

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**DEPARTAMENTO DE QUÍMICA AGRÍCOLA**



**ANÁLISIS BROMATOLÓGICO PROXIMAL Y DETERMINACIÓN DE MINERALES EN  
CÁLICES DE FLOR DE JAMAICA (*Hibiscus sabdariffa* L).**

Presentado por:

**Br. HILDA NOEMY ARRIOLA MORENO**

Requisito para optar al título de:

**INGENIERA AGROINDUSTRIAL**

Asesor:

**Lic. EMERSON GUSTAVO MARTÍNEZ HERNÁNDEZ**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, FEBRERO 2023**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

Rector

**Lic. M.Sc. ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO**

Secretario General

**Lic. M.Sc. FRANCISCO ANTONIO ALARCÓN SANDOVAL**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**

Decano

**Dr. FRANCISCO LARA ASCENCIO**

Vicedecano

**Ing. LUDWING VLADIMIR LEYTON BARRIENTOS**

Secretario

**Ing. BALMORE MARTÍNEZ SIERRA**

Jefe de Departamento de Química Agrícola

Docente Director

**Lic. EMERSON GUSTAVO MARTÍNEZ HERNÁNDEZ**

Coordinador General de Procesos de Graduación

**Ing. M.Sc. JUAN MILTON FLORES TENSOS**

## ÍNDICE GENERAL

<b>Contenido</b>	<b>Pág.</b>
1. RESUMEN	3
2. INTRODUCCIÓN	4
3. OBJETIVOS	5
3.1. Objetivo General	5
3.2. Objetivos Específicos	5
4. MARCO TEÓRICO	6
4.1. Antecedentes	6
4.2. Localización	6
4.3 Hibiscus Safdarifa	6
4.3.1 Descripción botánica	7
4.3.1.1 Taxonomía	7
4.3.1.2 Planta	7
4.3.1.3 Tallos y hojas	7
4.3.1.4 Flores y Frutos	8
4.3.1.5 Raíz	9
4.3.2. Hábitat	9
4.3.3. Siembra, Floración y Fructificación	9
4.3.4. Cosecha de la flor de Jamaica	9
4.3.5. Rendimiento de la flor de Jamaica	10
4.3.6. Variedades	10
4.4 Valor Nutricional de las flores de jamaica	10

4.5. Características químicas y nutricionales de la flor de Jamaica	11
4.5.1. Características Químicas	11
4.5.2. Características nutricionales	12
4.6. Usos de la flor de Jamaica	12
4.7. La Flor de Jamaica en la Agroindustria	13
4.8. Análisis Bromatológico Proximal	13
4.9. Determinación de Minerales	14
4.10. Acerca del INCAP	15
5. METODOLOGÍA	16
5.1. Metodología de campo	16
5.1.2. Obtención de las muestras	16
5.2. Metodología de laboratorio	16
5.2.1. Análisis Bromatológico Proximal	17
5.2.1.1. Determinación de Humedad Parcial (Método AOAC 930.15)	17
5.2.1.2. Determinación de Humedad Total (Método AOAC 925.09)	17
5.2.1.3. Determinación de Cenizas (Método AOAC 942.05)	18
5.2.1.4. Solubilización de ceniza	18
5.2.1.5. Determinación de extracto etéreo o grasa total (método Soxleth)	19
5.2.1.6. Determinación de proteína cruda (Método de Kjeldahl)	20
5.2.1.7. Determinación de Fibra Cruda (Método ANKOM)	21
5.2.1.8. Determinación de fósforo	22
5.2.2. Análisis del contenido de minerales por el método de espectrofotometría (Método AOAC 985.35)	23

5.2.2.5.	Determinación de Calcio	23
5.2.2.6.	Determinación de Magnesio	23
5.2.2.7.	Determinación de Hierro	23
5.2.2.8.	Determinación de Zinc	23
5.2.2.9.	Determinación de Sodio	24
5.2.2.10.	Determinación de Potasio	24
6.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	25
6.1.	Determinación del contenido de Humedad	25
6.2.	Determinación de materia seca	25
6.3.	Determinación de ceniza	26
6.4.	Determinación de Proteína	26
6.5.	Determinación de Extracto Etéreo	27
6.6.	Determinación de Fibra Cruda	27
6.7.	Determinación de Carbohidratos	28
6.8.	Determinación de Minerales	28
7.	CONCLUSIONES	31
8.	RECOMENDACIONES	32
9.	BIBLIOGRAFÍAS	33
10.	ANEXOS	40

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Contenido</b>	<b>Pág.</b>
Figura 1. Planta de jamaica en fructificación	7
Figura 2. Tallos y Hojas de <i>Hibiscus</i>	8
Figura 3. Flores y frutos de Jamaica	9

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Contenido</b>	<b>Pág.</b>
Cuadro 1. Clasificación taxonómica de jamaica.	7
Cuadro 2. Valor nutricional de jamaica.	10
Cuadro 3. Calculo promedio de humedad parcial y total.	25
Cuadro 4. Resultado de materia seca.	25
Cuadro 5. Resultado de la determinación de ceniza.	26
Cuadro 6. Resultado de proteína cruda.	26
Cuadro 7. Resultados obtenidos de la determinación de extracto etéreo.	27
Cuadro 8. Contenido de fibra cruda en la muestra.	27
Cuadro 9. Valor de carbohidratos resultantes de la muestra.	28
Cuadro 10. Resultados de la determinación de minerales.	28

## 1. RESUMEN

La investigación se realizó en el laboratorio de química de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, durante el periodo comprendido entre septiembre-diciembre del año 2021.

El objetivo de este estudio es determinar el análisis bromatológico proximal y cuantificación de minerales a tres muestras de flores de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L) procedentes de la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas. Considerando la gran relevancia que tiene el conocimiento de la composición química y contenido nutricional, es importante que la Estación Experimental de la Facultad de Ciencias Agronómicas cuente con dicha información, con el fin de generar las tablas de contenido nutricional que pueda publicarse en los productos envasados que ahí mismo se producen y comercializan.

Para ello las muestras fueron recolectadas, envasadas, codificadas y conducidas herméticamente (cadena de frío) al laboratorio de química de la facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, para ahí poder desarrollar los análisis correspondientes: análisis bromatológico proximal (%HP, %HT, %Cz, %EE, %PC, %FC Y %CT) y determinación de minerales (Ca, P, Mg, Fe, Na, K, Zn,).

Al comparar los resultados con los valores de referencia se pueden notar muchas variabilidades, debe tomarse en cuenta que los valores de referencia son generales y que pueden variar dependiendo de muchos factores, como: la variedad del cultivo, condiciones climáticas, asistencia agronómica y tipo de suelo. Por ejemplo, el resultado de proteína cruda de las muestras analizadas fue de 5.83 % comparado con un 7.20 % establecido en las tablas de alimentos del INCAP, y un resultado de extracto etéreo del 0.40 % comparado igualmente con un valor de referencia del 2.60%. Por otro lado, están los resultados de la determinación de minerales que de igual forma presentaron numerosas variaciones por ejemplo el resultado del Hierro fue de 21.08 mg/100 g con un valor de referencia del 9 mg/100 g.

## 2. INTRODUCCIÓN

La planta de Jamaica es semileñosa y fotoperiódica de origen asiático, actualmente no se producen cantidades importantes en El Salvador pero posee un alto potencial agroindustrial debido a los diversos usos y beneficios que poseen especialmente las flores de jamaica, la forma de cultivo de la flor de jamaica en el país es tradicional, muchas de las personas lo tipifican como una especie de planta que pueden sembrar en los jardines de sus casas o en terrenos cercanos a los hogares con fines de autoconsumo.

Los cálices de las flores, comúnmente solo llamados flores de jamaica, son las de mayor importancia comercial debido a que, a partir de estas se pueden obtener varios sub-productos como: vinos, jaleas, conservas, mermeladas y refrescos elaborados de manera industrial, según tradición y hábitos alimenticios de la población, aprovechando su sabor ácido característico.

El estudio está orientado a la determinación del análisis bromatológico proximal y determinación de minerales a tres muestras de flores de jamaica provenientes de la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, las cuales fueron cosechadas ahí mismo en el mes de noviembre del 2020, las muestras se encontraban deshidratadas y listas para su comercialización. Una vez obtenidas las muestras, fueron envasadas herméticamente y rotuladas para su posterior transportación al Laboratorio de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas, donde se realizó el análisis bromatológico y determinación de minerales, para proceder a comparar los resultados con tablas de referencia establecidos por el INCAP, y así general la tabla de contenido nutricional de las flores de jamaica.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. Objetivo General**

- Determinar el análisis bromatológico proximal y cuantificación de minerales a tres muestras de cálices de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L) procedentes de la Estación de Prácticas Experimentales de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

#### **3.2. Objetivos Específicos**

- Cuantificar el contenido de humedad, cenizas, proteína cruda, extracto etéreo, fibra cruda y carbohidratos a tres muestras de cálices de Jamaica.

- Cuantificar el contenido de sodio, potasio, calcio, magnesio, fósforo, hierro y zinc a tres muestras de cálices de Jamaica por el método de espectrofotometría de absorción atómica.

- Comparar los resultados obtenidos con las tablas de composición de alimentos del Instituto de Nutrición de Centroamérica y Panamá (INCAP).

## 4. MARCO TEÓRICO

### 4.1. Antecedentes

La Flor de Jamaica, es un hibisco de la familia de las Malváceas, originario de África y Asia tropical. Debido a sus propiedades medicinales, su delicioso sabor y llamativo color, se cultiva con éxito en varias partes del mundo (Carvajal *et al.* 2006).

No se tiene un dato exacto de dónde y cuándo fue introducida la flor de jamaica en El Salvador, lo que se conoce es que fue traída a Centroamérica por los jamaicanos (por lo cual se conoce como “jamaica”). El cultivo de flor de jamaica es catalogado como no tradicional, existe muy poca producción del mismo, por lo cual aparece integrado en las cuentas nacionales en el apartado de infusiones (Martínez *et al.* 2007).

Gran parte de la existencia de este producto en los supermercados es importada desde Guatemala, que, junto con México, son los países productores que más información presenta sobre el cultivo de esta planta (Martínez *et al.* 2007).

### 4.2. Localización

La Jamaica *Hibiscus sabdariffa* L. es originaria de la región tropical de África, desde Egipto y Sudán hasta Senegal, incluye a Malawi, Mozambique, Zambia y Zimbabue. Por sus propiedades medicinales, nutraceútics y rusticidad de la planta se ha distribuido a otras regiones tropicales del mundo, como son: México, América Central, América del Sur y el Sureste Asiático; en algunos de estos lugares ha alcanzado gran importancia económica (Ariza *et al.* 2017).

### 4.3 Hibiscus Saffdarifa

Su nombre se deriva del griego “*hibiscos*” que significa malvavisco común, o también conocida en algunos otros lugares como: cáliz de Jamaica, flor de Jamaica, rosa de Jamaica o rosa de abisinia (Carillo 2012).

### 4.3.1. Descripción botánica

#### 4.3.1.1. Taxonomía

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de la flor de jamaica.

División	Magnoliophita
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Dilleniidae
Orden	Malvales
Familia	Malvaceae
Género	<i>Hibiscus</i>
Especie	<i>H. sabdariffa</i> L

Fuente: Adaptado de Díaz (2010).

**4.3.1.2. Planta.** Herbácea anual que puede alcanzar uno o dos metros de altura con ramificaciones, de exposición directa al sol y por muchas horas al día. Es semileñosa, de sistema radicular esparcido y poco profundo. Su tallo es rojo, cilíndrico, liso y suave (Carillo 2012).



Figura 1. Planta de jamaica en fructificación (Bautista 2020).

**4.3.1.3. Tallos y hojas.** La planta de jamaica desarrolla tallos erectos que van desde el color marrón a rojizos oscuros, estos pueden superar los dos metros y medio de altura y estar algo ramificados.

Las hojas son verdosas por arriba y amarillentas por bajo; alternas, lisas, con peciolo largos y erguidos, llevando una glandulita en el nacimiento de la nervadura dorsal provisto de estípulas filiformes (figura 2). Están compuestas de tres lóbulos oval-lanceolados, siendo el central mucho más largo. Las hojas situadas en la parte inferior son simples, ovales y más pequeñas, todas son flexibles, dentadas, con nervaduras principales de color rojo y su sabor es ácido, ligeramente astringente (Urbina 2009).



Figura 2. Tallos y Hojas de *Hibiscus* (ICTA 2022)

**4.3.1.4. Flores y frutos.** Las flores surgen individuales de las axilas de los tallos y son sostenidas por pedicelos muy cortos. El cáliz floral posee una coloración rojiza que distingue a la especie y es muy carnosos. Cada flor posee cinco pétalos rosáceos que se disponen en una forma ligeramente tubular. La garganta floral es rojiza y en el centro de la flor se encuentran las estructuras reproductoras con estambres con anteras amarillas y un estigma pentalobulado de color rojo oscuro (Chavarría 2012).

Hidalgo en su trabajo del 2013, presento que los frutos son globosos y presentan cinco cavidades que contienen numerosas semillas pardas en su interior. Cuando maduran, estos abren para dejar caer las semillas al sustrato. Luego de una fructificación abundante, los tallos comienzan a marchitarse hasta que la planta muere. El cultivo de esta planta debe renovarse todos los años.



Figura 3. Cálices y frutos de la flor de Jamaica (Carrillo 2012)

**4.3.1.5. Raíz.** La raíz pivotante, coriácea, grisácea e inodora.

**4.3.2. Hábitat.** Este cultivo por lo regular se desarrolla en climas cálidos, secos subtropicales, montañosos, de matorral espinoso. Requiere de poca humedad y mucha luz solar. Se adapta a una gran variedad de suelos, ya que es un cultivo poco exigente, pero es más productivo en suelos de colores rojos y profundos. Debe evitarse su cultivo en suelos susceptibles de inundaciones (Herrera 2021).

**4.3.3. Siembra, Floración y Fructificación.** Se realiza entre los meses de junio- agosto, se depositan de cuatro a seis semillas por golpe a una distancia de 50 cm hasta un metro según la variedad, deben de estar distribuidos por surcos, la distancia entre surcos debe ser de un metro. En algunas zonas productoras se siembran en viveros y se trasplantan al campo cuando cuenta con una altura entre ocho a diez cm. La cosecha se realiza cuando la planta inicia la maduración. Su ciclo es de seis a siete meses; se siembra en junio, florece en octubre y se cosecha entre diciembre y enero. Es un cultivo de temporada cuyo producto se encuentra disponible todo el año (Cisneros 2022).

**4.3.4. Cosecha de la flor de Jamaica.** Carrillo en su trabajo del 2012, indicó que la cosecha se realiza a los quince días una vez que la planta florece.

**4.3.5. Rendimiento de la flor de Jamaica.** En forma general, se puede decir que en el rendimiento de las flores se pierde un 90% del peso en el proceso de deshidratado, por lo que para obtener un kilo de Jamaica se necesitan 10 kilos de cálices húmedos.

**4.3.6. Variedades.** Chavarría (2012) indica que a nivel internacional se distinguen, seis variedades de plantas de jamaica, destacándose:

- Variedad sudán
- Variedad china o morada
- Variedad roja (larga y corta/ América)
- Variedad negra gigante (nigeriana)
- Variedad morada gigante (tailandesa)
- Variedad no ácida (Vietnam)

#### 4.4. Valor Nutricional de las flores de jamaica

A continuación, en el cuadro 2, se muestra el contenido nutricional de 100 g de flores de jamaica en base seca, descritos por el INCAP (Instituto de Nutricio de Centro América y Panamá), y de otros autores que se tomaron en cuenta ya que algunos elementos no tenían valor de referencia en las tablas del INCAP.

**Cuadro 2. Valor nutricional de la flor de jamaica.**

Valor nutricional por cada 100 g de cálices de jamaica		
Parámetro	Datos del INCAP	Datos de otros autores
Agua	9.20 %	
Energía	304 Kcal	
Proteína	7.20 %	5.8 %**
Grasa Total	2.60 %	0.50%***
Carbohidratos	74.10 %	
Fibra		10.07%****
Ceniza	6.9 %	9%**
Calcio	659 mg	
Magnesio		51.0 mg*

<b>Fósforo</b>	273 mg	
<b>Zinc</b>		6.5 mg*
<b>Sodio</b>		6.0 mg*
<b>Potasio</b>		2,060 mg*
<b>Hierro</b>	9 mg	
<b>Tiamina</b>	0.12 mg	
<b>Riboflavina</b>	0.28 mg	
<b>Niacina</b>	3.8 mg	
<b>Vitamina C</b>	7 mg	
<b>Fracción Comestible</b>	1 %	

Fuente: Adaptado de INCAP (2012).

\*\*Valores del USDA expresados en mg/100 g de muestra

\*\* Valores de Ariza *et al.* 2017.

\*\*\* Valores de Carrillo 2012.

\*\*\*\* Valores de Duarte *et al.* 2016.

## 4.5. Características químicas y nutricionales de la flor de Jamaica

**4.5.1. Características Químicas.** Las flores contienen un alto contenido de ácidos orgánicos, tales como: el ácido málico, tartárico, y el cítrico. Las flores de jamaica tienen dos pigmentos: la hibiscina y la gositina que son usados como de base natural para jarabes y licores de color. Los pigmentos esenciales de la planta son: las antocianinas, la cianidina y el glucósido que poseen propiedades antioxidantes y que no muestran características mutagénicas ni tóxicas (Castañeda *et al.* 2014).

Los cálices secos contienen los flavonoides de gositina, hibiscina y sabdaretine. El pigmento principal, anteriormente reportado como hibiscina, ha sido identificado como Daphniphyllu, que contiene pequeñas cantidades de myrtillin (delfinidina 3-monoglucósido), Chrysanthenin (cianidina 3-monoglucósido), junto con la delfinidina que también está presente (Zavaleta *et al.* 2005).

Las semillas de esta planta son una buena fuente de antioxidantes solubles en lípidos, especialmente de gamma-tocoferol. Aparte de las antocianinas, posee otros componentes químicos, algunos de los más importantes incluyen los alcaloides, y la quercetina.

**4.5.2. Características nutricionales.** La flor de Jamaica tiene una variedad de efectos positivos sobre la salud humana. Se sabe que las flores de Jamaica son ricas en una variedad de compuestos nutraceuticos como las antocianinas y procianidinas, fuertes antioxidantes que son la causa del color rojo intenso. Además, la flor de Jamaica tiene un contenido significativo de las vitaminas A y C, una gran cantidad de minerales, ácido cítrico y málico entre muchos otros componentes. Los antioxidantes que se encuentran en la Jamaica hacen de ella un alimento que puede ayudar a combatir varias enfermedades (Sáyago *et al.* 2010).

Aunque la flor de Jamaica tiene bien documentado efectos hipotensores, tiene uno de los niveles más altos de antioxidantes que cualquier otro alimento ampliamente disponible; se ha demostrado en varios estudios que los antioxidantes ayudan a mejorar la producción de óxido nítrico en el cuerpo (Carrizo *et al.* 1998), reduciendo la presión arterial y los lípidos oxidados.

Los antioxidantes también reducen la promoción del cáncer en varios estudios (NCI 2017), y las plantas que contienen grandes cantidades de antioxidantes son estudiadas regularmente por sus efectos contra diversos tipos de cáncer conocidos (Gallego 2016), los cuales promueven una buena salud ya que permiten un equilibrio oxidativo (Sáyago *et al.* 2010).

Una revisión reciente afirma que los extractos esenciales de flor de Jamaica muestran incidencia positiva contra la aterosclerosis, enfermedad hepática, el cáncer, la diabetes y otros síndromes metabólicos (Sáyago *et al.* 2010).

#### **4.6. Usos de la flor de Jamaica**

Las aplicaciones de la flor de Jamaica son diversas; se usa en la elaboración de colorantes alimenticios para jugos, mermeladas, vino, salsas y también para producir colorantes textiles. Las propiedades de la flor de Jamaica pueden tener fines decorativos, industriales o comestibles, pueden disfrutarse en sopas, ensaladas, té o agua fresca. De cualquier manera, se trata de una flor llena de beneficios y especialmente es importante para la salud. Se comercializa como pulpa, cálices deshidratados y como concentrados para exportación,

también tiene propiedad oleaginosa, sirve como estabilizante de bebidas carbonatadas, aceites y colorantes comestibles (Gonzales 2015).

#### **4.7. La Flor de Jamaica en la Agroindustria**

Empresas de capital salvadoreño incursionan en el procesamiento de productos relacionados con al cultivo de flor de jamaica, como lo son concentrado y refresco; dichos productos son elaborados de forma artesanal. Por ende, las operaciones que se encuentran relacionadas con su procesamiento, no están estandarizadas y no son capaces de garantizar el control de parámetros que aseguren la reproducción homogénea de los productos con respecto a sus propiedades organolépticas. Así mismo, el establecimiento, control y seguimiento de parámetros que se establezcan en el proceso permitan garantizar la inocuidad (Enríquez *et al.* 2017)

#### **4.8. Análisis Bromatológico Proximal**

El análisis de alimentos es la disciplina que se ocupa del desarrollo, uso y estudio de los procedimientos analíticos para evaluar las características de los alimentos y de sus componentes. Esta información es crítica para el entendimiento de los factores que determinan las propiedades de los alimentos, así como la habilidad para producir alimentos que sean seguros, nutritivos y deseables para el consumidor (García *et al.* 2013).

Se denomina Análisis Bromatológico Proximal, al conjunto de determinaciones que describen la composición nutritiva de una sustancia alimenticia y comprende las determinaciones de: humedad o sustancias volátiles a 100 °C, extracto etéreo o grasa bruta, cenizas o material mineral, fibra cruda, proteína bruta y carbohidratos (García *et al.* 2013).

Este análisis fue ideado en la estación experimental agrícola de Weende a mediados del siglo XIX, como metodología para caracterizar alimentos para animales y si bien es cierto que esta es su principal aplicación, su uso se ha extendido a prácticamente todas las sustancias alimenticias que puedan reducirse al estado de harina (García *et al.* 2013).

Las determinaciones de análisis bromatológico se aplican a los materiales que se usarán para formular una dieta como fuente de proteína o de energía y a los alimentos terminados, como un control para verificar que cumplan con las especificaciones o requerimientos establecidos durante la formulación (FAO 2015).

#### **4.9. Determinación de Minerales**

Las determinaciones de los minerales en las diferentes muestras incluyen una amplia variedad de métodos. Los métodos más frecuentemente utilizados incluyen:

- Espectrofotometría
- Fluorometría
- Espectrometría de absorción atómica, -AAS- (atomic absorption spectrometry)
- Espectrometría de absorción atómica de llama, -FAAS- (flame atomic absorption spectrometry)
  - Espectrometría de absorción atómica de horno de grafito, -GFAAS- (graphite furnace atomic absorption spectrometry)
  - Espectrometría de absorción atómica por generación de hidruros, -HGAAS- (hydride generation atomic absorption spectrometry)
  - Espectrometría de emisión atómica de plasma acoplado inductivamente, ICP-AES- (inductively coupled plasma atomic emission spectrometry)
  - Espectrometría de masa de plasma acoplado Inductivamente, -ICP- MS- (inductively coupled plasma mass spectrometry)

La elección del método analítico, por lo general, depende de la instrumentación disponible, la experiencia del laboratorio y los niveles de concentración del analito (FAO 2015).

#### **4.10. INCAP**

El Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá, es el Organismo especializado en alimentación y nutrición del Sistema de Integración Centroamericana (SICA). Fue fundado el 14 de septiembre de 1949, con sede en Guatemala y oficinas en cada uno de sus Estados Miembros (países centroamericanos, Panamá y República Dominicana) (INCAP 2022).

Su misión: Apoyar los esfuerzos de los Estados Miembros, brindando cooperación técnica para alcanzar y mantener la seguridad alimentaria nutricional de sus poblaciones, mediante sus funciones básicas de: investigación, información y comunicación, asistencia técnica, formación y desarrollo de recursos humanos y movilización de recursos financieros y no financieros (INCAP 2022).

Su visión: En el marco de la integración Centroamericana es ser una institución líder, auto-sostenible y permanente en el campo de alimentación y nutrición en Centroamérica y más allá de sus fronteras (INCAP 2022).

El INCAP, también es encargado de generar diversos tipos de información, para poder servir de referencia a otras investigaciones, por ejemplo, cuenta con tablas de referencia del contenido nutricional de una gran cantidad de productos alimenticios regionales, es de ahí de donde se tomaron los valores de referencia para la flor de jamaica en este estudio.

## 5. METODOLOGÍA

### 5.1. Metodología de campo

**5.1.2. Obtención de las muestras.** Las muestras de flores de jamaica fueron obtenidas de la Estación Experimental y de Prácticas de la Universidad de El Salvador; ubicado en el municipio de San Luis Talpa, La Libertad; cuyas coordenadas geográficas son 13°28'28.7"N 89°05'46.0"W, el día nueve de septiembre del año 2021. Se obtuvieron tres muestras diferentes con el objetivo de hacer más representativo el estudio.

Las muestras fueron tomadas de la bodega (o reserva) de la planta de procesamiento y corresponden a la cosecha 2020. Las muestras se encontraban deshidratadas y envasadas listas para su comercialización. Para mayor seguridad las bolsas con muestras fueron colocadas dentro de bolsas ziploc para su posterior transporte, evitando humedad o que estas entren en contacto con otras muestras, para así evitar una contaminación cruzada (anexo 1).

Una vez en el laboratorio, las muestras se guardaron en un desecador para su posterior análisis.

### 5.2. Metodología de laboratorio

Los análisis químicos respectivos se realizaron en el laboratorio de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, ubicado en la ciudad universitaria, final 25ª Avenida Norte, San Salvador, El Salvador; con coordenadas geográficas 13°43'5.88" N, 89°12'11.16" O.

### 5.2.1. Análisis Bromatológico Proximal

**5.2.1.1. Determinación de Humedad Parcial (Método AOAC 930.15).** Se utilizó un método gravimétrico por volatilización, en el cual se procedió a homogenizar bien las muestras y colocar aproximadamente 100 gramos de cada una de las muestras en una bandeja de aluminio de 20 x 20 cm, para posteriormente ser colocadas en una estufa de aire reforzada a 70° C (Anexo 1), donde permanecieron durante 24 horas. Una vez transcurrido el tiempo se verificó que las muestras tuvieran un secado uniforme y se retiraron las bandejas de la estufa con ayuda de pinzas y se colocaron dentro de un desecador por 30 minutos para su enfriamiento y conseguir una temperatura ambiente. Al cabo de ese tiempo, se prosiguió al pesado de las muestras, registro y análisis de datos, con ayuda de la siguiente fórmula matemática:

$$\% H = \frac{\text{Pérdida de peso}}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$

**5.2.1.2. Determinación de Humedad Total (Método AOAC 925.09).** Para este análisis también se utilizó un método gravimétrico por volatilización, y se inició con moler las muestras resultantes de la determinación de humedad parcial, el molido se realizó en una licuadora de acero inoxidable, evitando sobrecalentar la licuadora para procurar no descomponer las muestras por acción del calor, las muestras molidas se colocaron en bolsas plásticas previamente rotuladas.

Las cajas de aluminio a utilizar para este análisis se lavaron con agua y jabón y finalmente con agua destilada, se secaron con papel toalla y se rotularon (caja y tapa), posteriormente fueron calentadas en una estufa corriente durante un periodo de dos horas a 105°C, después se dejaron enfriar en un desecador por un periodo de dos horas. Una vez transcurrido el tiempo, se sacaron las cajas del desecador con ayuda de pinzas y se pesó alrededor de dos gramos de la muestra previamente molida en balanza analítica (Anexo 2).

Las cajas con la muestra se colocan destapadas dentro de la estufa de vacío, previamente calentada a 105°C y se dejan en la estufa por un periodo de cinco horas ajustando la presión a 100 mm de Hg y manteniendo la temperatura de vacío.

Al finalizar el procedimiento, se apagó la temperatura y el vacío y se esperó a que la puerta de la estufa abriera, usando siempre pinzas se retiraron las muestras y se taparon para ser introducida en un desecador por 30 minutos para su enfriamiento, y posterior pesado, y análisis de resultados con ayuda de la siguiente formula:

$$\% \text{ de HT} = \frac{\text{Pérdida de Peso}}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$

**5.2.1.3. Determinación de Cenizas (Método AOAC 942.05).** Para la determinación de la ceniza se pesó en un crisol más o menos dos gramos de muestra previamente molida y homogenizada resultante de la determinación de humedad parcial. Los crisoles con las muestras fueron colocados dentro de un horno de mufla programado para llegar a una temperatura de 550°C por dos horas (Anexo 3). Pasado el tiempo se abrió el horno hasta que se asegurase que se temperatura interior no sobrepasara los 70°C, finalmente se sacaron y pesaron los crisoles para obtener los resultados del análisis.

$$\% \text{ de Ceniza} = \frac{\text{Peso de ceniza}}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$

Dónde:

- Peso de la ceniza: Peso del crisol vacío - peso del crisol vacío
- Peso de la ceniza: peso del crisol con muestra después de incinerar – peso del crisol vacío

**5.2.1.4. Solubilización de ceniza.** Para la solubilización de ceniza se trabajó una digestión vía húmeda, donde a la muestra de ceniza se le agrego cinco ml de HCl concentrado (37%) y diez ml de agua destilada, seguidamente se puso a calentar en un hot plate cerca del punto de ebullición (T° entre 80-100°C) hasta evaporar el contenido a diez ml, evitando la ebullición y salpicaduras al exterior. A continuación, se agregó otros diez ml agua destilada

y se dejó a una temperatura de 90°C durante 15 minutos más, luego se enfrió y filtró con papel libre de cenizas (papel Whatman N° 42) (Anexo 4), se llevó a volumen la solución en el balón volumétrico de 100 ml para ser rotulado con su debida información y ser almacenado en refrigeración para preservar sus características y la posterior medición de minerales.

**5.2.1.5. Determinación de extracto etéreo o grasa total (método Soxhlet).** En este método se determinan las grasas y también otros compuestos como; las vitaminas liposolubles, pigmentos y carotenos.

Para este método se pesaron dos gramos de muestra (a la que se le determinó humedad total) sobre un papel filtro (Whatman N°1) y se dobló correctamente, colocando la muestra en un dedal de extracción limpio y seco, con su respectiva identificación y a continuación se colocó algodón encima, con la finalidad que el éter se distribuya uniformemente sobre la muestra. Seguidamente se colocó el dedal con la muestra en la corneta y se fijó bajo el condensador del aparato de extracción Soxhlet, posteriormente se armó la corneta de extracción con la muestra al balón y se agregó 200 ml de éter y se completó el armado del condensador (balón, corneta, condensador) (Anexo 5).

Finalmente se abrió la llave del agua que enfría el condensador y se encendieron los calentadores. Y se dejó por un periodo de aproximadamente de ocho horas, una vez transcurrido el tiempo se bajaron los balones de las placas de calentamiento y se secaron en una estufa a 100°C por 30 minutos, transcurrido el tiempo con unas pinzas se coloca en un desecador con silica gel por un espacio de 15 a 20 minutos para que enfríe y poder pesar y realizar los cálculos con la siguiente fórmula (AOAC 1956);

$$\% \text{ Extracto Etéreo} = \frac{\text{Peso de E.E.}}{\text{Peso de muestra}} \times 100$$

Donde:

- Peso de E.E. = (Peso de balón con extracto etéreo) – (Peso del balón vacío)
- Peso de la muestra = (Peso papel filtro más muestra) – (Peso del papel filtro vacío)

**5.2.1.6. Determinación de proteína cruda (Método de Kjeldahl).** Para obtener la cantidad de proteína cruda se utilizó el método Kjeldahl, cuyo método determina el contenido de nitrógeno presente en la muestra y luego este contenido de nitrógeno se multiplica por un factor que corresponde a cada muestra en estudio. Para el caso de las flores de jamaica se multiplico por el factor 6.25.

La realización de este método consta de tres fases: la digestión, destilación y titulación.

Para la digestión se inició pesando alrededor de 0.5 gramos de muestra para posteriormente ser colocada en un tubo tecator para micro Kjeldahl de 250 ml, seguidamente se agregó al mismo tubo seis ml de ácido sulfúrico concentrado (Anexo 15) y se agregó una mezcla de catalizador (sulfato de potasio y sulfato de cobre), luego se agitó la mezcla suavemente durante cinco minutos y se colocaron los tubos en el equipo de digestión de Kjeldahl. Una vez que la solución del tubo se tornó a verde azulada se retiraron los tubos de la placa de digestión y se enfriaron.

Para el proceso de destilación, se inició con agregar 80 ml de agua destilada a cada tubo, el cual ya había pasado por el proceso de digestión y se esperó a que se enfriasen, para luego ser colocados en el equipo de destilación. En un Erlenmeyer de 250 ml se colocaron 25 ml de la solución de ácido bórico al 4%, más indicadores (verde de bromocresol y rojo de metilo), y se colocó en el aparato de destilación (en este paso la solución es de color rojo). Agregar 60 ml de solución de hidróxido de sodio al 35 %. Recibir el destilado en el erlenmeyer de 250 ml el que debe estar en el aparato después de cinco minutos de trabajo del mismo (hasta que complete la destilación se observará un cambio de color del indicador de rojo a verde. Dejar enfriar el tubo por 10 a 15 minutos y luego retirar).

Para finalizar el último paso, que es la titulación, el destilado que se obtuvo en el proceso anterior se destilo con ácido clorhídrico 0.1 N, hasta que se dio el cambio de color del indicador (de verde a rojo) (Anexo 6) (AOAC 1956).

Para calcular el resultado de proteína cruda fue necesario hacer uso de las siguientes dos ecuaciones:

$$\% \text{ Nitrógeno} = (\text{Volumen de HCl en ml}) \times \text{N de HCl} \times 0.014 \times 100 / \text{Peso de muestra (g)}$$

$$\% \text{ de proteína cruda} = \% \text{ Nitrógeno} \times 6.25$$

**5.2.1.7. Determinación de Fibra Cruda (Método AOAC 991.42).** La Fibra cruda es la pérdida de masa que corresponde al residuo orgánico resultante de una digestión ácida y una alcalina.

Para la determinación de fibra cruda el proceso constó de dos fases:

Fase 1. Primera digestión (digestión ácida). Se inició con pesar aproximadamente un gramo de muestra desengrasada en la bolsa ANKOM F57, la cual previamente había sido numerada para su identificación, secada en estufa a 105 °C por una hora y enfriada en un desecador, posteriormente se sellaron las bolsas con ayuda del sellador y estas fueron colocadas en la cesta de digestión, se introdujeron las cestas con las muestras en el equipo de digestión, poniendo la pesa sobre la última canasta para mantener las canastas sumergidas en la solución de interés (Anexo 7). Posteriormente se agregaron dos litros de ácido sulfúrico 0.255 N a la cámara del digestor (teniendo cuidado que la válvula de drenaje esté en posición de cerrado) y se cerró la tapa del equipo. Se encendieron los botones de agitación y calentamiento del equipo y se dejó en digestión por un periodo de 45 min. La temperatura fue controlada automáticamente a 100°C. una vez transcurrido el tiempo se apagó el botón de calentamiento, dejando encendido el botón de agitación, para evitar que las cestas se peguen o quemen), luego se abrió la válvula de escape poco a poco y se drenó la cámara de digestión lentamente, antes de abrir la tapa del equipo y se procedió con agregar rápidamente dos litros de agua destilada caliente (90-100 °C) al equipo de digestión, se cerró la tapa y se enjuagó por cinco minutos, se drenó el agua y se repitió el mismo paso dos veces más.

Fase2. Segunda digestión (digestión alcalina). Se procede igual al procedimiento anterior solo que la solución a utilizar es Hidróxido de sodio (NaOH) al 0.3125 N, para luego agregar dos litros más de agua destilada caliente y enjuagar por cinco minutos, se repitió el mismo proceso tres veces más (la última lavada se hizo con agua destilada a temperatura ambiente, para poder manipular las bolsas), seguidamente se retiraron las bolsas con muestra del equipo presionándolas suavemente con la mano para eliminar el exceso de agua, a continuación se colocaron las bolsas en un frasco resistente a la acetona y cubrieron completamente con dicho solvente, todo esto el objetivo de disolver cualquier remanente que pueda interferir el análisis, se cerraron y pusieron los frascos en agitación constante durante diez minutos para luego ser retiradas del frasco con acetona y escurridas, presionando suavemente para eliminar el exceso de solvente, luego fueron colocadas en una charola y se dejaron en campana de extracción hasta que el olor a acetona desapareciera. Se sacaron las bolsas de la estufa y se dejaron enfriar en desecador o a temperatura ambiente para poder pesar y determinar el porcentaje de fibra cruda con ayuda de la expresión matemática siguiente (AOAC 1956):

$$\% \text{Fibra Cruda} = \frac{100 \times (W3 - W1)}{W2}$$

Donde:

W1= Peso de la bolsa

W2= Peso de la muestra

W3= Peso de la muestra después de digestión ácido/alcalina

**5.2.1.8. Determinación de fósforo.** (Método Espectrofotométrico visible), de las cenizas solubilizadas se tomaron cinco ml y se le agregaron dos ml de mezcla del reactivo (Vanadato-Molibdato de Amonio), se dejó en reposo durante 30 minutos y se procedió a realizar la lectura en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 420 nm (Anexo 8). Se utilizaron estándares de fósforo de 5 ppm, 10 ppm, 15 ppm y 20 ppm.

Para calcular la concentración de fósforo (ppm) en la muestra se utilizó la gráfica de Lambert y Beer y la expresión matemática siguiente:

Ley de Beer-Lambert:  $C_{mx} = \frac{(C_{std})(Abs_{mx})}{(Abs_{std})} \times FD$

Donde:

Cstd = concentración del estándar

Astb = lectura de absorbancia del estándar

Absmx = lectura de absorbancia obtenida en la muestra

FD = factor de dilución

### **5.2.2. Análisis del contenido de minerales (Método AOAC 985.35)**

**5.2.2.1. Determinación de Calcio.** Para la corrección del valor en la medición de la muestra se empleó un blanco y para preparar la muestra se pipeteó 25 ml de la solución de ceniza, se transfirió a un balón volumétrico de 100 ml, se adiciono seis ml de solución de lantano (50 g/L), se llevó a volumen con agua destilada y se colocó la muestra en el equipo de Absorción Atómica y leyó a una longitud de onda de 422.7 nm. Se utilizó soluciones estándar 0.3, 2.0, 3.0 y 6.0 ppm de Ca.

**5.2.2.2. Determinación de Magnesio.** Para la determinación de este mineral se preparó la muestra se pipeteando 25 ml de solución de ceniza, se transfirió a un balón volumétrico de 100 ml, se le adicionó 6 ml de solución de lantano (50 g/L), se llevó a volumen con agua destilada y se colocó la muestra en el equipo de Absorción Atómica y leyó a una longitud de onda de 485.2 nm. Se utilizaron soluciones estándar de 0.1, 0.25, 0.5 y 1.0 ppm de Mg.

**5.2.2.3. Determinación de Hierro.** Se realizó una primera dilución de 25 ml de la solución de ceniza, seis ml de solución de lantano (50 g/L) en 100 ml de agua destilada y una segunda dilución partiendo de la primera de dos ml en cinco ml de agua destilada y se colocó la muestra en el equipo de Absorción Atómica y leyó a una longitud de onda de 248.3 nm. Se utilizaron soluciones estándar 0.3, 2.0, 3.0 y 6.0 ppm de Fe.

**5.2.2.4. Determinación de Zinc.** Siguiendo el mismo proceso que para las determinaciones anteriores se prepara la muestra a partir de la solución de ceniza de 25 ml

en 100 ml de agua destilada y se leyó en el equipo de Absorción atómica a una longitud de onda de 213.85 nm. Se utilizaron soluciones estándar 0.05, 0.1, 0.5, y 1.0 ppm.

**5.2.2.5. Determinación de Sodio.** En esta etapa fue preciso realizar dos diluciones de cada muestra, la primera fue a partir de la solución de ceniza de 25 ml de la muestra en 100 ml de agua destilada, y para la segunda se necesitó tomar una alícuota de un ml de la solución antes preparada para ser diluida en diez ml de agua destilada, las soluciones estándares utilizadas fueron de 0.05, 0.1, 0.5 y 1.0 para posteriormente ser leídas en el equipo a una longitud de onda de 589.0 nm.

**5.2.2.6. Determinación de Potasio.** Para la determinación de este elemento se realizó el mismo proceso detallado anteriormente, con la diferencia que para la determinación de Potasio hubo la necesidad de preparar tres diluciones, la primera partiendo de la solución de ceniza, donde se tomó una alícuota 25 ml para posteriormente ser diluida en 100 ml de agua destilada, la segunda dilución se realizó a partir del resultado de esta y fue de un ml en diez ml de agua destilada y la tercera se realizó tomando un ml de esa solución y llevándolo a un volumen de diez ml con agua destilada, para este análisis se utilizaron soluciones estándares de 0.1, 0.25, 0.5 y 1.0 ppm y se leyeron a una longitud de onda de 766.5 nm.

## 6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1. Determinación del contenido de Humedad

Para la determinación de este factor se calculó primero el porcentaje de humedad parcial y el valor de la humedad total, el valor resultante se presenta en el siguiente cuadro (cuadro 3), seguido del valor de referencia descrito por el INCAP.

**Cuadro 3. Cálculo promedio de humedad parcial y total.**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Contenido de Humedad	13.51 %	9.20 %

Fuente: elaboración propia.

La variación del resultado con respecto al valor de referencia podría deberse a diferentes factores, tales como variedad de la semilla, hábitos de cosecha, proceso de secado, entre otros. También debe tomarse en cuenta que las muestras analizadas, se encontraban previamente deshidratadas.

Benejam 2022. Hace hincapié en que, el control de humedad en los alimentos es indispensable por razones que van desde la optimización económica de los recursos alimentarios hasta impedir la proliferación de microorganismos incluyendo la mejora de los propios procesos de almacenamiento.

Por otro lado, Trinidad *et al.* 2017, menciona en su trabajo la existencia de una norma internacional la cual dictamina el 12% de humedad para comercialización de flores de jamaica.

### 6.2. Determinación de materia seca

El porcentaje de materia seca se presenta en el cuadro 4, junto con el valor de referencia.

**Cuadro 4. Resultado de materia seca.**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Materia Seca	86.49%	90.80%

Fuente: elaboración propia.

La variación de estos resultados dependerá directamente de los mismos factores que interfieren con el valor de humedad, ya que la materia seca es la resta de la humedad total con respecto al peso inicial.

### 6.3. Determinación de ceniza

La determinación de ceniza se realizó dividiendo el peso del residuo orgánico entre el peso inicial y multiplicarlo por 100 (cuadro 5).

**Cuadro 5. Resultado de la determinación de ceniza.**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Ceniza	11.81 %	6.90 g

Fuente: elaboración propia.

El resultado obtenido en el laboratorio presenta un incremento del 41.57 % con respecto al valor de referencia, lo que indica la presencia de un alto contenido inorgánico en las muestras de flor de jamaica analizadas.

Ariza *et al.* en su trabajo de 2017, obtuvo como resultado un 9% en la determinación de ceniza en una variedad de jamaica llamada “Alma blanca”, cultivada en México.

### 6.4. Determinación de Proteína

Para la obtención del resultado de la proteína cruda se multiplicó el porcentaje de nitrógeno por el factor 6.25, el cual se puede ver reflejado en el cuadro 6.

**Cuadro 6. Resultado de proteína cruda.**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Proteína	5.83 %	7.20 %

Fuente: elaboración propia.

El resultado obtenido se presentó en menor contenido que el valor de referencia, esto pudiéndose deber a las variedades con las que se trabajó, así como también a factores edáficos y/o agronómicos.

Ariza *et al.* En el 2017 trabajó con muestras de flores de jamaica de una variedad llamada; “Tecoanapa” y en el análisis de proteína crudo obtuvo un resultado de 5.8 %.

### 6.5. Determinación de Extracto Etéreo

Se obtuvo a partir de la división entre el peso del extracto etéreo y peso de la muestra (cuadro 7).

**Cuadro 7. Resultados obtenidos de la determinación de extracto etéreo.**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Extracto Etéreo	0.40 %	2.60 %

Fuente: elaboración propia.

El valor de referencia está muy por encima del resultado obtenido, lo cual indica que el material estudiado presenta un contenido calórico bastante bajo, esto pudiese deberse a características genéticas de la planta.

Carrillo en el año 2012, realizó un análisis bromatológico a varias muestras de jamaica de la variedad “Jamaica china”, obteniendo un promedio de 0.50% como resultado de la determinación de extracto etéreo.

### 6.6. Determinación de Fibra Cruda

Se calculó mediante la división del residuo orgánico resultante entre el peso inicial de la muestra (cuadro 8).

**Cuadro 8. Contenido de fibra cruda en la muestra.**

Determinación	Resultado	Valor de referencia*
Fibra Cruda	9.98 %	10.07 %

Fuente: elaboración propia.

\*valores de Duarte *et al.* 2016.

El resultado no presenta una variación muy significativa con respecto al valor de referencia, sin embargo, esa diferencia podría deberse a que el análisis bromatológico que el autor realizó fue efectuado a variedades de Jamaica mejorada cultivada en México.

El contenido de fibra en las flores de jamaica se considera importante en la producción de mermeladas y otros subproductos, ya que en estos se utilizan las flores en su totalidad y nos solo la infusión de flores de jamaica como se acostumbra para otros productos.

### 6.7. Determinación de Carbohidratos

Los carbohidratos totales son el resultado de 100 menos la suma del porcentaje de fibra cruda más la proteína cruda más el porcentaje de extracto etéreo más la ceniza (cuadro 9).

**Cuadro 9. Valor de carbohidratos resultantes de la muestra**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Carbohidratos	58.69 %	74.10%

Fuente: elaboración propia.

Respecto a las diferencias entre el resultado y el valor de referencia en el contenido de carbohidratos, Martínez *et al.* (2013) nos indica que, pueden deberse al ciclo fotosintético de cada una de las variedades, el cual está influenciado por factores como el estrés hídrico, la estructura de las hojas, contenido de clorofila, calidad y cantidad de luz incidente en las hojas y la temperatura del ambiente. Ya que la concentración de carbohidratos es producto de la fotosíntesis y varía de acuerdo con las condiciones ambientales y las etapas fenológicas del cultivo.

### 6.8. Determinación de Minerales

La determinación de los minerales se realizó a través de espectrofotometría de Absorción Atómica, a excepción del fósforo que se calculó mediante el método colorimétrico del Vanadato-Molibdato de Amonio.

**Cuadro 10. Resultados de la determinación de minerales**

Determinación	Resultado	Valor de referencia
Calcio	305.75 mg/100 g	659 mg*
Magnesio	56.45 mg/100 g	51.0 mg**
Hierro	21.08 mg/100 g	9 mg *
Zinc	0.89 mg/100 g	6.5 mg**

Sodio	25.3 mg/100 g	6.0 mg**
Potasio	1,898.11 mg/100 g	2,060 mg**
Fósforo	110.65 mg/100 g	273 mg*

Fuente: elaboración propia.

\*valores del INCAP expresados en mg/100 g de muestra

\*\*Valores del USDA expresados en mg/100 g de muestra

Los resultados obtenidos presentan numerosas variaciones en cuanto a los valores de referencia. En este sentido, Crisosto y Mitchell (2002) explican que la absorción de minerales en la planta está influenciada por varios factores tales como edad, densidad, distribución del sistema radical, grado de disolución de los propios minerales, humedad y pH del suelo, así como por los requerimientos nutrimentales de cada variedad.

De acuerdo con los datos de referencia presentados por el INCAP, para el calcio es de 659 mg, a diferencia de las muestras analizadas en las que se obtuvo 305.75mg, lo que equivale a una variación del 53.39%. Con respecto a los requerimientos diarios de este mineral dictados por la OMS, 100 gramos de ingesta de flor de jamaica (100 gr de flores de jamaica rinde para dos litros de té) cubrirían aproximadamente un 28% de los requerimientos diarios para este mineral.

También se observó en la referencia del INCAP para el hierro es de nueve mg, en cambio en las muestras analizadas la media es de 21.08 mg, indicando un aumento del 234%. Con respecto al requerimiento diario de este mineral la OMS describe que la absorción media de hierro dietético es solo de 10-20 %, un aporte diario de seis a nueve mg, cubriría las necesidades de un hombre adulto. En base a lo anterior podemos decir que 100 gramos de ingesta de cálices de jamaica cubriría aproximadamente un 42% del requerimiento diario.

El cuerpo de un adulto contiene de tres a cuatro g de hierro, del cual más de dos terceras partes están presente en la hemoglobina, pigmento de los glóbulos rojos. El resto está presente en el hígado, como reserva, y en menor medida en el riñón, el bazo y otros órganos. Aunque está presente en cantidades muy pequeñas, el hierro es uno de los

elementos más importantes de la nutrición y tiene fundamental importancia para la vida. El hierro es un componente de hemoglobina, mioglobina, citocromos, catalasa, peroxidasa y algunos otros sistemas de enzimas. Al igual que una parte de estos complejos de hematina y enzimas metálicas, desempeña funciones importantes en el transporte de oxígeno y en la respiración celular (OMS 1975).

## 7. CONCLUSIONES

- De acuerdo con el análisis bromatológico, los cálices de jamaica (*Hibiscus safdariffa*) deshidratados contienen; 13.51% de humedad, 86.49 de materia seca, 11.81% de ceniza, 5.83% de proteína, 0.40% de extracto etéreo, 9.98% de fibra cruda y 58.69% de carbohidratos.

- Se realizó el análisis de minerales en las muestras de flores de jamaica y los que se encontraron en mayor proporción fueron; potasio con 1,898.11 mg/100 g, calcio con 305.75 mg/100 g y el fósforo con 110.65 mg/100 g.

- Con respecto a los resultados del análisis Bromatológico y determinación de minerales las determinaciones que más cerca estuvieron del valor de referencia (INCAP) son; fibra cruda 58.69% (Duarte et al. 2016 10.07%), proteína 5.83% (INCAP 7.20%), humedad 13.51% (INCAP 9.20%), materia seca 86.49% (INCAP 90.80%) y magnesio 56.45 mg/100 g (USDA 51.0 mg/100 g), las determinaciones que más alejadas estuvieron fueron: ceniza 11.81% (INCAP 6.90%), extracto etéreo 0.40% (INCAP 2.60%), carbohidratos totales 58.69% (INCAP 74.10%), calcio 305 mg/100 g (INCAP 659 mg/100 g), hierro 21.08 mg/100 g (INCAP 9 mg/100 g), zinc 0.89 mg/100 g (INCAP 6.5 mg/100 g), sodio 25.3 mg/100 g (INCAP 6.0 mg/100 g), potasio 1,898.11 mg/100 g (INCAP 2,060 mg/100 g) y fósforo 110.65 mg/100 g (INCAP 273 mg/100 g). Estas variaciones pueden deberse a diferentes factores tales como; variedad de la semilla, manejo del cultivo, requerimientos nutricionales de cada variedad y manejo poscosecha.

- El conocimiento de las características nutricionales y propiedades nutraceuticas de la jamaica podrían ayudar al incremento de superficie del cultivo en El Salvador para brindar un mercado más competitivo en el consumo de alimentos funcionales.

## 8. RECOMENDACIONES

- Caracterizar el contenido nutricional de las diferentes variedades y regiones del país donde se explota dicho cultivo y así conocer las variaciones de esta, para poder obtener valores promedios del contenido nutricional regional de la flor de jamaica.

- Tipificar y seleccionar las variedades de Jamaica a producir en la Estación de Prácticas Experimentales de la Universidad de El Salvador, con el fin de optimizar su producción, ya que actualmente desconocen las variedades cultivadas.

- Ampliar la cantidad de muestras de flor de Jamaica a ser analizadas, con lo cual se lograría una mayor perspectiva del comportamiento del contenido nutricional, con relación al tipo de suelo, zona de cultivo, condiciones de cultivo y cosecha, almacenaje, variedad, tratamiento de secado, condiciones ambientales, entre otros.

- Fomentar el cultivo de flor de jamaica en El Salvador, con la finalidad de aprovechar todas sus propiedades.

- Generar conocimiento para servir de referencia, ya que la Estación de Prácticas Experimentales de la Facultad de Ciencias Agronómicas es un centro de investigación de diversas temáticas de importancia socio-económica.

## 9. BIBLIOGRAFÍA

- AOAC (Association of Official Analytical Chemists). 1990. Official Methods of Analysis. 15th Edition. Association of Official Analytical Chemists. Washington D.C., USA. 1298 p. [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_nlinks&pid=S0187-7380201600030019900003&lng=en](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_nlinks&pid=S0187-7380201600030019900003&lng=en)
- Ariza, R; Serrano, V; Aceves, A.C; Barrios, A; Sánchez, M. A; Avendaño, C. H; & Cantú, D.H. 2017. Características bioquímicas y calidad nutracéutica de cinco variedades de jamaica cultivadas en México (en línea). Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 12p. consultado 16 febr. 2022 Disponible en: <https://dx.doi.org/10.29312/remexca.v8i2.49>
- Bautista, M. 2020. Al rescate de la flor de jamaica en el Soconusco (En línea). México. Consultado el 27 de jul. de 2022. Disponible en: <http://agroregion.com/articulo?id=141>
- Benejan, A. 2022. Control de humedad en los alimentos (En Línea). Consultado el 26 de nov. de 2022. Disponible en: <https://scl.es/blog/control-de-humedad-en-los-alimentos/>
- Carrillo, J. 2012. Características químicas de la flor de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) para su uso en la industria alimentaria (En línea). México. Consultado el 18 de febrero de 2022. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/493>
- Carrizo, P; Dubin, M; Stoppani, A. 1998. Efectos fisiopatológicos del óxido nítrico y su relación con el estrés oxidativo (En línea). Consultado el 11 nov. de 2022. Argentina. Disponible en: <http://www.medicinabuenosaires.com/revistas/vol58-98/4/efectosfisiopatologicos.htm>

- Carvajal, O; Waliszewski, S; Infanzón, R. Los Usos y Maravillas de la Jamaica (En línea). Consultado el 9 de abr. de 2022. Disponible en: <https://www.uv.mx/cienciahombre/revistae/vol19num2/articulos/jamaica/index.html>
  
- Chavarría, P. 2012. Guía Técnica: Flor de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L) e (*Hibiscus cruentus Bertol*) (En línea). Nicaragua. Consultado el 25 de jul. de 2022. Disponible en: <http://www.adeesnic.org/wp-content/uploads/2012/02/Gu%C3%ADa-Flor-de-Jamaica.pdf>
  
- Castañeda R., & Cáceres A. (2014) Compuestos bioactivos y propiedades terapéuticas de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* Linn) (En línea). Consultado el 26 de jul. de 2022. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/5069949.pdf>
  
- Cisneros, S. 2022. Cultivo de la Flor de Jamaica (En línea). Consultado el 27 de jul. de 2022. Disponible en: <https://soyagropecuario.com/articulo/Cultivo-de-la-flor-de-Jamaica/1376>
  
- Díaz, B. 2010. El cultivo de Rosa de Jamaica (En línea). España. Consultado el 16 de febrero de 2022. Disponible en: [https://oa.upm.es/12612/1/INVE\\_MEM\\_2011\\_106653.pdf](https://oa.upm.es/12612/1/INVE_MEM_2011_106653.pdf)
  
- Duarte, Z; Zamora, V; Montalvo, E & Sáyago, Z. 2016. Caracterización nutricional de 20 variedades mejoradas de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) cultivadas en México (En línea). Consultado el 07 de septiembre de 2022. Disponible en: <https://www.scielo.org.mx/pdf/rfm/v39n3/0187-7380-rfm-39-03-00199.pdf>

- Enriquez, A. Sanchez, M. 2017. Propuesta de diseño y estandarización del proceso de producción de concentrado y refresco de rosa de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) (En Línea). Consultado el 26 de nov. de 2022. Disponible en: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/12866/1/Propuesta%20de%20dise%C3%B1o%20y%20estandarizaci%C3%B3n%20del%20proceso%20de%20producci%C3%B3n%20de%20concentrado%20y%20refresco%20de%20Rosa%20de%20Jamaica%20Hibiscus%20sabdarriffa.pdf>
  
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y Agricultura). 2020. Análisis Proximal (En línea). México. Consultado el 27 de jul. de 2022. Disponible en: <https://www.fao.org/3/AB489S/AB489S03.htm>
  
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y Agricultura). 2015. Análisis de Minerales y Elementos Traza en Alimentos (En línea). Chile. Consultado el 27 de jul. de 2022. Disponible en: <https://www.fao.org/3/ah833s/AH833S22.htm#:~:text=El%20m%C3%A9todo%20m%C3%A1s%20frecuentemente%20utilizado,o%20sistemas%20cerrados%20bajo%20presi%C3%B3n>
  
- García, H; Gómez J. 2013. Propuesta para el consumo de glycine max I (soya), cultivado en la comunidad nueva esperanza, Jiquilisco Usulután y tres alimentos derivados (En línea). Consultado el 27 de jul. de 2022. Disponible en: [https://www.academia.edu/36127055/Analisis\\_Bromatologico\\_proximal](https://www.academia.edu/36127055/Analisis_Bromatologico_proximal)
  
- Gallego, M. 2016. Estudio de la actividad antioxidante de diversas plantas aromáticas y/o comestibles (En línea). Consultado el 11 nov. de 2022. España. Disponible en: <https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/403986/TMGGI1de1.pdf?sequ>

- Gonzales, Y. 2015. Elaboración de vino de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) en el periodo marzo-diciembre 2015. (En línea). Consultado el 26 de jul. de 2022. Disponible en: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/5323/1/231468.pdf>
  
- Herrera, R. 2021. Respuesta del cultivo de jamaica (*hibiscus sabdariffa* l.) utilizando diferentes dosis de bioabonos en dos sistemas de labranza Cantón Palenque (En línea). Ecuador. Consultado el 26 de jul. de 2022. Disponible: <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/TOMALA%20HERRERA%20RODOLFO%20JEANPIERRE.pdf>
  
- Hidalgo, S. 2013. Manual técnico del cultivo de rosa de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L) ROSICTA (En línea). Guatemala. Consultado el 25 de jul. de 2022. Disponible en: <https://www.icta.gob.gt/imagenes/publicaciones%20imagenes/Rosa%20Jamaica/Manual%20tecnico%20del%20cultivo%20de%20rosa%20de%20jamaica%20ROSICTA,%202013.pdf>
  
- INCAP (Instituto de Nutricio de Centro América y Panamá), 2012. Tabla de composición de alimentos de Centroamérica. Segunda Edición (En línea). Consultado el 9 de abr. de 2022. Disponible en: <http://www.incap.int/mesocaribefoods/dmdocuments/TablaCALimentos.pdf>
  
- INCAP (Instituto de Nutricio de Centro América y Panamá), 2022. Que somos y que hacemos (En línea). Consultado el 9 de abr. de 2022. Disponible en: <http://www.incap.int/index.php/es/acerca-de-incap>
  
- NCI (Instituto Nacional del Cáncer), 2017. Antioxidantes y prevención del cáncer (En línea). Consultado el 11 nov. de 2022. EEUU. Disponible en:

<https://www.cancer.gov/espanol/cancer/causas-prevencion/riesgo/dieta/hojainformativa-antioxidantes>

- Martínez, E; Pérez, S; Valle, V; 2007. Estudio de mercado y viabilidad técnica operativa para la producción del cáliz de flor de jamaica en el cantón Santa Teresa, municipio de San Sebastián, departamento de San Vicente y su distribución en los principales centros de comercio en la zona metropolitana de San Salvador (En línea). Consultado el 9 de abr. de 2022. Disponible en: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/10814/1/T-658%20P438e.pdf>

- Martínez, T; Plascencia, F; Islas, L. 2013. La relación entre los carbohidratos y la vitalidad en árboles urbanos (En línea). Consultado el 07 de septiembre. de 2022. Disponible en: [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2007-40182013000300012](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-40182013000300012)

- Monroy, J. 2018. Efecto de extractos de Jamaica y ácido *Hibiscus* solos y en combinación con antibióticos sobre el desarrollo de cepas de *Salmonella* y *Escherichia coli* patógenas resistentes a antibióticos in vitro y en la producción de enfermedad en ratones CD1. (En línea). Consultado el 11 nov. de 2022. México. Disponible en: <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/bitstream/handle/231104/2485/Efecto%20de%20extractos%20de%20Jamaica%20y%20%C3%A1cido%20hibiscus%20solos%20y%20en%20combinaci%C3%B3n%20con%20antibi%C3%B3ticos%20sobre%20el%20desarrollo%20de%20cepas%20de%20Salmonella%20y%20Escherichia%20coli.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- OMS (Organización Mundial de las Salud). 1975. Manual sobre necesidades nutricionales del hombre (En línea). Consultado el 5 de oct. de 2022. Disponible en:

[https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/41420/9243400614\\_es.pdf;sequence=1](https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/41420/9243400614_es.pdf;sequence=1)

- Sáyago, S; Goñi, I. 2010. Hibiscus sabdariffa L: Fuente de fibra antioxidante Jamaica (En línea). Consultado el 27 de jul. de 2022. Disponible en: [https://www.alanrevista.org/ediciones/2010/1/art12/#:~:text=Potasio%20y%20calcio%20parecen%20ser,principalmente%20vitamina%20C%20\(1\).&text=N%20X%206%2C25](https://www.alanrevista.org/ediciones/2010/1/art12/#:~:text=Potasio%20y%20calcio%20parecen%20ser,principalmente%20vitamina%20C%20(1).&text=N%20X%206%2C25).

- Trinidad, S. Zapata, I. 2017. Determinación de humedad y elaboración de curvas isotérmicas de secado de flor de jamaica (Hibiscus sabdariffa) (En Línea). Consultado el 26 de nov. de 2022. Disponible en: <https://docplayer.es/48504144-Determinacion-de-humedad-y-elaboracion-de-curvas-isotermicas-de-secado-de-flor-de-jamaica-hibiscus-sabdariffa-f.html>

- Urbina, F. 2009. Proyecto de Desarrollo de la Cadena de Valor y Conglomerado Agrícola (En línea). Consultado el 21 de febrero de 2022. Disponible en: <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENF01U73.pdf>

- USDA (Departamento de Agricultura de Estados Unidos). 2006. Classification for Kingdom Plantae Down to Species Hibiscus sabdariffa L. Base de datos (en línea). Consultado el 07 de septiembre de 2022. Disponible en: <http://plants.usda.gov/ClassificationServlet?source=profile&symbol=HISA2&display=31>

- Zavaleta, J.; Muñoz, A; Blanco, C; Alvarado, O.; & Loja, Y. B. 2005. Capacidad antioxidante y principales ácidos fenólicos y flavonoides de algunos alimentos (En línea).

Consultado el 26 de jul. de 2022. Disponible en:  
[www.usmp.edu.pe/medicina/horizonte/2005.../art4-n2.pdf](http://www.usmp.edu.pe/medicina/horizonte/2005.../art4-n2.pdf).

## 10. ANEXOS

### A-1. Determinación de humedad parcial.



- a. Muestras obtenidas en la Estación Experimental Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas.



- b. Bandejas de aluminio de 20 x 20 cm.



- c. Pesado de 100 gramos de muestra.



d. Colocación de las muestras en estufa de aire reforzado.

A-2. Determinación de humedad total.



a. Molido de las muestras.



b. Almacenado de las muestras molidas.



c. Pesado de las muestras para determinación de humedad total.

### A-3. Determinación de ceniza.



a. Pesado de la muestra molida en un crisol.



b. Colocación de los crisoles en el horno de mufla.

#### A-4. Solubilización de cenizas



a. Solubilización de la ceniza con HCl concentrado.



b. Filtración de la solución de ceniza.

#### A-5. Determinación de extracto etéreo.



a. Pesado de la muestra para EE.



b-5. Preparación de muestras y equipo para la determinación de extracto etéreo.



c-5. Armado del equipo (balón, corneta, condensador).

#### A-6. Determinación de proteína cruda



a. Preparación de muestra para el análisis de PC.



b. Colocación de los tubos con muestra en el equipo de digestión de Kjeldahl.



c. Color resultante de la digestión de las muestras.



d. Adición de agua destilada a las muestras.



e. Destilación de la muestra.



f. Titulación de la muestra con HCL 0.1 N.

#### A-7. Determinación de fibra cruda.



a. Muestras pesadas dentro de las bolsas para ser digeridas.



b. Colocación de muestras en equipo de digestión.



c. Muestras dentro del Equipo de digestión y colocación del contrapeso.

#### A-8. Determinación de fósforo.



a. Lectura de las muestras en el Espectrofotómetro para determinación de fósforo.



### INFORME DE RESULTADOS DE ANALISIS BROMATOLOGICO

No de Referencia: HNAM- PROMEDIO	
Nombre del cliente: Facultad de Ciencias Agronómicas	
Identificación de muestra: Cálices de Jamaica ( <i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	
Lugar de toma de muestra: Estación Experimental y de Prácticas de FCCA	
Fecha de muestreo: 09-Sep-2021	Fecha de recepción de muestra: 09-09-21
Fecha de análisis: Septiembre-Noviembre	Fecha de elaboración de informe: 10-12-21

Determinación	Resultado	Unidades	Método de análisis
Contenido de Humedad	13.51	%	Gravimétrico
Materia Seca	86.49	%	Diferencia
Cenizas	11.81	%	Gravimétrico
Proteína	5.83	%	Kjeldahl
Extracto etéreo	0.40	%	Soxleth
Fibra Cruda	9.98	%	Ankom
Carbohidratos	58.69	%	Diferencia
Calcio	305.75	mg/100 g	AA por llama
Magnesio	56.45	mg/100 g	AA por llama
Hierro	21.08	mg/100 g	AA por llama
Zinc	0.89	mg/100 g	AA por llama
Sodio	25.3	mg/100 g	AA por llama
Potasio	1,898.11	mg/100 g	AA por llama
Fósforo	110.65	mg/100 g	Colorimétrico

**Observaciones:** Las muestras recolectadas se tomaron de las bolsas listas para comercializar que se tenían disponibles (flores de Jamaica previamente secadas), cultivadas en el mes de noviembre del año 2020.  
Resultados expresados en base seca.

**Recomendaciones:**

\*valores del INCAP expresados en mg/100 g de muestra

A- 25. Certificado de Análisis Bromatológico entregado a la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas.