidón y lípidos. Además, el uso de las hojas ha aumentado considerablemente por las industrias agroalimentarias y bioquímicas, ya que son una fuente valiosa de proteínas dietéticas y aminoácidos esenciales.

Este trabajo tuvo como objetivo caracterizar tres tipos de hoja procedentes de semillas de *Moringa oleifera* con diferentes orígenes (tailandés (C1), ghanés (C2) e hindú (C3)), cultivadas en la misma parcela, pero con prácticas culturales diferentes (destinada a la producción de hoja (C1 y C2) o a la producción de vaina (C3)). Para ello, se determinó en las hojas frescas el contenido en agua, las propiedades mecánicas y las ópticas. Posteriormente, las hojas se secaron (50°C durante 8 horas) y se pulverizaron analizando su contenido en agua, capacidad antioxidante, color y contenido en aminoácidos.

No se observaron diferencias significativas en las hojas frescas en términos de humedad, color y fuerza máxima. En el polvo seco se registró una mayor capacidad antioxidante en la moringa tipo C2, con un % de inhibición del DPPH del 83,7%, aunque en todos los casos se superó el 60%, poniendo de manifiesto la alta persistencia de antioxidantes tras el secado. La serina, el ácido glutámico y la alanina fueron los aminoácidos mayoritarios con valores de 373±78, 301±51 y 248±9 mg/100 g de polvo, respectivamente, sin que influyera el tratamiento en campo aplicado ni el origen.

PALABRAS CLAVES: *Moringa oleifera*, color, textura, capacidad antioxidante, contenido de aminoácidos

RESUM

La *Moringa oleifera* és un arbre foliat àmpliament cultivat en latituds tropicals, que presenta alta adaptabilitat a les condicions climàtiques i sòls secs. Cada part de la planta, des de les fulles fins a les arrels, presenta

¹ Instituto de Ingeniería de Alimentos para el Desarrollo. Universitat Politècnica de València



beneficis nutricionals, terapèutics o industrials. Això és degut al seu contingut en fitoquímics com glucosinolatos, compostos fenòlics, alcaloides, terpenoides i tanins, alts valors de proteïna crua, carbohidrats, midó i lípids. A més, l'ús de les fulles ha augmentat considerablement en les indústries agroalimentàries i bioquímiques, ja que són una font valuosa de proteïnes dietètiques i aminoàcids essencials.

Aquest treball va tindre com a objectiu caracteritzar tres tipus de fulla procedents de llavors de *Moringa oleifera* amb diferents orígens (tailandès (C1), ghanés (C2) i hindú (C3)), cultivades en la mateixa parcel·la, però amb pràctiques culturals diferents (destinada a la producció de fulla (C1 i C2) o a la producció de baina (C3)). Per a això, es va determinar en les fulles fresques el contingut en aigua, les propietats mecàniques i les òptiques. Posteriorment les fulles es van assecar (50 °C durant 8 hores) i es van polvoritzar analitzant el seu contingut en aigua, capacitat antioxidant, color i contingut en aminoàcids.

No es van observar diferències significatives en les fulles fresques en termes d'humitat, color i força màxima. En la pols seca es va registrar una major capacitat antioxidant en la moringa tipus C2, amb un % d'inhibició del DPPH del 83,7%, encara que en tots els casos es va superar el 60%, posant de manifest l'alta persistència d'antioxidants després de l'assecat. La serina, l'àcid glutàmic i l'alanina van ser els aminoàcids majoritaris amb valors de 373±78, 301±51 i 248±9 mg/100 g de pols, respectivament, sense que influïra el tractament en camp aplicat ni l'origen.

PARAULES CLAU: *Moringa oleifera*, color, textura, capacitat antioxidant, contingut d'aminoàcids

ABSTRACT

Moringa oleifera is a foliated tree widely cultivated in tropical latitudes, which is highly adaptable to climatic conditions and dry soils. Every part of the plant, from the leaves to the roots, has nutritional, therapeutic or industrial benefits. This is due to its content in phytochemicals such as glucosinolates, phenolic compounds, alkaloids, terpenoids and tannins, high values of crude protein, carbohydrates, starch and lipids. In addition, the use of the leaves has increased considerably by the agro-food and biochemical industries, since they are a valuable source of dietary proteins and essential amino acids.

This work aimed to characterize three types of leaf from *Moringa oleifera* seeds with different origins (Thai (C1), Ghanaian (C2) and Hindu (C3)), grown in the same plot, but with different cultural practices (intended for leaf production (C1 and C2) or sheath production (C3)). For this, the water content, mechanical and optical properties were determined in the fresh leaves. Later the leaves were dried (50°C for 8 hours) and pulverized analyzing their water content, antioxidant capacity, color and amino acid content.

No significant differences were observed in fresh leaves in terms of humidity, color and maximum strength. In dry powder, a higher antioxidant capacity was registered in moringa type C2, with a % DPPH inhibition of 83.7%, although in all cases it exceeded 60%, showing the high persistence of antioxidants after the drying. Serine, glutamic acid and alanine were the major amino acids with values of 373 ± 78 , 301 ± 51 and 248 ± 9 mg / 100 g of powder, respectively, without influencing the applied field treatment or origin.

KEYWORDS: *Moringa oleifera*, color, texture, antioxidant capacity, amino acid content

1. INTRODUCCIÓN

La oportunidad de diversificación que ofrece el sector agroalimentario supone la necesidad de abordar el desarrollo de ciertos cultivos frente a las nuevas condiciones climáticas. El aumento de la demanda de proteínas en todo el mundo supone un gran desafío para encontrar fuentes de proteínas alternativas sostenibles que presenten un alto valor biológico (McCarty et al., 2009). Las plantas y hojas verdes tienen un enorme potencial para la producción de concentrados proteicos. Varios estudios han destacado la extracción de proteínas vegetales bajo el concepto de biorrefinería para satisfacer las preocupaciones ambientales, económicas, nutricionales y funcionales (Espinosa-Pardo et al., 2020; Görgüç et al., 2019), pero su aplicación como nuevos ingredientes alimentarios proteicos sigue siendo escasa (Benhammouche et al., 2021).

La *Moringa oleifera* es un árbol foliado ampliamente cultivado en latitudes tropicales, que presenta alta adaptabilidad a las condiciones climáticas y suelos secos (Okuda et al., 2001). También es conocida como el árbol de la vida o árbol de rábano. Es una especie nativa del sur de Asia, que crece al pie de los Himalayas, desde el noreste de Paquistán hasta el norte de Bengala en India. La moringa es un árbol dicotiledóneo perenne tropical caducifolio de la familia de las Moringaceae, que puede llegar a medir hasta 12 metros de altura (Bocarando-Guzmán et al., 2020). Cada parte de la planta, desde las hojas hasta las raíces se ha informado de que presentan beneficios nutricionales, terapéuticos o industriales (Aderinola et al., 2020; Fahey, 2005; Nouman et al., 2016; Saini et al., 2014). Además, los cultivos de moringa pueden producir aproximadamente 580 t/ hectárea de biomasa de brote fresco anualmente (Nouman et al., 2016). Es una planta versátil que posee nutrientes vitales principalmente en sus hojas, las cuales son ricas en minerales como calcio, potasio, zinc, magnesio, hierro, cobre y betacaroteno. Se ha reportado también que la planta contiene varios fitoquímicos como glucosinolatos, compuestos fenólicos, alcaloides, terpenoides y taninos (Chitiyo et al., 2021). A su vez, posee un contenido interesante y equilibrado de proteína cruda

(16,8%), carbohidratos (9,9%), almidón (7,9%) y lípidos (4,9%) (Nouman et al., 2016).

Las hojas de moringa han sido utilizadas por las industrias agroalimentarias y bioquímicas como alimento, forraje, biopesticida, fertilizante verde, coagulante natural para agua turbia y potenciador del crecimiento vegetal (Anwar et al., 2007; Bennett et al., 2003; Gidamis et al., 2003; Nouman et al., 2014). Puesto que las hojas han sido investigadas como una valiosa fuente de proteínas dietéticas y aminoácidos esenciales, se ha fomentado su uso como ingrediente en la nutrición de ganado y en humanos (Amaglo et al., 2010). Por ello, evaluar la sustitución de proteínas de origen animal por la de hoja fresca o seca, podría ser una excelente alternativa saludable al consumo proteico en países desarrollados y al mismo tiempo un recurso para afrontar la malnutrición en países en desarrollo.

En muchas partes del mundo, incluyendo África, el uso de *M. oleifera* como un alimento nutritivo está en aumento. Por ejemplo, tanto las hojas frescas como las secas se incluyen en las comidas de países africanos como Ghana, Nigeria, Etiopía, África Oriental y Malawi. Muchos estudios han demostrado el uso potencial de diferentes partes de esta planta en aplicaciones alimentarias como en la elaboración de sopas (Babayaju et al., 2014), alimentos de destete (Arise et al., 2014), amala, una masa rígida hecha de ñame y harina de plátano (Karim et al., 2015), galletas de hierbas (Ariful Alam et al., 2014), pan (Chinma et al., 2014), pasteles (Kolawole et al., 2013) y yogurt (Hekmat et al., 2015). Por todo ello, el uso de esta planta rica en nutrientes en la fortificación de alimentos está recibiendo mayor atención.

Sin embargo, en países desarrollados no es muy conocido su uso como ingrediente alimentario. Su cultivo tampoco está extendido en estas regiones, a pesar de su fácil adaptación a los climas cálidos (por ejemplo, la zona mediterránea). Por todo ello, el objetivo de este trabajo se centra en la evaluación de hojas de diferentes tipos de moringa cultivadas en Valencia desde el punto de vista composicional y fisicoquímico. Además, y en vistas a su posible incorporación en matrices alimentarias, se evaluarán también las hojas secas.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

2.1 Materia prima

Se utilizaron como materia prima tres tipos de *Moringa oleifera* con diferentes orígenes; Tailandia (C1), Ghana (C2) e India (C3). Las cuales se cultivaron en una parcela experimental de la Universitat Politècnica de València, y sus hojas fueron recolectadas a finales de septiembre del 2020. Según especificaciones del agricultor, las de tipo C1 y C2 tuvieron prácticas

culturales en las plantas destinadas a la producción de hoja, mientras que la C3 fue preparada para producir vainas.

2.2 Determinaciones analíticas

2.2.1 Condiciones de secado de la moringa

Las hojas de *M. oleifera* de cada una de las muestras se secaron en un secador de bandejas con aire caliente a 50°C durante 8 horas. Posteriormente, se pulverizaron en un triturador (Thermomix, TM31, Vorwerk, Wupertal, Germany) durante 3 minutos. El polvo se tamizó con un tamiz de 0:100 mm y almacenó en frascos de vidrio envueltos en papel aluminio y guardados en estantes oscuros a temperatura ambiente para experimentos posteriores.

2.2.2 Análisis del contenido en agua

El contenido de humedad, tanto de las hojas frescas como del polvo obtenido, se obtuvo por triplicado mediante el método gravimétrico de la AOAC (Horwitz, 2000), secando en una estufa (J.P SELECTA, modelo conterm tipo poupinel 2000201, Barcelona, España) a 60°C hasta alcanzar un peso constante.

2.2.3 Capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante se determinó por el método del DPPH (2,2-diphenyl-1-picrilidrazil) según Brand-Williams et al., (1995), con algunas modificaciones. Para ello, 0,025 g de polvo de moringa se mezclaron con 10 mL de una disolución de metanol en agua (80:20 p/p). La mezcla se centrifugó a 13.400 rpm durante 5 minutos y se recogió el sobrenadante. Por otra parte, se preparó una disolución de DPPH de 0,0125 g/L en metanol: agua 80:20 (p/p). 0,8 mL de esta disolución se colocaron en una cubeta junto con 2,5 mL de la disolución metanol y se midió la absorbancia a 515 nm en un espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, Inc. Helios Zeta UV-VIS, Waltham, MA, USA). A continuación, se incorporaron 40 µL del sobrenadante de la muestra del polvo de moringa obtenido previamente y se realizó la lectura de absorbancia a los 30 minutos. La capacidad antioxidante se determinó como el porcentaje de inhibición del DPPH aplicando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Reducción de DPPH} = 100 \frac{(A_{\text{control}} - A_{\text{muestra}})}{A_{\text{control}}}$$

Donde A_{control} = absorbancia de la disolución de DPPH sin muestra y A_{muestra} = absorbancia de la muestra transcurridos 30 minutos de su incorporación en la cubeta.

2.2.4 Propiedades ópticas

Se midieron con un espectrocolorímetro (Konica Minolta, Inc., modelo CM 3600d, Tokio, Japón) con el que se obtuvieron las coordenadas CIE L*a*b*, utilizando el iluminante D65 y el observador de 10°. Los parámetros medidos fueron: luminosidad (L*), intensidad de colores rojo (+a), verde (-a), amarillo (+b) y azul (-b). La diferencia de color (ΔE^*) se estimó respecto a la moringa C1 tomada como referencia utilizando la siguiente fórmula:

$$\Delta E^* = [\Delta L^{*2} + \Delta a^{*2} + \Delta b^{*2}]^{1/2}$$

Donde ΔL^* , Δa^* y Δb^* son las diferencias de color de las muestras C1, C2 y C3 respecto a los valores medios de L*, a* y b* de C1.

Las medidas se realizaron en diez hojas frescas tanto en el haz como en el envés y por triplicado en el polvo de moringa.

2.2.5 Propiedades mecánicas

Se llevó a cabo un ensayo de punción en las hojas frescas, utilizando una prensa universal (ANAME, Texture Analyser TA-XT2) y una sonda de 0,2 mm de punta de aguja (SMS P/2N) con una velocidad de avance de 1 mm/s hasta atravesar la hoja, siguiendo la metodología descrita por Aranwela et al., (2002). La posición de la hoja se estandarizó para que la sonda la atravesara a 4 mm del nervio central, según la recomendación de Gutiérrez et al. (2002), situándola con el haz en la parte superior. Los parámetros analizados fueron la fuerza máxima y el área bajo la curva.

2.2.6 Contenido en aminoácidos

Este análisis se realizó mediante cromatografía de gases, realizando previamente una extracción por hidrólisis ácida de los aminoácidos del polvo de hoja de moringa seca, según el método propuesto en el Reglamento de la Comisión (CE) No.152/2009, con ciertas modificaciones (Fernández-Segovia et al., 2018). Para ello, se colocó 0,1 g de polvo de moringa en un tubo de vidrio con tapón de rosca y se añadió 1 mL de ácido clorhídrico 6 N. Los tubos se llevaron a un baño termostático a 100 °C durante 1 h con las tapas sin cerrar completamente. A continuación, se colocaron en una estufa a 110 °C durante 23 h. Al terminar la hidrólisis, se enfriaron las muestras en un baño de agua helada. Posteriormente, se añadió 1 mL de una disolución de ácido clorhídrico 0,1 N: etanol (1:1, v:v) y se filtró en un filtro de jeringuilla PTFE 0,45 μ m. El sobrenadante se derivatizó según lo descrito en el kit EZ:Faast Análisis de Aminoácidos por CG-FID (Phenomenex).

Una vez obtenidas las muestras derivatizadas, se extrajeron en isoocetano (100 μ L) y se analizaron en modo de ionización electrónica a 70 eV utilizando un GC-FID Agilent 7820A acoplado a un instrumento MSD 5973 (Agilent, Palo

Alto, CA). Se inyectó una disolución de aminoácidos derivatizada (1 μL) a 250°C en modo dividido 1:15 en una columna capilar Zebron ZB-AAA de 1,5 mL de 10 m x 0,25 mm x 0,25 mm (composición del film 50% fenil 50% dimetilpolisiloxano) (Phenomenex, Cheshire, UK). La temperatura del horno se inició con 110°C con un aumento de 32°C / min hasta alcanzar los 320°C y luego se mantuvo por 2 min. La línea de transferencia se mantuvo a 320°C y el gas portador fue Helio a un caudal constante de 1,5 mL / min. La fuente de iones se mantuvo a 320°C. Los aminoácidos contenidos en la disolución estándar (200 mmol / L cada una) se derivatizaron en diferentes diluciones (10 – 150 μmol / L) y se trazaron curvas de calibración para cada aminoácido. Se utilizó norvalina (100 μL (0,2 mmol / L)) como estándar interno (Peinado et al., 2016).

Para la identificación de aminoácidos se compararon los tiempos de retención de los patrones proporcionados en el kit (Tabla 1) con los obtenidos en cada muestra.

Tabla 1. Tiempos de retención de los patrones según el kit (Phenomenex)

Aminoácido	Abreviatura	Tiempo de retención (min)
Alanina	ALA	1,73
Sarcosina	SAR	1,795
Glicina	GLY	1,841
Ácido α -Aminobutírico	ABA	1,947
Valina	VAL	2,045
Ácido β -aminoisobutírico	β AIB	2,125
Leucina	LEU	2,258
Allo-Isoleucina	aILE	2,287
Isoleucina	ILE	2,317
Treonina	THR	2,529
Serina	SER	2,672
Prolina	PRO	2,64
Asparagina	ASN	2,739
Ácido Aspártico	ASP	3,272
Metionina	MET	3,31
Hidroxiprolina	HYP	3,445
Ácido glutámico	GLU	3,619
Fenilalanina	PHE	3,662
Ácido α -aminoadipic	AAA	3,914
Glutamina	GLN	4,251
Ornitina	ORN	4,623
Lisina	LYS	4,974
Histidina	HYS	5,061
Tirosina	TYR	5,333
Triptófano	TRP	5,635

2.3 Análisis estadístico

Para la evaluar las diferencias significativas entre las muestras estudiadas se realizó análisis ANOVA a los resultados de los parámetros analizados, utilizando el software Statgraphics Centurion versión 19.1.3. con un nivel de confianza del 95% ($p\text{-value} \leq 0.05$).

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE LOS RESULTADOS

3.1 Humedad y capacidad antioxidante

Las tres hojas de moringa estudiadas presentaron una humedad inicial del $65 \pm 3\%$. En la Figura 1 se muestran el porcentaje de agua de las hojas de moringas deshidratadas, así como su capacidad antioxidante expresada como porcentaje de inhibición del DPPH. Como puede observarse, la moringa de origen tailandés (C1) registró el valor más elevado de contenido en agua después del secado, sin presentar diferencias significativas los otros tipos de moringa. En consecuencia, la moringa C1 requiere mayor tiempo de secado a pesar de tener un nivel vegetativo similar a la de C2, ya que ambas se destinan a la producción de hoja, mientras que la moringa C3 es de tipo arbóreo para la producción de vainas. Respecto a la capacidad antioxidante del polvo de las moringas estudiadas, esta superó en todos los casos el 60% de inhibición del DPPH, obteniendo un promedio de 65,3% para C1 la cual fue la muestra que presento menor capacidad antioxidante, seguida de C3 con un 74,8% y la mayor capacidad antioxidante obtenida fue para C2 con 83,7% similar a lo reportado en muestras frescas en México en las que fluctuó entre el 81,5 y 87,3% (Cuellar-Núñez et al., 2018). Cabe destacar que para el mismo tipo de muestra en otro estudio se evaluó el efecto de la temperatura de secado sobre la capacidad antioxidante, no mostrando diferencias significativas en el porcentaje de inhibición (Gil et al., 2019). Por ello, el origen de las plantas influiría principalmente en la concentración de compuestos bioactivos y su capacidad antioxidante.

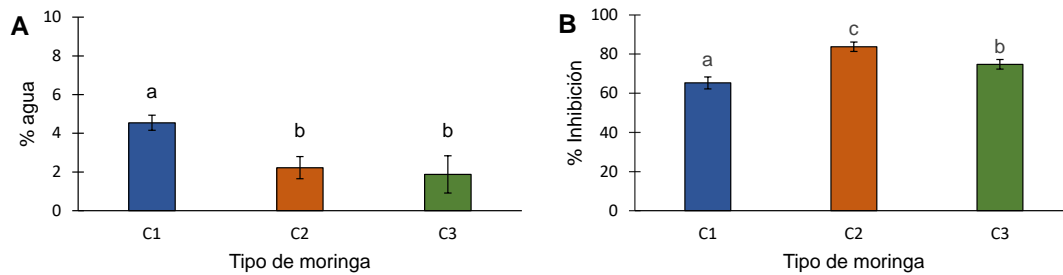


Figura 1. (A) % de agua y (B) capacidad antioxidante expresada como porcentaje de inhibición del DPPH en los polvos de diferentes tipos de moringa (C1: origen tailandés, C2: origen ghanés, C3: origen hindú). Letras iguales indican los grupos homogéneos obtenidos del ANOVA (n.s. 99%).

3.2 Propiedades ópticas

En la Figura 2 se presenta la ubicación en el plano cromático de las coordenadas a^* y b^* de las muestras de las hojas de los distintos tipos de moringa fresca y seca. Por otra parte, en la Figura 3 se muestran los valores de luminosidad, croma, tono y diferencias de color respecto a la moringa C1 de las muestras estudiadas. Como puede verse, independientemente del origen, el polvo de moringa presentó mayor pureza de color que las hojas frescas tanto en el haz como en el envés, como consecuencia del mayor valor en la coordenada b^* . Este comportamiento pone de manifiesto que la etapa de secado implica la pérdida de tonalidades verdes, potenciando los amarillos, lo que podría deberse a la degradación de la clorofila presente en forma natural en los alimentos de origen vegetal. El aumento de la temperatura y la presencia de oxígeno provoca que las clorofilas pierdan magnesio generando un cambio en la coloración (Bautista-Villarreal et al., 2016). En relación con las diferencias registradas entre el haz y el envés, como era de esperar, el haz presentó mayores valores de a^* y menores de b^* , dando evidencias de una coloración con una intensidad verdosa más oscura que la del envés. En cualquier caso, las tres moringas frescas no presentaron diferencias significativas en L^* , a^* , b^* , h y C comparando los valores del haz y los del envés de forma independiente. Además, sólo se registraron diferencias de color (ΔE) significativas en la moringa en polvo.

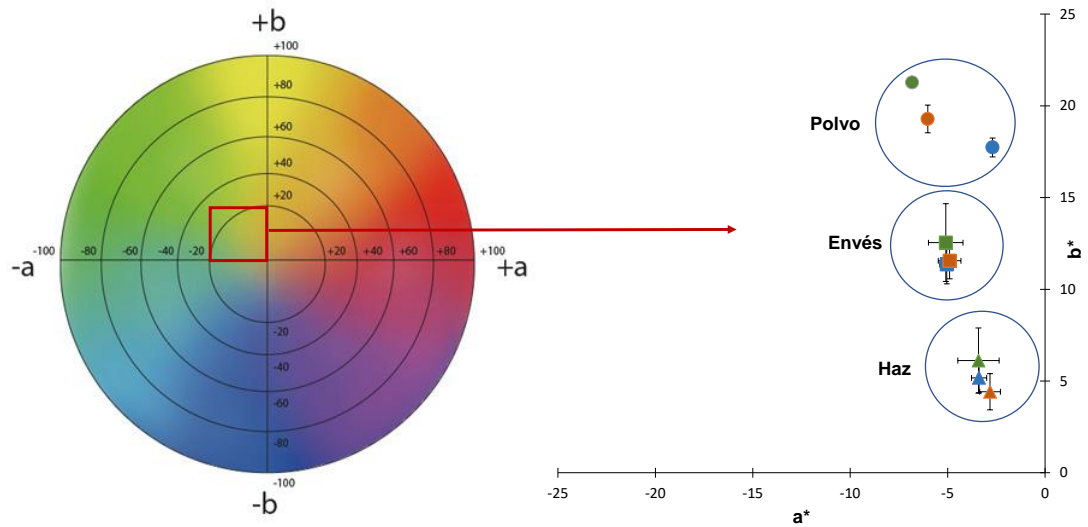


Figura 2. Ubicación en el plano cromático de las coordenadas b^* y a^* de las muestras de hoja de moringa seca y fresca. *Polvo*: ●C1, ●C2, ●C3, *Fresco*; *Haz*: ▲C1, ▲C2, ▲C3 y *Envés*: ■C1, ■C2, ■C3.

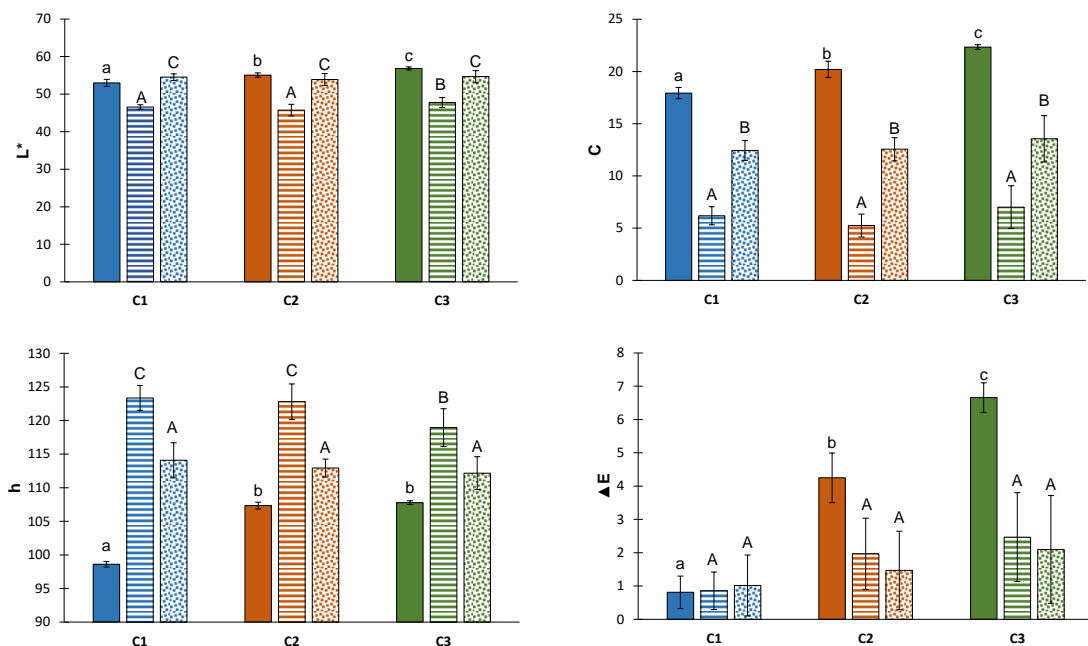


Figura 3. Luminosidad (L^*), cromas (C), tono (h) y diferencia de color (ΔE) respecto a la moringa C1 del polvo de moringa (barras rellenas), haz (barras con líneas horizontales) y envés (barras punteadas) de la hoja fresca de diferentes tipos de moringa (C1: origen tailandés, C2: origen ghanés, C3: origen hindú). Letras mayúsculas iguales indican grupos homogéneos del ANOVA realizado considerando el polvo de moringa y las minúsculas considerando las hojas frescas (n.s. 99%).

3.3 Propiedades mecánicas

En la Figura 4 se presentan los resultados de fuerza máxima y área bajo la curva del ensayo de punción realizado en las diferentes hojas de moringa fresca. Los resultados ponen de manifiesto que no hubo diferencias significativas en la fuerza máxima entre las hojas de moringa y sólo una menor área de las muestras C2 y C3 respecto a la C1. No obstante, los valores registrados del área para la moringa C1 tuvieron una variabilidad muy alta y, teniendo en cuenta los valores tan bajos del área, estas diferencias no parecen ser muy relevantes.

El hecho de encontrar cambios muy pequeños en las propiedades mecánicas de las hojas de moringa estaría relacionado con el contenido similar en agua de las hojas frescas comentado anteriormente.

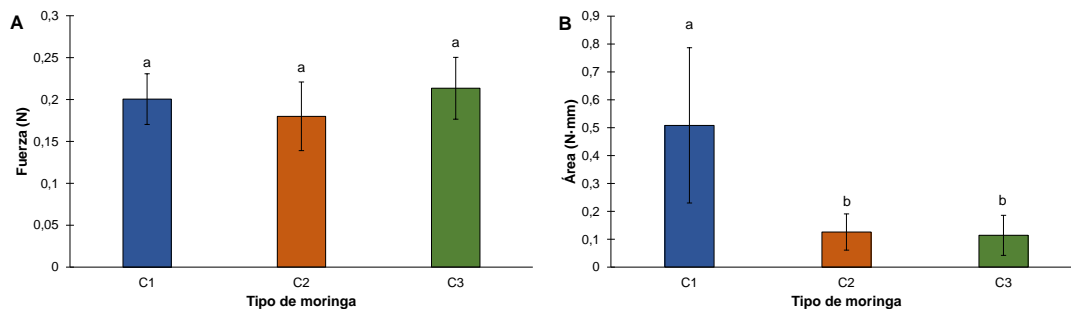


Figura 4. (A) Fuerza máxima (N) y (B) área bajo la curva del ensayo de punción realizado a las hojas frescas de moringa estudiadas (C1: origen tailandés, C2: origen ghanés, C3: origen hindú). Letras iguales indican grupos homogéneos del ANOVA (n.s. 99%).

3.4 Contenido aminoácidos

Dado que en la bibliografía no se encontraron referencias del análisis de aminoácidos utilizando el kit que se ha descrito en materiales y métodos, la puesta a punto del método resultó laboriosa. Por ello, el contenido de aminoácidos sólo se analizó en el polvo de hojas secas de moringa, puesto que cuando se tuvo a punto el método ya no se disponía de hojas frescas.

En la Figura 5 se muestra un ejemplo de cromatograma de la muestra de polvo de hoja seca de moringa C1 en el que se pueden identificar los aminoácidos registrados en esta matriz de acuerdo con la Tabla 1.

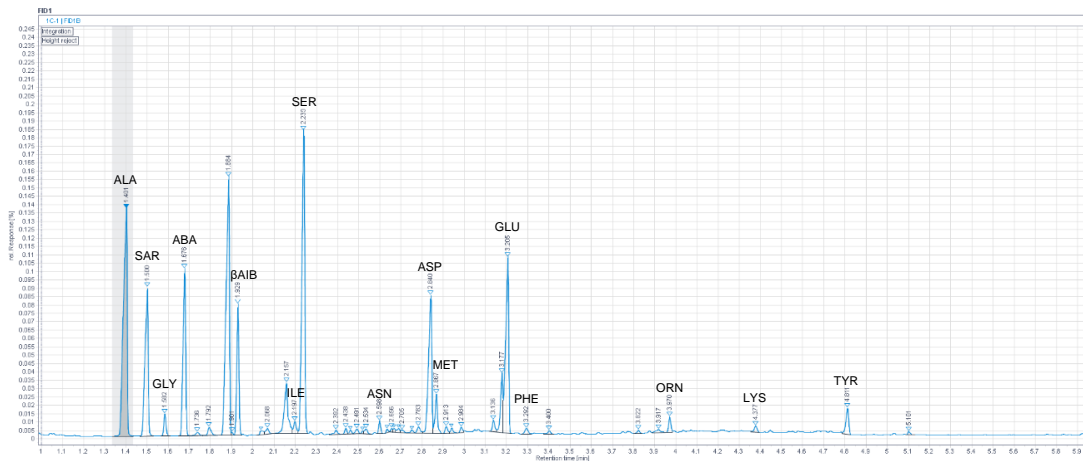


Figura 5. Ejemplo del cromatograma obtenido de una muestra de polvo de hoja de moringa C1.

En la Figura 6 se muestra el contenido de aminoácidos en 100 g de polvo de moringa seca para los distintos tipos de muestra estudiados. Como puede observarse, los polvos de hoja seca de moringa son muy ricos en serina, ácido glutámico y alanina. Para los aminoácidos mayoritarios, no se encontraron diferencias significativas en las distintas muestras evaluadas. Sin embargo, en algunos minoritarios (treonina, asparagina y metionina) sí que hubo diferencias significativas según el origen.

En un estudio de moringa deshidratada realizado en Grecia (Lalas et al., 2017) se obtuvieron los mayores valores para los aminoácidos ácido glutámico (268 mg/100g hoja), metionina (221 mg/100g hoja) y leucina (211 mg/100g hoja). Por otra parte, en otro estudio realizado en hoja seca los aminoácidos mayoritarios fueron la alanina (3,033%), el ácido glutámico (2,53%), la tirosina (2,65%), la arginina (1,78%) y la lisina (1,637%) (Moyo et al., 2011). Comparando estos resultados con los obtenidos en este estudio, el valor de ácido glutámico fue del mismo orden (301 ± 51 mg/100g hoja). Sin embargo, cabe destacar el alto contenido en serina en las muestras analizadas en este trabajo (373 ± 79 mg/100 g de hoja) en comparación con los valores obtenidos en los estudios citados (90,2 mg/100g hoja y 1,087%, respectivamente). En el caso de la alanina la media de las tres moringas fue de 248 ± 9 mg/100 g de hoja, sin que hubiera tampoco diferencias significativas entre las muestras, siendo superior al reportado por Lalas et al., 2017 (121.2 mg/100g hoja) e inferior al de Moyo et al., 2011.

En base a estos resultados, parece ser que las condiciones de cultivo (características del suelo, climatología, etc...) influyen en la composición de aminoácidos de la moringa, aunque no parece que las prácticas culturales en las plantas destinadas a fomentar la producción de hoja o de vaina afecten a este perfil.

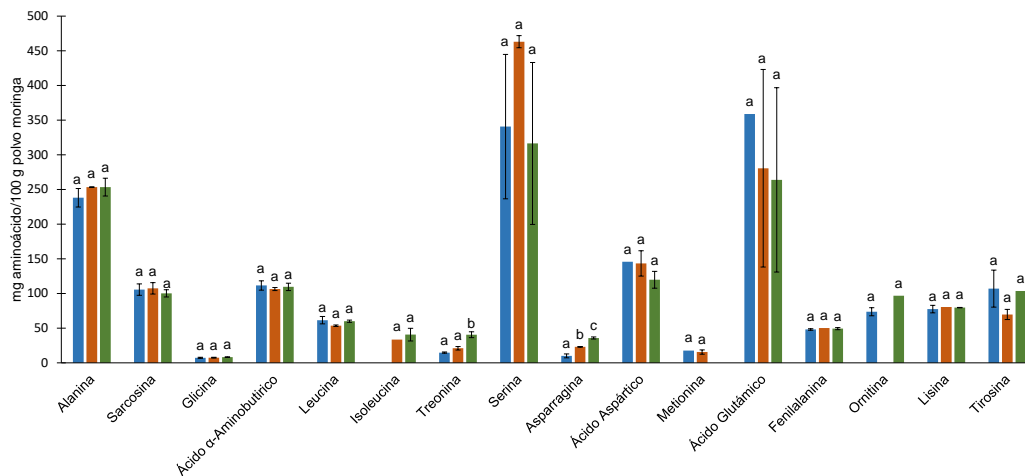


Figura 6. Contenido en aminoácidos del polvo de hojas secas de moringa C1 (barra azul u origen tailandés), C2 (barra naranja u origen ghanés) y C3 (barra verde u origen hindú). Letras iguales para el mismo aminoácido representan a los grupos homogéneos según el ANOVA (n.s. 99%)

4. CONCLUSIONES

Las hojas frescas de moringa estudiadas procedentes de semillas de diferente origen y con prácticas culturales diferentes no presentaron diferencias significativas en las propiedades ópticas y mecánicas. Una vez deshidratadas, los polvos obtenidos tampoco presentaron diferencias significativas en el perfil de aminoácidos, siendo los más abundantes la serina, el ácido glutámico y la alanina. Sin embargo, las plantas destinadas a la producción de hoja de origen ghanés (C2) tuvieron mayor capacidad antioxidante. Además, el polvo de moringa mostró mayor pureza de color que las hojas frescas debido al efecto de la etapa de secado que provoca una tendencia hacia colores más amarillentos por la pérdida de clorofila, aunque persiste la coloración verdosa.

5. REFERENCIAS

- Aderinola, T. A., Alashi, A. M., Nwachukwu, I. D., Fagbemi, T. N., Enujiugha, V. N., & Aluko, R. E. (2020). In vitro digestibility, structural and functional properties of Moringa oleifera seed proteins. *Food Hydrocolloids*, 101, 105574. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.105574>
- Alain Mune Mune, M., Nyobe, E. C., Bakwo Bassogog, C., & Minka, S. R. (2016). A comparison on the nutritional quality of proteins from Moringa oleifera leaves and seeds. *Cogent Food & Agriculture*, 2(1), 1213618. <https://doi.org/10.1080/23311932.2016.1213618>
- Amaglo, N. K., Bennett, R. N., Lo Curto, R. B., Rosa, E. A. S., Lo Turco, V., Giuffrida, A., Curto,



- A. Lo, Crea, F., & Timpo, G. M. (2010). Profiling selected phytochemicals and nutrients in different tissues of the multipurpose tree *Moringa oleifera* L., grown in Ghana. *Food Chemistry*, 122(4), 1047–1054. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.03.073>
- Anwar, F., Latif, S., Ashraf, M., & Gilani, A. H. (2007). *Moringa oleifera*: a food plant with multiple medicinal uses. *Phytotherapy Research*, 21(1), 17–25. <https://doi.org/10.1002/ptr.2023>
- Ariful Alam, M., Jahangir Alam, M., Abdul Hakim, M., Obidul Huq, A., Obidul Huq, A. K., & Golam Moktadir, S. M. (2014). Development of Fiber Enriched Herbal Biscuits: A Preliminary Study on Sensory Evaluation and chemical Composition. *International Journal of Nutrition and Food Sciences*, 3(4), 246–250. <https://doi.org/10.11648/j.ijnfs.20140304.13>
- Arise, A. K., Arise, R. O., Sanusi, M. O., Esan, O. T., & Oyeyinka, S. A. (2014). Effect of *Moringa oleifera* flower fortification on the nutritional quality and sensory properties of weaning food. In *Croat. J. Food Sci. Technol* (Vol. 6, Issue 2). Prehrambeno-tehnološki fakultet Osijek.
- Babayeju, A. A., Gbadebo, C. T., Obalowu, M. A., Otunola, G. A., Nmom, I. O., & Kayode, R. (2014). Comparison of Organoleptic Properties of Egusi and Efo Riro Soup Blends Produced with *Moringa* and Spinach Leaves. *Food Science and Quality Management*, 28, 15–18. www.iiste.org
- Bautista-Villarreal, M., Nuñez-González, A., Amaya-Guerra, C., Báez-González, J., Espinoza-Mata, A., Rodríguez-Arzave, A., Miranda-Velázquez, L., Castañeda-Garza, E., & Cárdena-Ávila, M. (2016). INFLUENCIA DEL TIPO Y TIEMPO DE COCCIÓN EN LA DEGRADACIÓN DE CLOROFILA EN HORTALIZAS. *Investigación y Desarrollo En Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 1(1), 411–416.
- Benhammouche, T., Melo, A., Martins, Z., Faria, M. A., Pinho, S. C. M., Ferreira, I. M. L. P. V. O., & Zaidi, F. (2021). Nutritional quality of protein concentrates from *Moringa Oleifera* leaves and in vitro digestibility. *Food Chemistry*, 348, 128858. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.128858>
- Bennett, R. N., Mellon, F. A., Foidl, N., Pratt, J. H., Dupont, M. S., Perkins, L., & Kroon, P. A. (2003). Profiling glucosinolates and phenolics in vegetative and reproductive tissues of the multi-purpose trees *Moringa oleifera* L. (Horseradish tree) and *Moringa stenopetala* L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(12), 3546–3553. <https://doi.org/10.1021/jf0211480>
- Bocarando-Guzmán, M. D., Ríos-Corripio, M. A., Hernández-Cázares, A. S., Gómez-Merino, F. C., & Servín-Juárez, R. (2020). Caracterización de la oferta de moringa (*Moringa oleifera* Lam.) en México. *Agro Productividad*, 13(2), 3–8. <https://doi.org/10.32854/agrop.vi0.1483>
- Chinma, C. E., Abu, J. O., & Akoma, S. N. (2014). Effect of Germinated Tigernut and *Moringa* Flour Blends on the Quality of Wheat-Based Bread. *Journal of Food Processing and Preservation*, 38(2), 721–727. <https://doi.org/10.1111/jfpp.12023>
- Chitiyo, S. T., Ncube, B., Ndhlala, A. R., & Tsvuura, Z. (2021). Biochemical responses of *Moringa oleifera* Lam. plants to graded moisture deficit. *South African Journal of Botany*, 138, 41–49. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.12.003>
- Cuellar-Nuñez, M. L., Luzardo-Ocampo, I., Campos-Vega, R., Gallegos-Corona, M. A., González de Mejía, E., & Loarca-Piña, G. (2018). 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*, 105, 159–168. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.11.004>
- Espinosa-Pardo, F. A., Savoie, R., Subra-Paternault, P., & Harscoat-Schiavo, C. (2020). Oil and protein recovery from corn germ: Extraction yield, composition and protein functionality. *Food and Bioproducts Processing*, 120, 131–142. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2020.01.002>
- Fahey, J. W. (2005). *Moringa oleifera*: A Review of the Medical Evidence for Its Nutritional, Therapeutic, and Prophylactic Properties. Part 1. <http://www.tfljournal.org/article.php/20051201124931586>
- Fernández-Segovia, I., Lerma-García, M. J., Fuentes, A., & Barat, J. M. (2018).

- Characterization of Spanish powdered seaweeds: Composition, antioxidant capacity and technological properties. *Food Research International*, 111(May), 212–219. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.05.037>
- Gidamis, A. B., Panga, J. T., Sarwatt, S. V., Chove, B. E., & Shayo, N. B. (2003). Nutrient and antinutrient contents in raw and cooked young leaves and immature pods of Moringa Oleifera, Lam. *Ecology of Food and Nutrition*, 42(6), 399–411. <https://doi.org/10.1080/03670240390268857>
- Gil, F., Ortolá, M. D., & Rubio-Arreaez, S. (2019). *CARACTERIZACIÓN DE HOJAS DE MORINGA Y OPTIMIZACIÓN DEL SECADO POR AIRE CALIENTE*. Universidad Politecnica de Valencia.
- Görgüç, A., Bircan, C., & Yılmaz, F. M. (2019). Sesame bran as an unexploited by-product: Effect of enzyme and ultrasound-assisted extraction on the recovery of protein and antioxidant compounds. *Food Chemistry*, 283, 637–645. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.01.077>
- Hekmat, S., Morgan, K., Soltani, M., & Gough, R. (2015). Sensory evaluation of locally-grown fruit purees and inulin fibre on probiotic yogurt in Mwanza, Tanzania and the microbial analysis of probiotic yogurt fortified with Moringa oleifera. *Journal of Health, Population and Nutrition*, 33(1), 60–67. <https://doi.org/10.3329/jhpn.v33i1.3195>
- Horwitz, W. (2000). *Official methods of analysis of AOAC International 17th ed.* (AOAC, USA).
- Karim, O., Kayode, R., Oyeyinka, S., & Oyeyinka, A. (2015). PHYSICO-CHEMICAL PROPERTIES OF STIFF DOUGH “AMALA” PREPARED FROM PLANTAIN (MUSA PARADISCA) FLOUR AND MORINGA (MORINGA OLEIFERA) LEAF POWDER. In *Hrana u zdravlju i bolesti : znanstveno-stručni časopis za nutricionizam i dijetetiku* (Vol. 4, Issue 1). Farmaceutski fakultet Univerziteta u Tuzli i Prehrambeno-tehnološki fakultet Sveučilišta J. J. Strossmayera u Osijeku.
- Kolawole, F., Balogun, M., Opaleke, D., & Amali, H. (2013). An Evaluation of Nutritional and Sensory Qualities of Wheat -Moringa Cake. *Agrosearch*, 13(1), 87. <https://doi.org/10.4314/agrosh.v13i1.9>
- Lalas, S., Athanasiadis, V., Karageorgou, I., Batra, G., Nanos, G. D., & Makris, D. P. (2017). Nutritional Characterization of Leaves and Herbal Tea of Moringa oleifera Cultivated in Greece. *Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants*, 23(4), 320–333. <https://doi.org/10.1080/10496475.2017.1334163>
- McCarty, M. F., Barroso-Aranda, J., & Contreras, F. (2009). The low-methionine content of vegan diets may make methionine restriction feasible as a life extension strategy. *Medical Hypotheses*, 72(2), 125–128. <https://doi.org/10.1016/j.mehy.2008.07.044>
- Moyo, B., Masika, P. J., Hugo, A., & Muchenje, V. (2011). Nutritional characterization of Moringa (Moringa oleifera Lam.) leaves. *African Journal of Biotechnology*, 10(60), 12925–12933. <https://doi.org/10.5897/ajb10.1599>
- Nouman, W., Anwar, F., Gull, T., Newton, A., Rosa, E., & Domínguez-Perles, R. (2016). Profiling of polyphenolics, nutrients and antioxidant potential of germplasm's leaves from seven cultivars of Moringa oleifera Lam. *Industrial Crops and Products*, 83, 166–176. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.12.032>
- Nouman, W., Basra, S. M. A., Yasmeen, A., Gull, T., Hussain, S. B., Zubair, M., & Gul, R. (2014). Seed priming improves the emergence potential, growth and antioxidant system of Moringa oleifera under saline conditions. *Plant Growth Regulation*, 73(3), 267–278. <https://doi.org/10.1007/s10725-014-9887-y>
- Okuda, T., Baes, A. U., Nishijima, W., & Okada, M. (2001). Isolation and characterization of coagulant extracted from Moringa oleifera seed by salt solution. *Water Research*, 35(2), 405–410. [https://doi.org/10.1016/S0043-1354\(00\)00290-6](https://doi.org/10.1016/S0043-1354(00)00290-6)
- Peinado, I., Koutsidis, G., & Ames, J. (2016). Production of seafood flavour formulations from enzymatic hydrolysates of fish by-products. *LWT - Food Science and Technology*, 66, 444–452. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.09.025>
- Saini, R. K., Manoj, P., Shetty, N. P., Srinivasan, K., & Giridhar, P. (2014). Dietary iron supplements and Moringa oleifera leaves influence the liver hepcidin messenger RNA expression and biochemical indices of iron status in rats. *Nutrition Research*, 34(7), 630–638. <https://doi.org/10.1016/j.nutres.2014.07.003>