



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

---

**FACULTAD DE QUÍMICA**

**DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE CAMOTE MORADO (*IPOMOEA BATATA*) Y DE UN PANQUÉ ELABORADO A PARTIR DE SU HARINA.**

**TESIS**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
QUÍMICA DE ALIMENTOS**

**PRESENTA**

**QUETZALLI DZOARA MIRANDA MELCHOR**



**CIUDAD UNIVERSITARIA, CDMX**

**2017**



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## **JURADO ASIGNADO:**

**PRESIDENTE:**           **Profesor: Arturo Navarro Ocaña**

**VOCAL:**               **Profesor: Hilda Elizabeth Calderón Villagómez**

**SECRETARIO:**       **Profesor: Liliana Hernández Vázquez**

**1er. SUPLENTE:**     **Profesor: Jorge Arturo Aburto Anell**

**2° SUPLENTE:**       **Profesor: Norma Castillo Rangel**

**SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA:** Universidad Autónoma Metropolitana, unidad Xochimilco. Laboratorio de Biocatálisis, Edificio N, Departamento de Sistemas Biológicos. Calzada del hueso 1100, Col. Villa Quietud, Delegación Coyoacán, C.P. 04960.

---

**DRA. LILIANA HERNÁNDEZ VÁZQUEZ**

**ASESORA**

---

**M. EN B. EMMA GABRIELA ANTONIO MARCOS**

**SUPERVISORA TÉCNICA**

---

**QUETZALLI DZOARA MIRANDA MELCHOR**

**SUSTENTANTE**

## **AGRADECIMIENTOS**

A la Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Química,

A la Universidad Autónoma Metropolitana, unidad Xochimilco.

El Doctor Arturo Navarro Ocaña agradece el apoyo económico de CONACYT 2012-CB180128.

Al apoyo económico del proyecto PAPIIT-UNAM IN220015.

# ÍNDICE

1. Resumen	1
2. Introducción	4
3. Antecedentes	6
3.1 Historia	6
3.2 Descripción de la planta	6
3.3 Cultivo de la planta	10
3.4 Producción del camote	11
3.5 Valor nutricional	11
3.6 El camote morado como fuente de compuestos bioactivos	13
3.7 Aplicaciones del camote morado	14
3.8 Compuestos bioactivos	15
3.9 Compuestos bioactivos presentes en el camote morado	16
3.9.1 Compuestos fenólicos	16
3.9.2 Antocianinas	20
3.9.3 Medición de fenoles y antocianinas	22
3.9.3.1 Folin-Ciocalteu	22
3.9.3.2 pH diferencial	24
3.9.3.3 Métodos de análisis asociados a la actividad antioxidante	24
3.10 Oxidación	26
3.11 Actividad antioxidante	27
3.11.1 Medición de la actividad antioxidante	27
3.11.2 Métodos de actividad antioxidante	30
3.11.2.1 Método ABTS	30
3.11.2.2 Método DPPH	31
3.11.2.3 Método FRAP	32

4. Hipótesis	34
5. Objetivo general	34
5.1 Objetivos específicos	34
6. Procedimiento experimental	35
6.1 Extracción	38
6.2 Determinación de fenoles y antocianinas	38
6.2.1 Folin-Ciocalteu	39
6.2.2 pH diferencial	39
6.3 Determinación de la actividad antioxidante	40
6.3.1 Método ABTS (2,2-azinobis-[3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico])	40
6.3.2 Método DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidracil)	41
6.3.3 Método FRAP (poder antioxidante/reducción de hierro)	41
6.4 Análisis estadístico	42
7. Resultados y discusión	43
7.1 Fenoles totales	43
7.2 Antocianinas	47
7.3 ABTS	53
7.4 DPPH	57
7.5 FRAP	60
8. Conclusiones	64
9. Referencias	65
Anexo	73

## 1. RESUMEN

Este trabajo tuvo como finalidad determinar el contenido fenólico y de antocianinas, y la actividad antioxidante de dos cosechas de camote morado, una proveniente de Guanajuato y otra proveniente de Atlixco, hojas de camote y en un producto alimenticio elaborado con camote morado. Las muestras son las siguientes: una cosecha de camote morado de primera, segunda, tercera y cuarta calidad (GCL1, GCL2, GCL3 y GCL4) proveniente de Guanajuato; una cosecha de camote morado de primera, segunda y tercera calidad (ACL1, ACL2 y ACL3) proveniente de Atlixco; una variedad de hojas de camote (AHC) proveniente de Atlixco; harina de camote morado (HCM), masa de harina de camote (MHC), panqué de harina de camote (PHC), masa de pulpa de camote (MPC) y panqué de pulpa de camote (PPC).

Las muestras de camote morado y hoja de camote que se evaluaron fueron liofilizadas y molidas, las muestras de panqué fueron deshidratadas y molidas. De esta manera se conservó la mayor cantidad de compuestos bioactivos.

El camote es uno de los cultivos tradicionales más antiguos y valiosos, de gran importancia económica, crece con pocos requerimientos, presenta tolerancia al calor, de fácil propagación y se cosecha más de una vez al año. Existen diferentes variedades, entre las cuales, la variedad morada es la de mayor interés, por su atractivo color y presencia de antocianinas. Los agricultores, con la finalidad de llevar un mejor control sobre su producto, clasifican el camote morado en 4 calidades: primera, segunda, tercera y cuarta, siendo la de primera calidad la mejor en cuanto a tamaño, color y forma. La valoración para determinar la calidad de cada camote se basa en la apreciación del agricultor.

Debido al alto contenido de almidón que presenta el camote morado, se puede emplear en la elaboración de productos de panadería, entre los cuales está el panqué, un alimento de moda que a todo mundo le encanta, razón por la cual se desarrolló un panqué que tuviera camote morado, aportando además de color

compuestos fenólicos. En la formulación del panqué, el camote se adicionó de dos diferentes maneras, una fue como harina y la otra como pulpa, con el objetivo de encontrar la forma de incorporarlo al panque y conservar la mayor cantidad posible del contenido fenólico.

La extracción de estos compuestos se realizó por sonicación, las muestras se disolvieron en mezclas de acetona-agua y ácido láctico. Estudios previos han demostrado la efectividad de la sonicación utilizando una mezcla de disolventes en la extracción de compuestos bioactivos, frente a otros métodos de extracción, siendo éste práctico, fácil y ecológico.

Una vez que se obtuvieron los extractos, se midió el contenido fenólico por el método de Folin-Ciocalteu, y el contenido de antocianinas por el método de pH diferencial; después se determinó la actividad antioxidante que presentan por medio de tres ensayos *in vitro*: 2,2-azinobis-[3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico] (ABTS), 1,1-difenil2-picrilhidracil (DPPH) y poder antioxidante/reducción de hierro (FRAP).

La medición se realizó directamente de los extractos obtenidos, los resultados son los siguientes en cuanto a las muestras de camote y hoja: GCL4, ACL3 y AHC son las muestras que mayor contenido fenólico presentan de cada variedad con 1229.93, 1697.26 y 1419.37 mg equivalentes de ácido gálico/100 g muestra base seca respectivamente. Las muestras que contienen más antocianinas de cada variedad son ACL3 y GCL4 con 55.77 y 175 mg equivalentes de cianidina-3-glucosido/100 g muestras base seca respectivamente. Las muestras que presentaron mayor actividad antioxidante son: GCL4 y ACL1 con 1.1  $\mu\text{mol}$  equivalentes de trolox/g muestra base seca cada una, por el método ABTS. GCL4 y ACL3 con 0.8 y 1.70 mg muestra/mL respectivamente, por el método DPPH. GCL4 y ACL1 con 4.22 y 3.54  $\mu\text{mol}$  equivalentes de  $\text{Fe}^{2+}$ /g muestra base seca respectivamente a los 4 minutos y con 4.26 y 4.28  $\mu\text{mol}$  equivalentes de  $\text{Fe}^{2+}$ /g muestra base seca respectivamente a los 30 minutos, por el método FRAP. Por lo tanto, existe una correlación entre el contenido fenólico y la actividad antioxidante

que presentan las muestras, a excepción de GCL4, la actividad antioxidante que presenta debe ser por otro tipo de compuesto fenólico no medible por Folin-Ciocalteu.

En las muestras de panqué los resultados son los siguientes: HCM es la muestra que mayor contenido fenólico tiene con 1694.76 mg equivalentes de ácido gálico/100 g muestra base seca, y de antocianinas 149.62 mg equivalentes de cianidina-3-glucosido/100 g muestra base seca. También es la muestra que presenta mayor actividad antioxidante por ABTS con 1.142  $\mu\text{mol}$  equivalentes de trolox/g muestra base seca, DPPH con 2.04 mg muestra/mL y 3.01  $\mu\text{mol}$  equivalente de  $\text{Fe}^{2+}$ /g muestra base seca a los 4 minutos y 3.92  $\mu\text{mol}$  equivalente de  $\text{Fe}^{2+}$ /g muestra base seca a los 30 minutos en FRAP. La harina o pulpa de camote corresponde aproximadamente al 34.7% de un panque, esta cantidad es la que otorga el color y los compuestos bioactivos. PHC es la muestra que mayor contenido fenólico presenta con 643.69 mg equivalentes de ácido gálico/100 g muestra base seca. MPC es la muestra que mayor contenido de antocianinas presenta con 44.86 mg equivalentes de cianidina-3-glucosido/100 g muestra base seca. PHC presenta mayor actividad antioxidante con 0.839  $\mu\text{mol}$  equivalentes de trolox/g muestra base seca por el método ABTS, con 3.50 mg muestra/mL por el método DPPH y con 1.518  $\mu\text{mol}$  equivalente de  $\text{Fe}^{2+}$ /g muestra base seca a los 4 minutos y 1.916  $\mu\text{mol}$  equivalente de  $\text{Fe}^{2+}$ /g muestra base seca a los 30 minutos por FRAP

Los ensayos de actividad antioxidante como ABTS, DPPH y FRAP son los más utilizados por los sencillos que son, no requieren muchos reactivos y se pueden adaptar dependiendo el estudio que se desea realizar, si bien, los radicales que se genera en cada método no son propios del cuerpo humano, si da una idea general sobre la actividad que presentan las muestras.

## 2. INTRODUCCIÓN

El camote (*Ipomoea batatas Lam*) es una raíz comestible, perteneciente a la familia *Convolvulaceae*, de aspecto similar a la papa. Es un alimento de alto valor nutricional, contiene vitaminas y minerales además de compuestos bioactivos, tales como fenoles, antocianinas, carotenoides, ácido ascórbico y tocoferol (Woolfe, 1992) los cuales tienen potencial como antioxidantes (Bovell, 2007).

Es uno de los cultivos tradicionales más antiguos y valiosos, de gran importancia económica, crece con pocos requerimientos e insumos, presenta tolerancia al calor y es de fácil propagación. En México se siembran diversas variedades de camote (Figura 1) con pulpa blanca, amarilla, naranja, rojiza o púrpura en dos ciclos agrícolas: el de primavera-verano y el de otoño-invierno (SINAREFI, 2009).



Figura 1. Variedades de camote

(<http://www.thefreshbeet.com/sweetpotato-chili-recipe-redux/>)

Algunos estudios han encontrado que el camote morado contiene una cantidad apreciable de compuestos fenólicos, entre los cuales destacan los ácidos clorogénicos y las antocianinas aciladas. Se han reportado que los compuestos fenólicos son benéficos en la prevención de enfermedades cardiovasculares, presentan actividad antioxidante, antiinflamatoria, anticarcinogénica, antidiabética y hepatoprotectora (Cipriano *et al.*, 2015).

Hoy en día, hay un alto índice de enfermedades cardiovasculares; una de las posibles causas es el estrés oxidativo, proceso en cual hay una gran generación de radicales libres (Benzie *et al.*, 2014), estos compuestos son asociados a este tipo de enfermedades. La mejor manera para combatir a estos radicales libres es

consumir compuestos bioactivos que sean capaces de atraparlos, los llamados antioxidantes, entre los más conocidos se encuentran la vitamina C, la vitamina E, los carotenoides, los flavonoides y las antocianinas.

El uso del camote es extenso y en muchas partes del mundo, el camote es parte de la canasta básica, tanto la raíz como las hojas son consumidas. Por tener un alto contenido de almidón y, en el caso del camote morado también por su color, es utilizado como harina en productos de panadería y en la preparación de bebidas fermentadas.

### 3. ANTECEDENTES

#### 3.1 HISTORIA

El camote se cultivaba en el Continente Americano antes de la llegada de los españoles; los restos arqueológicos más antiguos reportados se encuentran en la costa peruana y presentan una edad entre 4 000 a 8 000 años. Se cree que América es el centro de origen del camote, su extensión por el mundo fue posible debido al comercio que llegó a África por comerciantes portugueses en el siglo XVI, luego se extendió hacia la India y China (Stathers *et al.* volumen 5, 2013).

A nivel mundial hay más de 600 especies del género *Ipomoea*; 13 de ellas se encuentran en la sección *Batatas*. De estas especies el camote es el único que se cultiva y todas son nativas de América (Stathers *et al.* volumen 1, 2013). En su forma domesticada es una planta comestible importante de los trópicos, pero existen numerosas variedades criollas mejoradas y nombradas, cuyo germoplasma no está representado en los diversos bancos nacionales (SINAREFI, 2009).

#### 3.2 DESCRIPCIÓN DE LA PLANTA

El camote es conocido también como boniato, batata, sweet potato, douce, apichu y kumara. El término camote se deriva de la palabra náhuatl *Camohтли*: de *camo*, raíz, de donde *camotic* es cosa tierna o blanda como batatas, dice Molina, y *tli*, sufijo primario de sustantivo blanda, por ello es una planta de raíz blanda ([http://www.ibiologia.unam.mx/plantasnuevaespana/pdf/historia\\_de\\_las\\_plantas\\_II\\_4.pdf](http://www.ibiologia.unam.mx/plantasnuevaespana/pdf/historia_de_las_plantas_II_4.pdf)).



Figura 2. Variedades de color en el camote  
(<http://vinagreylimon.blogspot.mx/2013/08/propiedades-nutricionales-del-camote.html>)

nombres impuestos desde hace muchos siglos debido a la variedad de los colores ([http://www.ibiologia.unam.mx/plantasnuevaespana/pdf/historia\\_de\\_las\\_plantas\\_II\\_4.pdf](http://www.ibiologia.unam.mx/plantasnuevaespana/pdf/historia_de_las_plantas_II_4.pdf)).

Todas las variedades de camote tienen tallos volubles, hojas angulosas y redondas, flores con forma de cálices blancas con púrpura; el color varía tanto de la pulpa como de la piel.

Breve descripción de cada una de las partes principales de la planta

(<http://sperimentazione.altervista.org/Sweetpotato.html>).

✚ **Planta:** es de consistencia herbácea, porte rastrero, y vivaz o perenne, aunque se cultiva como anual, es decir, cuando llega el invierno la planta no se marchita, conserva su tallo y hojas. (Figura 3c)

✚ **Tallo:** Rama de longitud variable (de 10 cm a 6 m), es cilíndrico y rastrero. Puede ser glabro (sin pelos) o pubescente (velloso). El color varía entre verde, morado o la combinación de ambos.

Hay algunas variedades de esta planta, distintas sólo por el color de la raíz (Figura 2), a veces es roja por fuera y blanca por dentro, se llama *acamotli*; otras veces la membrana exterior es de color púrpura y la parte interior blanca, recibiendo el nombre de *yhoicamotli*; cuando el exterior es blanco y el interior amarillo o rojizo se llama *xochicamotli*; hay ejemplares donde el interior como el exterior son rojos o completamente blancos, y se llama entonces *camopalcamotli* o *poxcauhcamotli*,

- ✚ **Sistema radicular:** Es la parte más importante de la planta, es el objeto principal del cultivo. Las raíces son abundantes y ramificadas, produciendo unos falsos tubérculos de formas y colores variados (según variedad), rica en almidón. El peso varía desde 200 g hasta 6 Kg.
  
- ✚ **Hojas:** Son muy numerosas, simples, alternas, insertadas aisladamente en el tallo, sin vaina, con pecíolo largo, de hasta 20 cm, de coloración y vellosidad semejante al tallo. La forma generalmente acorazonada (aunque hay variedades con hojas enteras, hendidas y muy lobuladas) (Figura 3b)
  
- ✚ **Flores:** Se agrupan en una inflorescencia del tipo de cima bípara, el cáliz posee cinco sépalos separados, y la corola cinco pétalos soldados, con Figura embudiforme y coloración violeta o blanca (Figura 3a)
  
- ✚ **Fruto:** Es una pequeña cápsula redondeada de tamaño inferior a un centímetro, en cuyo interior se alojan de una a cuatro pequeñas semillas redondeadas de color pardo a negro.

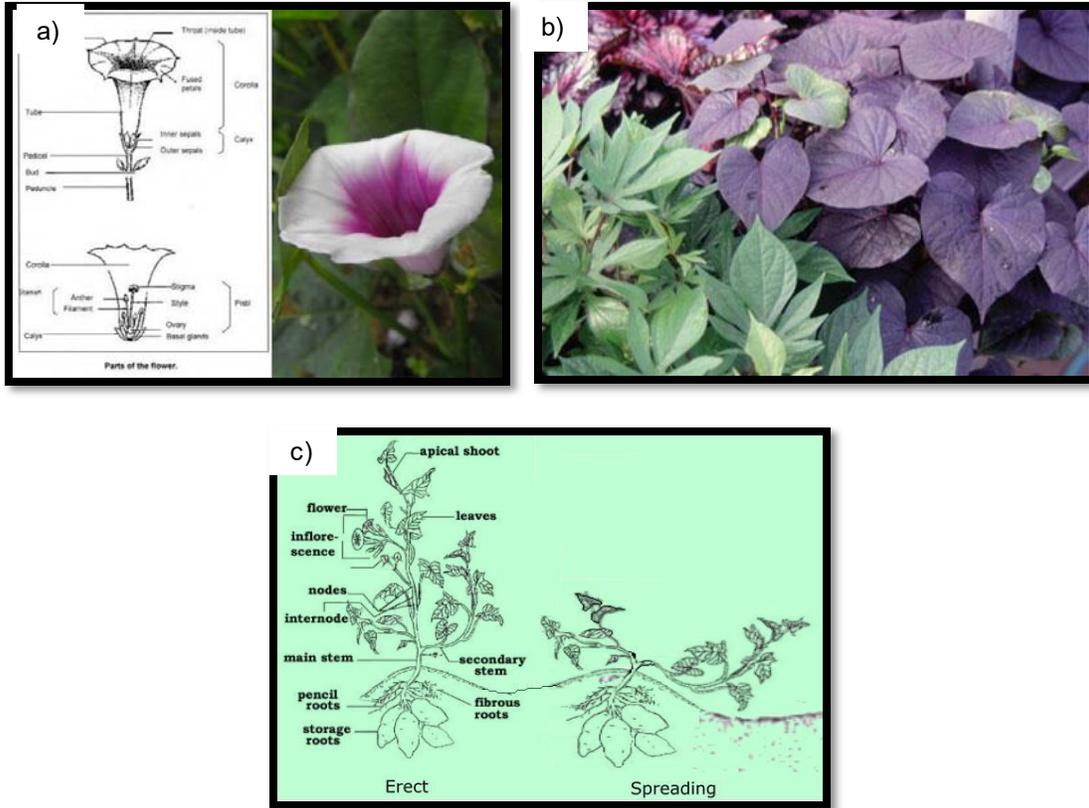


Figura 3. a) Estructura de la flor de camote. b) Estructura de la hoja de camote. c) estructura de la planta de camote (<http://sperimentazione.altervista.org/Sweetpotato.html>) (<http://www.forosperu.net/temas/hojas-de-camote-morado-tienen-accion-farmacologica-contr-el-cancer-uterino.168924/>).

En la Tabla 1 se muestra la clasificación sistemática del camote, su filogenia.

Reino	<i>Plantae</i>
División	<i>Magnoliophyta</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Orden	<i>Solanales</i>
Familia	<i>Convolvulaceae</i>
Género	<i>Ipomoea</i>
Especie	<i>batatas</i>

Tabla 1. Clasificación sistemática del camote (Yañez, 2011).

### 3.3 CULTIVO DE LA PLANTA

Se cultiva normalmente sin fertilizantes o riego, es decir, es un cultivo temporal que depende del clima, puede crecer desde el nivel del mar hasta altitudes de 2.500 msnm, en un intervalo de temperatura de 15 a 33 °C, la planta es sensible al frío. Tiene la siembra flexible, es decir, se cosecha más de una vez al año, necesita poco cuidado y madura rápidamente; por lo que juega un papel importante en la lucha contra el hambre (Stathers *et al.* volumen 1, 2013). El camote produce más biomasa y nutrientes por hectárea que cualquier otro cultivo de alimentos en el mundo.

Las hojas de camote pueden ser cosechadas varias veces al año, y su rendimiento es mucho más alto que otros vegetales de hoja verde (An *et al.*, 2003). Además, comparando con otros vegetales de hoja verde, las hojas de camote son más tolerantes a enfermedades, pestes, y altas condiciones de humedad; constituyen una fuente alternativa de vegetales de hoja verde durante y fuera de temporada, podrían aliviar la escasez de alimentos debido a desastres naturales (Taira *et al.*, 2013).

De manera empírica los agricultores manejan una clasificación del camote morado en 4 categorías: primera, segunda, tercera y cuarta calidad. Esto se determina con base al estado del tubérculo, el color, el tamaño, que no presente ningún golpe ni corte.

Los camotes frescos cuando se almacenan requieren un buen control de la temperatura de 13° a 15°C (Reesa *et al.*, 2003) y una relativa humedad del 85% al 95% (Mortley *et al.*, 1994; Padma *et al.*, 2008).

### **3.4 PRODUCCIÓN DEL CAMOTE**

El camote es el séptimo cultivo alimenticio más importante en el mundo, después del trigo, el arroz, el maíz, la papa, la cebada y la yuca. En 2011, a nivel mundial alrededor de 8 millones de hectáreas se destinaron al cultivo del camote, y más del 95% de la producción provenía de países en desarrollo (Stathers *et al.* volumen 1, 2013).

China es el principal país productor de camote, seguido de los países del Sudeste Asiático (An *et al.* 2003). En China, el 70% de la producción de camote se destina a la alimentación animal, principalmente para la producción de cerdos. En África, el camote es particularmente importante en Malawi, Angola, Mozambique, Madagascar, y Nigeria. En Uganda, Ruanda y Burundi este cultivo es el alimento básico, aproximadamente el consumo per cápita es de 75 - 150 kg (Stathers *et al.* volumen 1, 2013).

El camote se distribuye principalmente en la zona centro-sur de la costa del Golfo de México, en algunos puntos de la costa occidental del Pacífico (Sinaloa, Nayarit, Colima, Jalisco y Michoacán), en la Península de Yucatán, en la región del Bajío y en los estados de Oaxaca y Chiapas. De acuerdo con datos de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), el camote se cultiva en 21 estados y se siembran 59 477 ha, con un rendimiento promedio de 20.5 ton/ha. Los estados de Michoacán y Guanajuato, que se ubican en la región del Bajío, son los principales productores y su producción está destinada al mercado nacional (SINAREFI, 2009).

### **3.5 VALOR NUTRICIONAL**

Con un rol muy similar al de la papa, el camote presenta un alto potencial alimentario, su valor nutricional se reporte en la Tabla 2.

Parámetro	Contenido por cada 100 g
<b>Carbohidratos</b>	68.37 g
<b>Proteína</b>	1.42 g
<b>Fibra</b>	0.67 g
<b>Lípidos</b>	0.52 g
Minerales	
<b>Fósforo</b>	45.50 mg
<b>Calcio</b>	30.30 mg
<b>Magnesio</b>	25.50 mg
<b>Sodio</b>	4.15 mg
<b>Hierro</b>	0.60 mg
<b>Zinc</b>	0.30 mg
Vitaminas	
<b>Vitamina K</b>	1.80 g
<b>Vitamina C</b>	2.40 mg
<b>Vitamina A</b>	0.71 mg
<b>Vitamina B3</b>	0.60 mg
<b>Vitamina B6</b>	0.30 mg
<b>Vitamina E</b>	0.26 mg
<b>Vitamina B1</b>	0.06 mg
<b>Vitamina B2</b>	0.05 mg

Tabla 2. Valor nutricional del camote (Figura 4)  
(Olayiwola *et al.*, 2009)

En la Tabla 3 se resume el valor nutricional de la hoja de camote.

Parámetro	Contenido por cada 100 g
<b>Carbohidratos</b>	51.95 g
<b>Fibra</b>	7.20 g
<b>Proteína</b>	24.85 g
<b>Lípidos</b>	4.90 g
Minerales	
<b>Magnesio</b>	340 mg
<b>Fósforo</b>	37.28 mg
<b>Calcio</b>	28.44 mg
<b>Hierro</b>	16 mg
<b>Manganeso</b>	4.64 mg
<b>Potasio</b>	4.50 mg
<b>Zinc</b>	0.08 mg
Vitaminas	
<b>Vitamina C</b>	15.20 mg
<b>Vitamina A</b>	0.67 mg

Tabla 3. Valor nutricional de la hoja de camote (Figura 5)  
(Ishida *et al.*, 2000).



Figura 4. Hoja de camote



Figura 5. Camote morado

### **3.6 EL CAMOTE MORADO COMO FUENTE DE COMPUESTOS BIOACTIVOS**

El camote contiene compuestos tales como: fenoles, carotenoides, ácidos fenólicos, antocianinas, entre otros, dependiendo de la variedad de camote es el compuesto mayoritario.

Los fenoles son metabolitos secundarios de plantas con varias funciones, como protección contra patógenos y depredadores, soporte mecánico, atrayente de animales polinizadores y prevención de radiación ultravioleta (Yayuan *et al.*, 2015) Se ha demostrado que algunos fenoles actúan como antioxidantes a través de una serie de mecanismos que implican atrapar radicales libres y iones metálicos de quelación (Meyer *et al.*, 1998; Terao *et al.*, 1993).

En su estructura tienen al menos un anillo aromático y uno o más grupos hidroxilo; se clasifican en fenoles ácidos y flavonoides. Dentro de los flavonoides se incluyen a las flavonas, flavanonas, catequinas y antocianinas. Los fenoles ácidos consisten

en dos grupos: los ácidos hidroxibenzoicos y los ácidos hidroxicinámicos (Mazza *et al*, 1993).

Las antocianinas son flavonoides, compuestos que son responsables de colores como rojo, púrpura, violeta y azul de frutas, vegetales y cereales (Mazza *et al*, 1993). Poseen dos anillos de benceno unidos por una cadena lineal de tres carbonos (C2-C4), representada como el sistema de C6-C3-C6.

Más adelante se abordará el tema con más detenimiento.

### 3.7 APLICACIONES DEL CAMOTE MORADO

Es posible utilizar el camote en diversos platillos, se puede incorporar como ingrediente en una amplia gama de productos industriales y es muy útil como alimento para animales (Stathers *et al*. volumen 1, 2013).



Figura 6. Raíz de camote morado

Se utiliza tanto la raíz (Figura 6) como las hojas. La raíz tuberosa se emplea como medio de propagación y como medicina, ya que posee propiedades antimicrobianas y purgantes; sin embargo, su aprovechamiento principal es como alimento. Se ha reportado su consumo en diversos estados como Campeche, Chiapas, Colima, Distrito Federal, Estado de México, Guanajuato, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, San

Luis Potosí, Veracruz, Yucatán, en los cuales el camote se consume de diversas formas, cocido, acaramelado, asado, como papilla para bebé, cajeta y como harina para preparar galletas y pasteles (SINAREFI, 2009).

Su color, su sabor y sus nutrientes, así como el espesor hacen a la harina de camote morado un aditivo ideal para las sopas, las salsas, los alimentos para bebés y diversos productos de panadería (Ahmed *et al.*, 2010).

En varios países el camote se consume como vino, crudo o cocinado (Huang *et al.*, 2009). En China y en Japón, ha sido desarrollado como alimento y como colorante alimentario (Fan *et al.*, 2008). En algunos países las raíces de camote se procesan para producir almidón, fideos, dulces, tintes de tela rosa y negro; y se fermentan para producir alcohol. La producción de almidón a partir del camote se ha convertido en una importante industria artesanal (Stathers *et al.* volumen 1, 2013).

También se utilizan las hojas de camote y en diversas partes del mundo son consumidas como un plato de verduras debido a su alto valor nutricional (Stathers *et al.* volumen 1, 2013) En Japón, donde el camote es considerado una planta resistente, tanto la raíz como las hojas son consumidas (Ishida *et al.*, 2000). Sin embargo, en China, las hojas de camote solo se utilizan como alimento para el ganado (Sun *et al.*, 2014) incluyendo las cabras, los cerdos, las vacas, los pollos y los conejos; las raíces son generalmente dadas a los cerdos (Stathers *et al.* volumen 5, 2013).

### **3.8 COMPUESTOS BIOACTIVOS**

Diversos compuestos bioactivos que poseen efectos farmacológicos terapéuticos, provienen de alimentos funcionales de origen animal o de plantas, sean éstas comestibles o no. Los alimentos funcionales se definen como los productos alimenticios de origen animal o vegetal, consumidos en la dieta diaria, que además de aportar nutrientes poseen componentes bioactivos. Estos compuestos ejercen efectos farmacológicos que modulan funciones terapéuticas en el cuerpo que resultan benéficas para la salud (Benzie *et al.*, 2014).

En la actualidad ha cobrado gran relevancia el conocimiento de los compuestos bioactivos alimentarios beneficiosos para la salud. Una gran variedad de fitoquímicos bioactivos, entre los que se encuentran numerosos polifenoles, compuestos azufrados, fitoesteroles, terpenos, carotenoides, antocianinas e isoflavonas, son ampliamente reconocidos por ejercer una diversidad de efectos saludables al ser consumidos en la dieta (Benzie *et al*, 2014).

### 3.9 COMPUESTOS BIOACTIVOS PRESENTES EN EL CAMOTE MORADO

#### 3.9.1 COMPUESTOS FENÓLICOS

Los compuestos fenólicos son moléculas antioxidantes con al menos un anillo aromático y uno o más grupos hidroxilo, incluyen a los fenoles ácidos y flavonoides (Sainz *et al.*, 2006) (Figura 7).

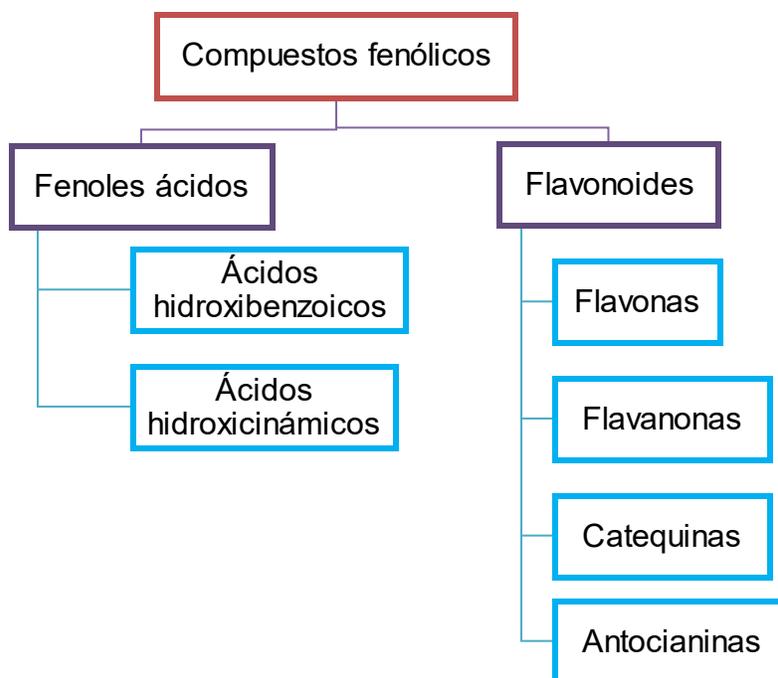


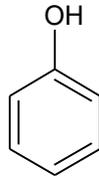
Figura 7. Clasificación de compuestos fenólicos (Sainz *et al*, 2006).

En términos generales, los fenoles ácidos se caracterizan por tener un anillo aromático central. Los flavonoides se caracterizan por tener una estructura de tres anillos formada de dos centros aromáticos y un heterociclo central oxigenado. La estructura química típica de flavonoides consta de tres anillos: benzopirano 2-fenil, un segundo anillo fenólico mono-hidroxilado, orto-dihidroxilados o vic-trihidroxilado, que también puede contener grupos metoxi (O-CH<sub>3</sub>) como sustituyentes y un anillo heterocíclico con oxígeno pirano, pirilium o de forma pirona (Peñarrieta *et al.*, 2014).

Es importante señalar que la presencia de más de un grupo hidroxilo y una mayor separación del grupo carbonilo al anillo aromático aumentan la capacidad antioxidante de estos compuestos. Por ejemplo, los ácidos hidroxicinámicos son más efectivos en términos de la actividad antioxidante que los ácidos hidroxibenzoicos (Sainz *et al.*, 2006).

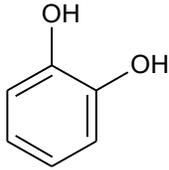
En la Figura 8 están las estructuras básicas de algunos compuestos fenólicos.

a)

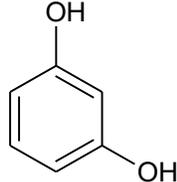


Estructura básica de un fenol

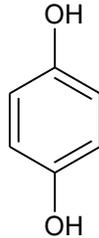
b)



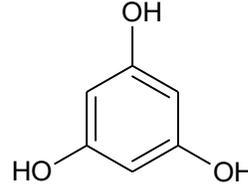
Catecol



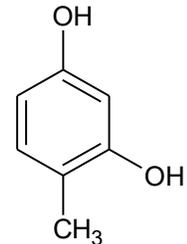
Resorcinol



Hidroquinona

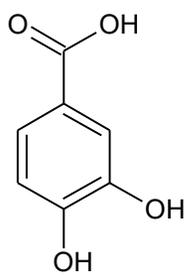


Floriglucinol

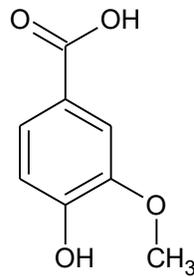


4-metilresorcinol

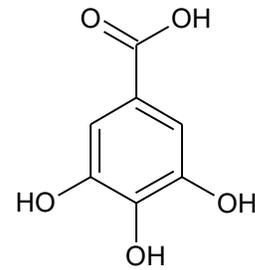
c)



Ácido protocatequínico

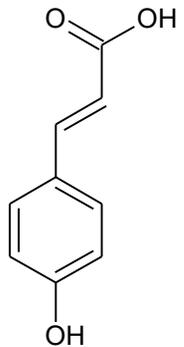


Ácido vainíllico

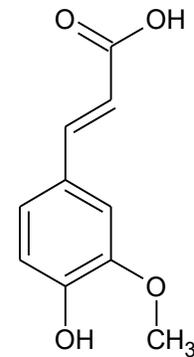


Ácido gálico

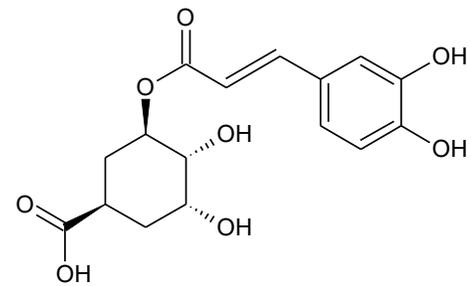
d)



Ácido p-cumárico

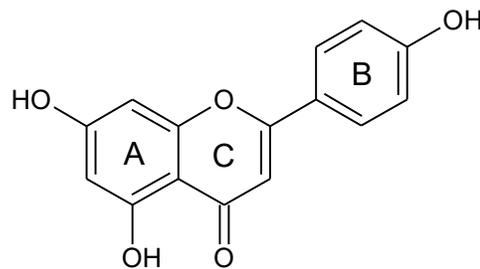


Ácido ferúlico



Ácido clorogénico

e)



Estructura básica de un flavonoide

Figura 8. a) Estructura básica de un fenol. b) Estructura de algunos compuestos fenólicos simples. c) Ácidos hidroxibenzoicos. d) Ácidos hidroxicinámicos. e) Estructura básica de un flavonoide (Peñarrieta *et al.*, 2014).

En la Figura 9 se muestran algunos de los compuestos fenólicos que se han aislado e identificado del camote morado y de la hoja.

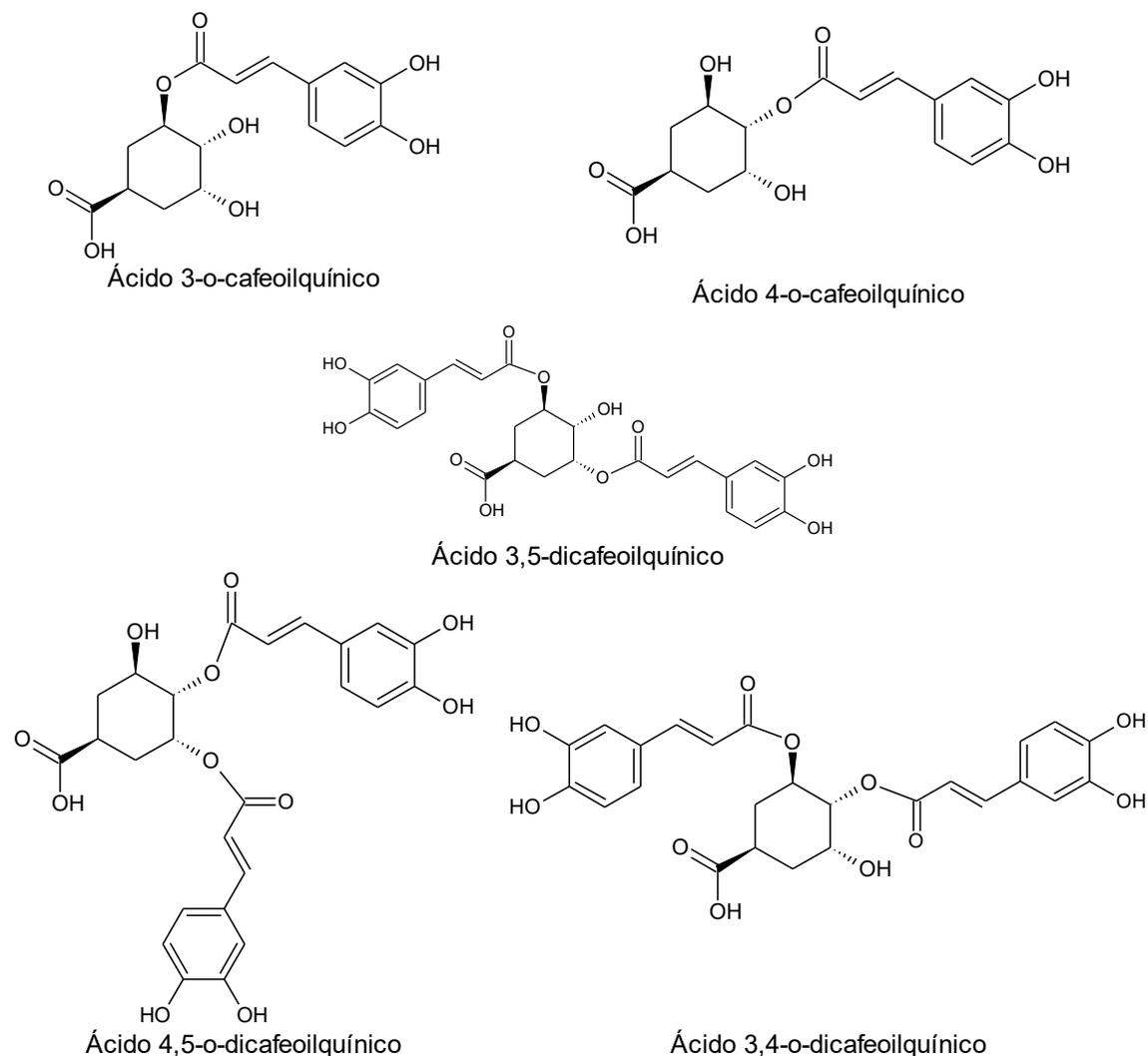


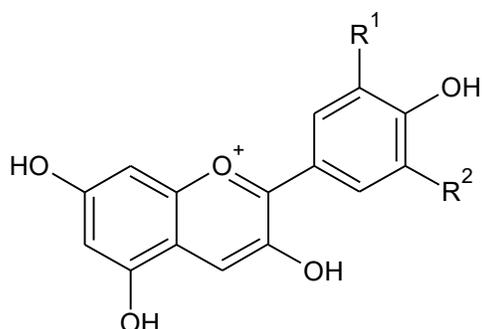
Figura 9. Compuestos fenólicos que se han aislado del camote y de la hoja. (Azuma *et al.*, 2000; Ishiguro *et al.*, 2007; Islam *et al.*, 2002; Jung *et al.*, 2011).

Los ácidos clorogénicos son derivados de los ácidos cafeoilquínicos, formados por esterificación de ácido quínico y ácido cafeico (Clifford *et al.*, 2003). Estos compuestos tienen varias propiedades relacionadas con la salud, tales como alta actividad antioxidante, propiedades antiinflamatorias y antibacteriales (Farah *et al.*, 2008), inhibición de la tirosinasa y actividad de antiproliferación del ácido monocafeoilquínico (Iwai *et al.*, 2004).

### 3.9.2 ANTOCIANINAS

Las antocianinas (del griego: *anthos*, flor y *kyanos*, azul) son un grupo de pigmentos de plantas que están extensamente distribuidas en frutas, vegetales y flores. Son consideradas como flavonoides porque tienen el esqueleto carbonado  $C_6C_3C_6$  característico. Son responsables de producir el color rojo, azul o morado. Miembros de una clase de glicósidos hidrosolubles y acilglicosidos de antocianidinas. (Zhao *et al.*, 2014) La estructura básica de las antocianinas es el 2-fenilbenzopirilio de la sal de flavilio, la cual está unida a una molécula de azúcar y algunas antocianinas presentan un agente acilante. Entre los azúcares más comunes están: la glucosa, galactosa, arabinosa, xilosa y di y trisacáridos. Los agentes acilantes más frecuentes son los ácidos cafeico, ferúlico, sinápico, *p*-cumáricos, *p*-hidroxibenzoicos y ácidos alifáticos como el acético, málico, malónico, oxálico y tartárico.

Cuando se hidroliza la mitad azúcar de una antocianina, la aglicona (el producto que no es el azúcar en la hidrólisis) se conoce con el nombre de antocianidina. El color de antocianinas y antocianidinas resulta de la excitación de la molécula por la luz visible. Las antocianinas presentes en los alimentos sólo son seis: pelargonidina, cianidina, delphinidina, peonidina, petunidina y malvidina (Figura 10).



Aglicona	R1	R2	Espectro visible
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH3	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH3	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH3	OCH3	510 (azul-rojo)

Figura 10. Estructura y sustituyentes de las antocianinas (Durst *et al.*, 2001).

Los principales factores que afectan la degradación de las antocianinas son el pH, la temperatura y la concentración de oxígeno.

En las soluciones acuosas, inclusive los alimentos, las antocianinas pueden existir en 4 formas estructurales (Figura 11), dependiendo del pH, la base quinoidal (azul), el catión flavilio (rojo), la base pseudocarbinol (incolora), y la chalcona (incolora), es un equilibrio que se encuentra en el intervalo de pH de 0 a 6. Para cada pigmento solamente dos de las cuatro especies son importantes por encima de este intervalo de pH. La metilación aumenta la estabilidad frente al pH y a la temperatura (Wong *et al.*, 1995).

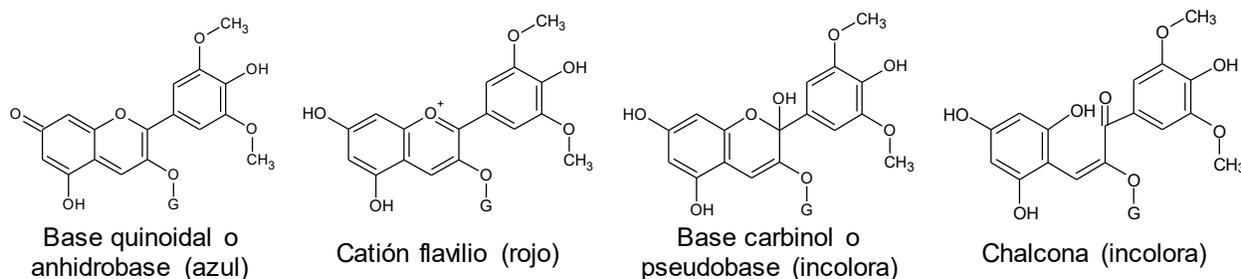


Figura 11. Formas estructurales presentes en solución, dependiendo el pH es la estructura predominante (Wong *et al.*, 1995).

Las antocianinas presentes en el camote morado existen principalmente como formas aciladas (Giusti *et al.*, 2003; Gould *et al.*, 2008). La *acilación* es la adición de un grupo ácido (acilo) al residuo de azúcar de la antocianina. Esta modificación es particularmente importante porque juega un papel significativo en la formación de las estructuras estabilizantes del pigmento. Más del 60% de las antocianinas reportadas tienen uno o más residuos acilados, los colores y funciones de estos pigmentos en las plantas están altamente afectados por la naturaleza, el número, y la posición del enlace del grupo acilo.

La acilación con varios ácidos fenólicos hace a las antocianinas únicas y también las proveen de algunas ventajas como resistencia al pH y al calor, sensibilidad a la luz y en general estabilidad.

De las 6 antocianinas más comunes, la cianidina y la peonidina se encuentran en el camote morado, pero las más abundantes antocianinas reportadas son derivados de peonidina (Yoshinaga *et al.*, 1999).

El camote morado ha mostrado excelentes propiedades como un colorante por su alta concentración de antocianinas aciladas estables, las cuales proveen color en un intervalo de rosa a rojo oscuro, dependiendo de su concentración en la solución acidificada. (Cipriano *et al.*, 2015).

Las antocianinas de camote morado son más estables que las que contienen las fresas, la lechuga morada y otras plantas (Lu *et al.*, 2010). Varios investigadores reportan que las antocianinas presentes en el camote morado pueden atrapar radicales libres (Saigusa *et al.*, 2005), atenuar la disfunción hepática (Han *et al.*, 2007), mejorar la función de la memoria (Wu *et al.*, 2008), disminuir azúcar en sangre (Ray *et al.*, 2010), menor resistencia a la insulina (Kusano *et al.*, 2000) e inhibir crecimiento de células cancerígenas (Wang *et al.*, 2006).

### **3.9.3 MEDICIÓN DE FENOLES Y ANTOCIANINAS**

A continuación, una breve descripción de cómo se puede medir fenoles totales y antocianinas.

#### **3.9.3.1 FOLIN-CIOCALTEAU**

La medida del contenido de fenoles totales se realiza por medio del método de Folin-Ciocalteu (Singleton *et al.*, 1999), que determina la capacidad que tienen los

polifenoles para reducir el Mo(VI) a Mo(V), como resultado de tal reacción, el reactivo de color amarillo adquiere un intenso color azul que se mide con el espectrofotómetro a una longitud de onda de 750 nm.

El método de Folin-Ciocalteu (F-C) es un método comúnmente utilizado en el área de agroquímica e industrias alimenticias, por su simplicidad, por la disponibilidad comercial del reactivo y por ser un procedimiento ya estandarizado (Singleton *et al.*, 1999). Inicialmente, fue aplicado al análisis de 19 proteínas tomando como ventaja la actividad del reactivo frente al residuo de proteína, tirosina (que contiene un grupo fenol). Muchos años después este ensayo se extendió al análisis de fenoles totales en vino y desde entonces se le ha encontrado muchas aplicaciones. El reactivo de F-C utiliza un mecanismo de reacción de oxidación/reducción, que no es específico para fenoles. De hecho, el ensayo de F-C mide la capacidad para reducir el reactivo de ácido fosfomolibdico/fosfotungstico a un complejo azul que es monitoreado espectrofotométricamente, donde el molibdeno es reducido en el complejo y se da la reacción de transferenciencia de electrones entre el Mo(IV) y el reductor (Huang *et al.*, 2005). El método implica la oxidación de fenoles en solución alcalina por el heteropolianión molibdotungstosfosfórico amarillo y la medición colorimétrica del molibdotungstosfosfato azul resultante. Este complejo azul tiene su máxima absorción dependiendo de su composición fenólica, para abarcar el mayor número posible de compuestos fenólicos se mide a una longitud de onda de 750 nm, y también del pH de la solución (Cicco *et al.*, 2009).

#### *Ventajas y desventajas*

El reactivo de Folin-Ciocalteu es susceptible de ser reducido no sólo por los polifenoles, sino también por reductores como ácido ascórbico, metabisulfito de sodio, sales de hierro (II), EDTA, ciertos aminoácidos, fructosa y glucosa entre otros. Pudiendo sobreestimar la medición. Debido a que múltiples trabajos han utilizado igual variedad de estándares, entre los que se cuentan: catequina, ácido tánico, ácido clorogénico, ácido cafeico y ácido ferúlico, imposibilita la comparación entre muestras, además de las variaciones que implica la no estandarización del método

en cuanto a condiciones críticas como proporciones de reactivos, temperatura y tiempo de lectura (Cicco *et al.*, 2009).

### **3.9.3.2 pH DIFERENCIAL**

La determinación de antocianinas monoméricas totales se llevó de acuerdo a la metodología del pH diferencial descrita por (Giusti *et al.*, 2001) ésta se basa en las transformaciones estructurales que sufren las antocianinas monoméricas con un cambio en el pH; estos compuestos adquieren la conformación de catión flavilio (color rojo intenso) a pH 1 y la forma hemiacetal (incolora) a pH 4.5.

A continuación, se hablará acerca de algunos de los métodos para evaluar la actividad antioxidante en alimentos:

### **3.9.3.3 MÉTODOS DE ANÁLISIS ASOCIADOS A LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE**

La actividad antioxidante no puede ser medida directamente, pero puede determinarse por los efectos del compuesto antioxidante en un proceso de oxidación controlado.

La actividad antioxidante de una muestra no puede ser determinada basándose solo en un ensayo de prueba. En la práctica se realizan muchos modelos de prueba *in vitro* para evaluar la actividad antioxidante de la muestra de interés; sin embargo, es necesario considerar que los modelos presenten diferentes variaciones que pueden dificultar un poco la comparación de los resultados entre un método y otro (Huang *et al.*, 2005).

Con base a las reacciones químicas, la gran mayoría de los ensayos para determinar de capacidad antioxidante pueden ser divididos en dos categorías: (1)

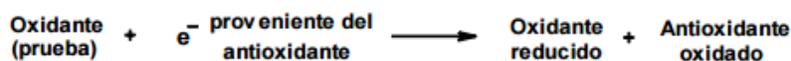
Ensayos basados en la reacción por transferencia de átomos de hidrógeno (HAT) y (2) Ensayos basados en la reacción por transferencia de electrones (ET) (Tabla 4) (Huang *et al*, 2005).

Categoría	Ensayo
Ensayos basados en la transferencia de electrones (ET)	Acido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico (ABTS●+)
	1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH●)
	Poder de reducción antioxidante del hierro (FRAP)
	N,N- dimetil-p-fenilendiamina (DMPD)
	Capacidad de reducción antioxidante del cobre (CUPRAC)
Ensayos basados en la transferencia de átomos de hidrógeno (HAT)	Capacidad de absorción del radical oxígeno (ORAC)
	Parámetro antioxidante de captura de radicales (TRAP)
	Inhibición de la oxidación del ácido linoleico
	Inhibición de la oxidación de los lípido de baja densidad (LDL)

Tabla 4. Clasificación de los modelos de ensayo *in vitro*. (Huang *et al.*, 2005).

El mecanismo general de acción de cada modelo de transferencia se muestra en la Figura 12.

### Ensayos ET



### Ensayos HAT



Figura 12. Mecanismos de reacción por transferencia de electrones y transferencia de átomos de hidrógeno. (Huang *et al.*, 2005).

### 3.10 OXIDACIÓN

Para entender qué son los antioxidantes y su importancia, se tiene que explicar el proceso de oxidación celular. En términos químicos, la oxidación es la adición de oxígeno, la remoción de un hidrógeno o la remoción de un electrón de una molécula (Benzie *et al.*, 2012).

La oxidación celular ocurre cuando un átomo inestable pierde un electrón, lo que permite que forme un compuesto nuevo con otro elemento, causando un desequilibrio entre la producción de especies reactivas del oxígeno y la capacidad de un sistema biológico para limpiar el organismo de sustancias nocivas. El oxígeno que utilizamos para respirar es uno de los principales responsables de la oxidación celular y sirve para producir energía en todo el organismo, pero pequeñas porciones en exceso de este elemento producen radicales libres, que se forman de manera normal en el organismo al metabolizarlo (Benzie *et al.*, 2012).

Las especies reactivas de oxígeno (ERO) también conocidas como radicales libres, que existen en los organismos vivos son el anión superóxido ( $O_2^-$ ), el radical hidroxilo (OH) y el peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ), (Riley *et al.*, 1994). Las ERO se forman durante el metabolismo de manera natural para su propio uso (control de musculatura, eliminación de bacterias, regulación de la actividad de los órganos, etc.), y al mismo tiempo genera antioxidantes para eliminar los radicales libres sobrantes, ya que estas sustancias son muy agresivas (Benzie *et al.*, 2012).

Un exceso de estos compuestos es generado por el estrés oxidativo. Su mecanismo de acción es estabilizarse consiguiendo un electrón de otra molécula, que al conseguirlo transforma a dicha molécula en radical libre, que a su vez busca estabilizarse, esto genera una reacción en cadena que una vez que inicia no se puede detener. Son capaces de dañar estructuras biológicas como proteínas, lípidos y ADN e inducir una variedad de enfermedades humanas (Elahi *et al.*, 2006; Thrasivoulou *et al.*, 2006).

El estrés oxidativo ha sido asociado a la patogénesis de muchas enfermedades humanas, es por ello que el uso de antioxidantes en farmacología es estudiado de forma intensiva, particularmente como tratamiento para accidentes cerebrovasculares y enfermedades neurodegenerativas. (Kuskoski *et al.*, 2004).

### **3.11 ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE**

El concepto de actividad antioxidante describe la habilidad de las moléculas rédox presentes en alimentos y sistemas biológicos para captar los radicales libres. Proporciona un panorama más amplio del efecto de todos los antioxidantes presentes en la muestra (Jung *et al.*, 2012).

Un antioxidante biológico puede definirse como una sustancia que previene la oxidación de una biomolécula. Sustancia natural o sintética que se añade a los productos para prevenir o retrasar su deterioro por la acción de oxígeno en el aire". En bioquímica y la medicina, los antioxidantes son sustancias capaces de contrarrestar los efectos perjudiciales de la oxidación en los tejidos animales. Entre los antioxidantes conocidos están: la vitamina C, la vitamina E, los carotenoides, los flavonoides y las antocianinas.

A continuación, se hablará acerca de las características para la medición de la actividad antioxidante.

#### **3.11.1 MEDICIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE**

Hay dos tipos de mediciones que se realizan para evaluar la actividad antioxidante, *in vitro* e *in vivo*.

Los métodos *in vitro* son útiles para comparar la actividad antioxidante de diferentes muestras de alimentos. Los resultados son limitados desde un punto de vista nutricional, ya que no reproducen la situación fisiológica. Para alcanzar una mayor

aproximación algunos ensayos incluyen radicales relevantes en los sistemas biológicos ( $O_2$ ,  $H_2O_2$ ,  $ROO$ ,  $OH$ ) (Benzie *et al.*, 2014).

Los diferentes métodos que han sido desarrollados para medir el contenido total antioxidante *in vitro* de alimentos utilizan uno o dos principios básicos y pueden ser descritos como métodos directos o indirectos (Bartoz, 2003). El principio básico de un método directo es la medición de la acción reductora de todos los antioxidantes rédox activos presentes (es decir, que tengan un electrón donante) como reducen un componente que se ha añadido a la mezcla de reacción en exceso, con la producción de un cambio o una señal indicadora. La señal puede ser un cambio en la absorción de luz (métodos espectrofotométricos) o una señal electroquímica. La magnitud del cambio en la señal puede ser cuantificada con referencia a un cambio en la señal inducido por un calibrador o estándar, como puede ser el ácido ascórbico puro o el Trolox, que corre en paralelo. Este principio de transferencia de electrones se aplica en, por ejemplo, el ensayo FRAP y en el ensayo que se refiere como "cúprico" en el que los iones cúpricos se reducen a iones cuprosos (Benzie *et al.*, 1996).

El principio básico de los métodos indirectos (fase latente o avance lento) es la adición de un generador de radicales libres a la mezcla de reacción y de medir el tiempo que toma antes de agotarse los antioxidantes presentes en la mezcla de reacción, cuando una molécula indicadora comienza a ser reducida por los radicales libres que empiezan a actuar sin oposición sobre la misma molécula. La reducción de la molécula indicadora produce un cambio en la señal, tal como un cambio en la absorbancia. La molécula indicadora puede ser un colorante que cambia de color cuando se oxida (Bartoz, 2003) Para traducir el cambio en la señal a contenido total antioxidante en métodos indirectos, la fase latente es traducida dentro de una medición de acción antioxidante con referencia a la fase latente de una cantidad conocida de un antioxidante puro, siendo el Trolox el más utilizado como calibrador o estándar, éste es un análogo hidrosoluble del  $\alpha$ -tocoferol, siendo también el más

utilizado para reportar actividad antioxidante total como  $\mu\text{mol/L}$  equivalentes de Trolox (Benzie *et al.*, 2014).

La solución de Trolox puede ser utilizada en métodos directos. El reactivo no es caro y es altamente soluble en agua, algunos investigadores utilizan como estándar el ácido ascórbico. Aunque tiene la desventaja de que en solución acuosa no es tan estable como el Trolox (Benzie *et al.*, 2014).

Ninguno de los métodos mide todos los antioxidantes presentes en la mezcla; las pruebas se limitan a medir el efecto de los antioxidantes rédox activos. No es posible comparar entre métodos debido a que los antioxidantes reaccionan de diferentes maneras dependiendo el sistema de prueba y las condiciones de reacción. A no ser que se tenga suficiente información sobre cómo se obtuvieron los resultados en términos de: tipo de muestra y preparación; método y calibrador utilizado; tiempo de reacción utilizado; la señal medida y la forma en que se tradujo en el resultado presentado (Benzie *et al.*, 2014).

Ningún método reflejará por si solo la “actividad antioxidante total” de una muestra, puesto que este parámetro deberá expresar la capacidad de antioxidantes lipofílicos e hidrofílicos, reflejar y diferenciar los diferentes mecanismos antioxidantes y evaluar la reactividad del antioxidante frente a diferentes especies reactivas (Benzie *et al.*, 2014).

Por otra parte, la actividad antioxidante *in vitro* de un alimento difiere de su efecto antioxidante *in vivo*, ya que las transformaciones metabólicas que sufren los compuestos antioxidantes en el organismo modifican su actividad. Ciertos compuestos fenólicos poliméricos que presentan una baja actividad *in vitro* pueden, sin embargo, contribuir a la capacidad antioxidante del plasma después de su transformación metabólica en compuestos más simples (Benzie *et al.*, 2014).

Los métodos *in vivo* pueden reflejar las posibles interacciones entre los distintos componentes de la dieta. Sin embargo, existen numerosos aspectos aún desconocidos en los métodos *in vivo*, como el modo de acción de los radicales dentro de los compartimentos celulares y si los compuestos antioxidantes se transportan al interior de los mismos (Benzie *et al.*, 2014).

Es necesario combinar más de un método para evaluar de manera correcta la actividad antioxidante de una muestra. Durante los últimos años se han desarrollado una gran cantidad de métodos para evaluar la actividad antioxidante de alimentos basados en distintos aspectos, como la reducción de metales (FRAP), la capacidad de captación de radicales peroxilo (ORAC, TRAP), de radicales hidroxilos (ensayo de la desoxirribosa), de radicales generados a partir de ciertas moléculas orgánicas (ABTS, DPPH), en la cuantificación de productos generados durante la peroxidación lipídica (TBARs, oxidación de LDLs), etc. (Frankel *et al.*, 2000; Sánchez *et al.*, 2002; Aruoma, 2003).

En el siguiente apartado se describirán características de los métodos más utilizados

### **3.11.2 MÉTODOS DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE**

#### **3.11.2.1 MÉTODO ABTS**

El método ABTS se basa en la generación del catión  $ABTS^+$  azul/verde que puede ser reducido por antioxidantes.

El radical  $ABTS^+$  se genera a partir de su precursor el ácido 2,2'-azinobis (3-etilbenzotiazolín)-6-sulfónico (ABTS). El radical catiónico obtenido es un compuesto de color verde-azulado, estable y con un espectro de absorción en visible a una longitud de onda de 752-756 nm.

El punto final de la reacción lo marca la sustancia antioxidante empleada, fijando tiempos cortos o muy elevados que pueden interferir en los resultados finales, lo cual, es un inconveniente.

Existen varios métodos de generación del radical ABTS+:

- Enzimáticamente (mioglobina, peroxidasa de rábano).
- Químicamente (Dióxido de manganeso, persulfato potásico, radicales peroxilo).
- Electroquímicamente.

Este método se aplica en la determinación de la actividad antioxidante de frutas, verduras, bebidas estimulantes.

#### *Ventajas y desventajas*

Entre las ventajas de este método es que se puede comparar los valores obtenidos, debido a que una gran variedad de alimentos está reportada en esta unidad; puede ser usado en un amplio rango de pH y fuerza iónica. Además, el catión ABTS es soluble tanto en medio acuoso como orgánico y permite la evaluación de antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos. Entre las desventajas están que el catión ABTS debe ser generado previamente, que no es un radical fisiológico y que la cinética de reacción con algunos antioxidantes suele ser bastante lenta y, por lo tanto, el punto final de medición debe fijarse de manera arbitraria.

### **3.11.2.2 MÉTODO DPPH**

El método DPPH se basa en la reducción del radical DPPH púrpura. El resultado se reporta como IC<sub>50</sub> que es la cantidad de antioxidante necesaria para disminuir el 50% de la concentración inicial de DPPH.

La molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH) es conocida como un radical libre estable debido a la deslocalización de un electrón desapareado sobre la molécula completa, por lo cual, la molécula no se dimeriza, como es el caso en la mayoría de

los radicales libres. La deslocalización del electrón también intensifica el color violeta intenso típico del radical, el cual absorbe en metanol a 517-519 nm. Cuando la solución de DPPH reacciona con el sustrato antioxidante que puede donar un electrón, el color violeta se desvanece. El cambio de color es monitoreado espectrofotométricamente y es utilizado para la determinación de los parámetros para las propiedades antioxidantes.

#### *Ventajas y desventajas*

Entre las ventajas de este método están su simplicidad y el bajo requerimiento instrumental; sin embargo, entre las desventajas están la dificultad de interpretar los resultados cuando se tienen sustancias cuyo espectro de absorción es el mismo que el del radical; adicionalmente el DPPH es un radical estable, centrado en nitrógeno, que dista mucho de parecerse a las especies reactivas de importancia biológica; de hecho muchos antioxidantes que reaccionan rápidamente con radicales peroxilo no lo hacen así con DPPH debido al impedimento estérico que representa la estructura química que rodea al radical, lo cual hace que sustancias pequeñas generalmente muestren una mayor actividad.

### **3.11.2.3 MÉTODO FRAP**

El método FRAP utiliza la reducción del complejo triazina férrico ( $\text{Fe}^{3+}$ ) a triazina ferroso ( $\text{Fe}^{2+}$ ). El complejo 2,4,6-tripiridil-s-triazina (TPTZ)- $\text{Fe}^{2+}$  es de color azul profundo cuando es reducido es incoloro. El reactivo FRAP contiene cloruro férrico y TPTZ en buffer de acetatos. Este reactivo tiene que ser preparado justo antes de ser utilizado. Se mide a una longitud de onda de 593-597 nm. El calibrador recomendado es una solución acuosa de concentración conocida (1 mmol/l) de  $\text{Fe}^{2+}$  (preparada a partir de sulfato ferroso).

Se trata de un método espectrofotométrico ya que se mide la absorbancia del  $\text{Fe}^{2+}$  así, cuanto más antioxidante es la sustancia objeto de estudio, mayor es la

reducción y mayor la concentración de  $\text{Fe}^{2+}$  y más alta la señal de absorbancia. El mecanismo del método FRAP es de transferencia de electrones, a diferencia de otros métodos donde se produce captura de radicales libres, puede ser útil, en combinación con otros métodos, en la determinación de la capacidad antioxidante de productos que contengan distintos tipos de antioxidantes.

#### *Ventajas y desventajas*

Es un método sencillo, económico y simple. Entre las desventajas es que no puede detectar compuestos que actúan por mecanismo de transferencia de hidrógeno, subestimando el potencial antioxidante de mezclas que contengan, por ejemplo, tioles.

#### 4. HIPÓTESIS

Los extractos obtenidos de la raíz y hoja de *Ipomea batata* var. morada (camote), contienen compuestos con propiedades antioxidantes debido a la presencia de metabolitos secundarios de origen fenólico. Estos metabolitos, así como sus propiedades antioxidantes se conservan después de ser sometidos a un tratamiento térmico (horneado) en la elaboración de un panqué obtenido a partir del camote.

#### 5. OBJETIVO GENERAL

Determinar fenoles totales por el método Folin-Ciocalteu, antocianinas por el método pH diferencial y capacidad antioxidante *in vitro* por 3 métodos (ABTS, DPPH y FRAP) de extractos obtenidos en diferentes muestras de *Ipomea batata* var morada y de un producto alimenticio, un panqué, elaborado con camote morado.

##### 5.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Obtener el extracto de cada una de las muestras a evaluar: hoja de camote proveniente de Atlixco (AHC); camote morado de primera (GCL1), segunda (GCL2), tercera (GCL3) y cuarta (GCL4) calidad proveniente de Guanajuato; camote morado de primera (ACL1), segunda (ACL2) y tercera (ACL3) calidad proveniente de Atlixco; harina de camote morado (HCM), masa de harina (MHC), masa de pulpa (MPC), panqué de harina (PHC), panqué de pulpa (PPC),
- Medir el contenido de antocianinas y de fenoles totales usando métodos espectrofotométricos.
- Determinar la capacidad antioxidante por tres métodos *in vitro* ABTS (2,2-azinobis- [3 etilbenzotiazolin-6-sulfónico]), DPPH (1,1-difenil2-picrilhidracil) y, FRAP (poder antioxidante/reducción de hierro) de las muestras mencionadas previamente.
- Determinar la presencia de compuestos fenólicos y su actividad antioxidante después del procesamiento en la elaboración del producto alimenticio (panqué).

## 6. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

La metodología experimental desarrollada para alcanzar los objetivos propuestos se muestra en la Figura 13:

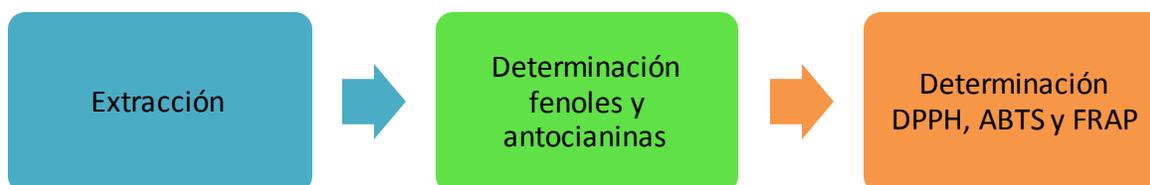


Figura 13. Diagrama general de la investigación dividida en 3 etapas.

### Materiales

Las muestras fueron provistas por el Dr. Navarro del laboratorio 321 de la Facultad de Química. y son las siguientes:

- 4 muestras liofilizadas y molidas de camote morado proveniente de Guanajuato (una de primera calidad (GCL1), una de segunda calidad (GCL2), una de tercera calidad (GCL3) y una de cuarta calidad (GCL4) (Tabla 5).
- 3 muestras liofilizadas y molidas de camote morado proveniente de Atlixco (una de primera calidad (ACL1), una de segunda calidad (ACL2) y una de tercera calidad (ACL3) (Tabla 5).
- 1 muestra de una variedad de hoja de camote morado de Atlixco (AHC) (Tabla 5).
- Una muestra de harina de camote morado (HCM), una muestra de masa para panqué con harina de camote (MHC) y una muestra de panqué elaborado con harina de camote (PHC) (Tabla 6).
- Una muestra de masa para panqué con pulpa de camote morado (MPC) y una muestra de panqué elaborado con pulpa de camote (PPC) (Tabla 6).

Clave	Muestra
GCL1	Camote morado liofilizado Guanajuato de 1ª calidad
GCL2	Camote morado liofilizado Guanajuato de 2ª calidad
GCL3	Camote morado liofilizado Guanajuato de 3ª calidad
GCL4	Camote morado liofilizado Guanajuato de 4ª calidad
ACL1	Camote morado liofilizado Atlixco de 1ª calidad
ACL2	Camote morado liofilizado Atlixco de 2ª calidad
ACL3	Camote morado liofilizado Atlixco de 3ª calidad
AHC	Hojas de camote de Atlixco

Tabla 5. Muestras de camote y hoja de camote

Clave	Muestra	Descripción
HCM	Harina de camote para panqué	Camote liofilizado y pulverizado
MHC	Masa de harina de camote	Harina de camote, harina de trigo, azúcar, mantequilla y huevo
PHC	Panqué de harina de camote	Masa de harina de camote y horneado
MPC	Masa de pulpa de camote	Pulpa camote, harina de trigo, azúcar, mantequilla, huevo y leche
PPC	Panqué de pulpa de camote	Masa de pulpa de camote y horneado

Tabla 6. Muestras del producto elaborado a partir de camote morado (panqué).

A continuación, una lista del material que se utilizó para realizar el desarrollo experimental

#### Reactivos

- ⊕ ABTS  $\geq$ 98.0% SIGMA
- ⊕ Acetona >99.5% TECSIQUIM
- ⊕ Ácido acético J.T. BAKER
- ⊕ Ácido clorhídrico J.T. BAKER
- ⊕ Agua destilada
- ⊕ Carbonato de sodio anhidro SIGMA-ALDRICH
- ⊕ DPPH SIGMA-ALDRICH
- ⊕ Metanol TECSIQUIM
- ⊕ Persulfato de potasio SIGMA-ALDRICH

- ⊕ Reactivo de Folin-Ciocalteu 2N SIGMA-ALDRICH
- ⊕ TPTZ (2,4,6-Tripiridil-s-Triazina) SIGMA-ALDRICH
- ⊕ Trolox (6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromano-2-ácido carboxílico) SIGMA-ALDRICH

#### Equipos:

- ⊕ Microplacas de 96 pozos.
- ⊕ Balanza analítica OHAUS AP1105
- ⊕ Sonificador Cole&Parmer
- ⊕ Centrifugadora Cole&Parmer
- ⊕ Espectrofotómetro EPOCH (Figura 14)



Figura 14. EPOCH

A continuación, se describe la metodología seguida para realizar las mediciones.

#### **Desarrollo experimental**

El procedimiento para realizar la medición de las muestras fue la siguiente:

- 1) Tratamiento previo a algunas de las muestras.
- 2) Extracción de compuestos bioactivos.
- 3) Determinación de compuestos fenólicos y antocianinas.
- 4) Determinación de la actividad antioxidante.

A continuación, se detalla el procedimiento experimental para cada una de las etapas.

▲ *Tratamiento previo:*

Para evitar interferencia en la medición de los compuestos fenólicos y de actividad antioxidante en las muestras de panqué, fue necesario desengrasar las muestras previamente.

El procedimiento fue el siguiente: Se pesó 5 g y se adicionó 100 mL de hexano, se sonicó por 20 minutos, posteriormente se filtró a vacío y se dejó secar hasta que todo el hexano se evaporó.

## **6.1 EXTRACCIÓN**

Se pesó 1 g de muestra molida y se adicionó 20 mL de solvente (una mezcla de acetona-agua, 40-60 y 1% ácido láctico). Se sonicó a una temperatura de  $60\pm 2^{\circ}\text{C}$  por 20 min. Se filtró a vacío.

Excepto las muestras de panqué, que por sus componentes no fue posible filtrar a vacío, por lo que se centrifugó por 10 min a 20000 rpm a temperatura ambiente y solo se conservó la parte acuosa.

## **6.2 DETERMINACIÓN DE FENOLES Y ANTOCIANINAS.**

Estas dos determinaciones se realizaron midiendo directamente del extracto obtenido en la parte anterior. Se realizó utilizando un EPOCH que lee microplacas de 96 pozos, cada uno con capacidad máxima de 300 microlitros éste es el motivo por el que los volúmenes que se ocuparon en toda la parte experimental son del orden de microlitros ( $\mu\text{L}$ ).

### 6.2.1 FOLIN-CIOCALTEAU:

Para la medición se tomó 10  $\mu\text{L}$  del extracto y se le adicionó 200  $\mu\text{L}$  de  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  al 2%, después de 2 minutos, se le adicionó 10  $\mu\text{L}$  del reactivo de Folin-Ciocalteu (proporción 1:1 con agua destilada), se dejó por 30 minutos en la oscuridad. (Fiskaa *et al.*, 2007; Hülya, 2007; Zheng *et al.*, 2007). Se leyó a 750 nm en el EPOCH.

Se utilizó como patrón de referencia para este método tanto el ácido gálico como el ácido tánico, de cada ácido se realizó la curva estándar a una concentración inicial de 0.5 mg/mL (Anexo). Se reportó la concentración en mg equivalentes de ácido gálico y ácido tánico en 100 g de muestra en base seca.

### 6.2.2 pH DIFERENCIAL:

La medición se realizó por el método de pH diferencial. Se colocó en un pozo 20  $\mu\text{L}$  del extracto y se adicionó 180  $\mu\text{L}$  de buffer de acetatos (pH 4.5). En otro pozo se colocó 20  $\mu\text{L}$  del extracto y se adicionó 180  $\mu\text{L}$  de buffer de cloruros (pH 1). Se leyó a 510 nm y a 700 nm en el EPOCH. Se reportó como mg de cianidina-3-glucosido en 100 g de muestra en base seca.

La absorbancia final se calculó de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$A = (A_{520 \text{ nm}} - A_{700 \text{ nm}})_{\text{pH } 1} - (A_{520 \text{ nm}} - A_{700 \text{ nm}})_{\text{pH } 4.5}$$

Para calcular la concentración en la muestra original se sigue la siguiente ecuación:

$$\text{Antocianina monomérica (mg L}^{-1}\text{)} = \frac{A \times PM \times FD \times 1000}{\epsilon \times 1}$$

Dónde A: absorbancia antes calculada (nm). FD: factor de disolución (volumen total/volumen del extracto).  $\epsilon$ : coeficiente de extinción molar ( $\text{M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ ). PM: peso

molecular. Se toma en consideración la antocianina mayoritaria que es cianidina-3-glucosido (PM=445.2;  $\epsilon$ =29600) (Anexo).

### 6.3 DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

Debido a la naturaleza de cada muestra y a la sensibilidad de cada método, fue necesario diluir los extractos hasta una concentración en la que fuera posible determinar la actividad antioxidante.

La concentración hecha en la medición para cada una de las muestras en cada uno de los tres métodos descritos se resume en la Tabla 7.

	AHC	GCL1	GCL2	GCL3	GCL4	ACL1	ACL2	ACL3	HCM	MHC	PHC	MPC	PPC
<b>ABTS</b>	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	5	5	5	5	5
<b>DPPH</b>	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	5	5	5	5	5
<b>FRAP</b>	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	5	5	5	5	5

La concentración señalada es de mg/mL

Tabla 7. Concentración de cada extracto para realizar la medición.

#### 6.3.1 MÉTODO ABTS (2,2-AZINOBIS-[3-ETILBENZOTIAZOLIN-6-SULFÓNICO])

Se preparó el radical ABTS 16 hrs antes de realizar la medición. La preparación fue de la siguiente manera: se pesó 3.2 mg de persulfato de potasio y 19.2 mg de ABTS, La mezcla se aforó a 5 mL con agua destilada. Una vez formado el radical, éste se ajustó a una absorbancia de  $0.7 \pm 0.02$ .

Para poder realizar la medición, las muestras fueron diluidas a la concentración que se indica en la Tabla 7.

Para cada una de las muestras se realizó una curva tomando volúmenes de 100, 75, 50 y 25  $\mu$ L y se adicionó el radical. Se leyó a 754 nm (Re. *et al.*, 1999; Kuskoski

*et al.*, 2004). El patrón de referencia que se utilizó para realizar la curva estándar fue el Trolox, a una concentración inicial de 0.07 mg/mL (Anexo). Se reportó la concentración en µg equivalentes de trolox por mL de muestra en el minuto 5, de acuerdo con la literatura.

### **6.3.2 MÉTODO DPPH (1,1-DIFENIL-2-PICRILHIDRACIL):**

Se preparó el radical DPPH con 30 minutos antes de realizar la medición. La preparación fue la siguiente: se pesó 1.2 mg de DPPH y se aforó a 10 mL con metanol.

Para poder realizar la medición, las muestras fueron diluidas a la concentración que se indica en la Tabla 7.

Para cada una de las muestras se realizó una curva tomando volúmenes de 100, 75, 50 y 25 µL y se adicionó el radical. Se leyó a 517 nm (Brand *et al.*, 1995). El patrón de referencia que se utilizó para realizar la curva estándar fue el Trolox, a una concentración inicial de 0.07 mg/mL. Se reportó la concentración como IC<sub>50</sub> mg/mL, la cantidad de muestra necesaria para reducir a la mitad el radical DPPH en el minuto 30, de acuerdo con la literatura.

### **6.3.3 MÉTODO FRAP (PODER ANTIOXIDANTE/REDUCCIÓN DE HIERRO):**

Se preparó el radical justo en el momento de realizar la medición. La preparación fue la siguiente: se tomó 1 mL de TPTZ, se adicionó 9 mL de buffer de acetatos y se adicionó 2 mL de cloruro férrico, esta pequeña modificación es debido a la naturaleza del reactivo utilizado.

Para poder realizar la medición, las muestras fueron diluidas a la concentración que se indica en la Tabla 7.

Para cada una de las muestras se realizó una curva tomando volúmenes de 100, 75, 50 y 25  $\mu\text{L}$  y se adicionó el radical, la placa se mantuvo a  $37\pm 1^\circ\text{C}$  por 4 minutos, y se leyó a 595 nm (Benzie *et al.*, 1999). El patrón de referencia que se utilizó para realizar la curva estándar fue el sulfato ferroso heptahidratado, a una concentración inicial de 0.22 mg/mL. Se reportó la concentración como  $\mu\text{g}$  equivalentes de  $\text{Fe}^{2+}$  por mL de muestra en el minuto 4 y en el minuto 30, de acuerdo con la literatura.

#### **6.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Todas las mediciones se realizaron por triplicado, se calculó la media, la desviación estándar, que mide qué tan separados están los datos, y el coeficiente de variación que es la relación entre la desviación estándar de una muestra y su media, define la confiabilidad del resultado. Se utilizó el programa de análisis estadístico IBM SPSS 20 para comparar resultados y comprobar si hay diferencia significativa entre las muestras, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) con un valor de significancia de 0.05 y comparación de medias por Duncan.

## 7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En esta parte se expondrán los resultados obtenidos en cada uno de los 5 métodos en el siguiente orden: fenoles totales, antocianinas, ABTS, DPPH y FRAP. En cada método los resultados se presentan en 2 bloques, el primer bloque se refiere a las muestras que son de camote morado de Guanajuato y Atlixco y de la hoja de camote. El segundo bloque son las muestras del producto alimenticio elaborado con camote morado, el panqué.

### 7.1 FENOLES TOTALES

La medición se realizó directamente del extracto. El resultado se reporta como miligramos equivalentes de ácido gálico en 100 g de muestra en base seca o como miligramos equivalentes de ácido tánico en 100 g de muestra en base seca, ambos compuestos pueden ser utilizados como estándar. La curva estándar se realizó con ácido gálico y con ácido tánico (anexo)

A continuación, se presenta el contenido de fenoles presente en el camote morado.

En la Tabla 8 se resume los resultados obtenidos del camote morado de Guanajuato y de Atlixco y de la hoja de camote como equivalentes de ácido gálico y de ácido tánico con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 8. Contenido fenólico del extracto de camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote.

Muestra	Fenoles totales	Fenoles totales
	mg eq. ác gal 100 g <sup>-1</sup>	mg eq. ác tan 100 g <sup>-1</sup>
GCL1	1085.15 ± 85.77 <sup>e</sup>	994.22 ± 86.25 <sup>e</sup>
GCL2	820.60 ± 59.19 <sup>f</sup>	728.18 ± 59.53 <sup>f</sup>
GCL3	927.42 ± 46.32 <sup>f</sup>	835.60 ± 46.58 <sup>f</sup>
GCL4	1229.93 ± 103.25 <sup>d</sup>	1139.84 ± 103.84 <sup>d</sup>
ACL1	1610.47 ± 34.77 <sup>ab</sup>	1522.54 ± 34.77 <sup>ab</sup>
ACL2	1575.42 ± 51.66 <sup>b</sup>	1487.29 ± 51.66 <sup>b</sup>
ACL3	1697.26 ± 39.94 <sup>a</sup>	1609.83 ± 39.94 <sup>a</sup>
AHC	1419.37 ± 49.48 <sup>c</sup>	1330.35 ± 49.76 <sup>c</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar

Superíndices <sup>a-f</sup> significan diferencias estadísticas significativas (p>0.05), donde a es mayor contenido y f menor contenido

La muestra que presenta mayor contenido fenólico es ACL3 con 1697.26 mg ác gál/100 g, y la muestra que menor contenido fenólico presenta es GCL2 con 820.60 mg ác gál/100 g.

No hay diferencia significativa entre ACL1 y ACL3, éstas son las muestras que mayor contenido fenólico presentan con 1610.47 mg ác gál/100 g y 1697.26 mg ác gál/100 g respectivamente. Por otro lado, GCL2 y GCL3 son las muestras que menor contenido fenólico presentan con 820.60 mg ác gál/100 g y 927.42 mg ác gál/100 g respectivamente, y no tienen diferencia significativa entre ellas.

ACL3 contiene 1697.26 mg ác gál/100 g y 1609.83 mg ác tán/100 g, se puede ver que hay una diferencia aproximada de 90 mg entre una cantidad y otra, esto podría deberse a que el ácido gálico es una molécula pequeña al contrario que el ácido tánico, el cuál es una molécula grande, es decir, la diferencia en la solubilidad es la que hace la diferencia en el resultado. Es posible calcular el contenido fenólico

utilizando cualquiera de los dos compuestos, aunque el resultado no es lo mismo el comportamiento de las muestras si, ACL3 es la muestra que con ambos ácidos presenta mayor contenido fenólico.

Comparando el contenido fenólico del camote morado mexicano con una variedad de camote morado chino, Jizi 01 cuyo contenido fenólico es de 5430 mg ác gál/100 g muestra seca (Ji, 2015), el camote morado mexicano contiene menor cantidad de compuestos fenolicos que esta variedad de camote.

Comparando con otras frutas, ACL3 contiene 1697.26 mg ác gál/100 g, más de lo que contiene la cereza (114.56 mg ác gál/100 g), la uva roja (80.28 mg ác gál/100g) y la ciruela (73.04 mg ác gál/100 g) (Fu, 2011). Esto quiere decir que el camote morado es un alimento rico en compuestos fenólicos, más adelante se abordará la actividad antioxidante que presenta.

AHC presenta un contenido fenólico de 1419.37 mg ác gál/100 g. Mayor contenido que el que presenta el limón con 108.78 mg ác gál/100 g y la espinaca con 32.54 mg ác gál/100 g. (Topalovic *et al.*, 2013) Al tener un alto contenido fenólico lo hace idóneo para ser consumido debido a las propiedades asociadas a estos compuestos. Más adelante se abordará si presenta actividad antioxidante.

Hay estudios sobre el contenido fenólico presente en otras variedades de hoja de camote morado chino, pero estos estudios han evaluado el contenido utilizando como estándar ácido clorogénico, lo que hace imposible que se haga una comparación.

No hay relación alguna entre la calidad del camote y el contenido fenólico. ACL3 presenta mayor contenido que ACL1. Esto quiere decir que la clasificación empírica que se tiene del camote no tiene relación alguna con el contenido de compuestos bioactivos.

A continuación, se presentará y discutirá los resultados obtenidos del contenido de fenoles presente en el producto alimenticio elaborado con camote

En la Tabla 9 se resumen los resultados obtenidos de las muestras de panqué con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 9. Contenido fenólico del extracto de camote

Muestra	Fenoles totales mg eq. ác gal 100 g <sup>-1</sup>	Fenoles totales mg eq. ác tan 100 g <sup>-1</sup>
HCM	1694.76 ± 6.42 <sup>a</sup>	1607.31 ± 6.46 <sup>a</sup>
MHC	583.19 ± 18.24 <sup>c</sup>	489.40 ± 18.34 <sup>c</sup>
PHC	643.69 ± 48.06 <sup>b</sup>	550.25 ± 48.34 <sup>b</sup>
MPC	636.18 ± 35.41 <sup>bc</sup>	542.70 ± 35.61 <sup>bc</sup>
PPC	595.29 ± 15.68 <sup>bc</sup>	501.57 ± 15.77 <sup>bc</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar

Superíndices <sup>a-c</sup> significan diferencias estadísticas significativas

(p>0.05), donde a es mayor contenido y c menor contenido

HCM con 1694.76 mg ác gál/100 g es la muestra que mayor contenido fenólico presenta y MHC, MPC y PPC con 583.19, 636.18 y 595.29 mg ác. gál/ 100 g respectivamente, son las muestras que menor contenido presentan, y entre ellas no hay diferencia significativa.

Se puede observar que parte de los compuestos fenólicos presentes en HCM se conservan durante la elaboración del panqué, y que los mismos se conservan aún después del tratamiento térmico. En las muestras MPC y PPC la pérdida de la mayoría del contenido fenólico puede deberse a muchas causas como una sobreexposición al oxígeno, a altas temperaturas, a la humedad o a una interacción con los ingredientes. Hay que tomar en cuenta que 1 gramo de harina no es igual a 1 gramo de panqué, sólo un 30% aproximadamente corresponde a la harina de camote.

En las muestras MHC y PHC hay un aumento en el contenido fenólico después del tratamiento térmico, al contrario de lo que pasa con MPC y PPC. Esto indica que agregar el camote morado en forma de harina garantiza que una parte de los fenoles se conservan. Esto puede ser por el contenido de almidón presente, el cual enmascara los compuestos bioactivos durante el mezclado y después con el aumento de temperatura, parte del almidón se degrada y esto hace que los compuestos atrapados se liberen y por eso aumente el contenido fenólico. Por lo tanto, la formulación del producto alimenticio utilizando harina en lugar de puré de camote morado es mejor, más adelante se verá si esta afirmación se mantiene

Como se ha observado en este método todas las muestras presentan contenido fenólico, a continuación, por el siguiente método se determinó que parte de este contenido fenólico corresponde a antocianinas.

## **7.2 ANTOCIANINAS**

La medición se realizó a partir del extracto obtenido de cada una de las muestras.

Los resultados obtenidos por el método de pH diferencial de camote morado se muestran a continuación

En la Tabla 12 se resume los resultados obtenidos del camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote con su respectiva desviación estándar y comparación de medias. Los resultados se reportan como miligramos de cianidina-3-glucosido en 100 g de muestra, el cálculo se realizó de acuerdo con el método de pH diferencial.

Tabla 12. Antocianinas totales del extracto de camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote.

Muestra	Antocianinas totales mg cian-3-gluc 100 g <sup>-1</sup>
GCL1	35.74 ± 1.20 <sup>e</sup>
GCL2	34.29 ± 0.70 <sup>ef</sup>
GCL3	32.17 ± 3.38 <sup>f</sup>
GCL4	55.77 ± 0.88 <sup>d</sup>
ACL1	162.09 ± 1.84 <sup>b</sup>
ACL2	157.30 ± 1.20 <sup>e</sup>
ACL3	175.34 ± 2.41 <sup>a</sup>
AHC	2.12 ± 0.19 <sup>g</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar

Superíndices <sup>a-g</sup> significan diferencias

estadísticas significativas ( $p > 0.05$ ), donde

a es mayor contenido y f menor contenido

La muestra que mayor contenido de antocianinas presenta es ACL3 (175 mg/100 g) y la que menos antocianinas presenta es AHC (2.12 mg/100 g).

ACL3 y ACL1 son las muestras que mayor contenido de antocianinas presentan, y son las mismas muestras que mayor contenido fenólico presentan, la tendencia es la misma.

ACL3 contiene 175.34 mg/100 g, el contenido que presenta es superior al comparar con otras variedades de camote morado en China con contenido de antocianinas de 57.5, 96.8, y 21.2 mg/100 g, pero con la variedad Jizi 01 (623 mg/100 g) (Ji, 2015) es inferior.

Tanto ACL1 (162.09 mg/100 g), ACL2 (157.30 mg/100 g) y ACL3 (175.34 mg/100 g) tienen un contenido alto de antocianinas con respecto a otras frutas tales como mora (41.8 mg/100 g), uva (30.9 mg/100 g) y fresa (23.7 mg/100 g) (Kuskoski, 2005).

Estudios previos han aislado del camote morado mexicano antocianinas del tipo aciladas las cuales son resistentes a altas temperaturas, de ahí su importancia para la industria alimenticia.

No hay una diferencia significativa entre las calidades 1,2 y 3 de camote morado proveniente de Guanajuato. Y presentan menor contenido de antocianinas. En la Figura 15 se puede observar de manera gráfica la diferencia entre las muestras de camote y de hoja.

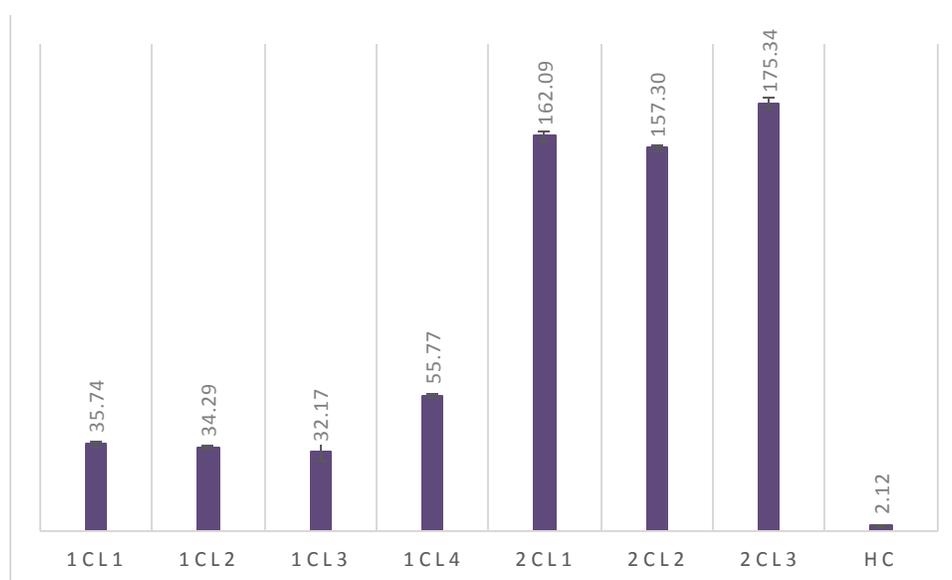


Figura 15. Antocianinas totales (mg eq. cianidina-3-glucósido 100 g<sup>-1</sup> muestra) de muestras de camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote.

Como se puede ver hay una gran diferencia en el contenido de antocianinas entre las dos variedades.

AHC presentó un valor relativamente alto de compuestos fenólicos, pero de antocianinas fue insignificante por lo que se puede deducir que los compuestos fenólicos que posee en su mayoría pueden ser ácidos fenólicos u otro tipo de compuestos fenólicos.

Los resultados obtenidos por pH diferencial de las muestras del producto elaborado con camote morado se muestran a continuación.

En la Tabla 13 se resumen los resultados obtenidos de las muestras de panqué en antocianinas con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 13. Antocianinas totales de las muestras del producto alimenticio (panqué).

Muestra	Antocianinas totales mg cian-3-gluc 100 g <sup>-1</sup>
HCM	149.62 ± 4.73 <sup>a</sup>
MHC	32.51 ± 1.17 <sup>c</sup>
PHC	35.74 ± 4.92 <sup>c</sup>
MPC	44.86 ± 3.17 <sup>b</sup>
PPC	31.95 ± 0.51 <sup>c</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar

Superíndices <sup>a-c</sup> significan diferencias estadísticas significativas (p>0.05), donde a es mayor contenido y f menor contenido

HCM con 149.62 mg/100 g es la muestra que mayor contenido de antocianinas presenta y las muestras de menor contenido son MHC, PHC y PPC con 32.51, 35.74 y 31.95 mg/100 g respectivamente. Entre las tres no hay diferencia significativa.

Como se puede apreciar en la Figura 16, aun cuando se ha perdido parte del contenido de antocianinas inicial, la cantidad presente es suficiente para impartir al panqué un color púrpura oscuro.



Figura 16. Panqué de camote morado

Se puede ver la diferencia que hay entre HCM (149.62 mg/100 g) con MHC (32.51 mg/100 g) y PHC (35.74 mg/100 g). Hay una gran pérdida de antocianinas, ya sea porque los otros componentes las encapsulan o las inactivan, o el procesado de la harina de camote fue inadecuado.

La tendencia es la misma que en el método de fenoles, HCM es la muestra que mayor contenido fenólico presenta y mayor contenido de antocianinas tiene.

Se puede ver que el tratamiento térmico disminuye el contenido de antocianinas totales.

En la Figura 17 se compara el contenido de fenoles totales obtenido con ácido gálico con el contenido de antocianinas totales para observar que tanto de este contenido fenólico corresponde a antocianinas.



Figura 17. Fenoles totales (mg eq. Ácido gálico 100 g-1 muestra) y antocianinas totales (mg eq. Cianidina-3-glucósido 100 g-1 muestra) de a) muestras de camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote. Y b) muestras de panqué.

Y se puede ver que el contenido de antocianinas presente en las muestras con respecto al contenido fenólico corresponde a un 10% o menos.

Una vez que se determinó que las muestras contienen compuestos fenólicos y antocianinas, por medio de los siguientes métodos se determina la actividad antioxidante que presentan

### **7.3 ABTS**

Para la actividad antioxidante determinada por ABTS el resultado se reporta como micromoles equivalentes de trolox en 1 gramo de muestra ( $\mu\text{mol eq. Trolox g}^{-1}$ ) a los 5 minutos. La curva estándar se hizo con trolox. (Anexo)

En el siguiente bloque se muestran los resultados obtenidos por el método ABTS de camote morado y el análisis de resultados.

En la Tabla 14 se resume los resultados obtenidos en el método ABTS en las muestras de camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 14. Micromoles equivalentes de trolox por gramo de muestra en el camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote.

Muestra	ABTS
	$\mu\text{mol eq. Trolox g}^{-1}$
GCL1	$1.036 \pm 0.011^c$
GCL2	$0.984 \pm 0.003^d$
GCL3	$0.994 \pm 0.008^d$
GCL4	$1.100 \pm 0.004^a$
ACL1	$1.100 \pm 0.003^a$
ACL2	$1.074 \pm 0.004^b$
ACL3	$1.078 \pm 0.004^b$
AHC	$1.082 \pm 1.014^b$

n=3, resultado  $\pm$  desviación estándar

Superíndices <sup>a-d</sup> significan diferencias estadísticas significativas ( $p > 0.05$ ), donde a es mayor actividad y d menor actividad

Las muestras que presentan mayor actividad antioxidante son GCL4 y ACL1 con 1.1  $\mu\text{mol trolox/g}$  cada una. Y las muestras que menor actividad antioxidante presentan son GCL2 y GCL3 con 0.984 y 0.994  $\mu\text{mol trolox/g}$  respectivamente, sin diferencia significativa entre ellas.

Las muestras ACL2, ACL3 y AHC no tienen diferencia significativa con 1.074, 1.078 y 1.082  $\mu\text{mol trolox/g}$  respectivamente y GCL2 y GCL3 tampoco tienen una diferencia significativa con 0.984 y 0.994  $\mu\text{mol trolox/g}$  respectivamente. Esto indica que la actividad antioxidante que presenta el camote morado no tiene una relación directa con la calidad establecida, este comportamiento se ha visto en los otros métodos, la calidad se establece de manera empírica, no tiene relación alguna con el contenido de compuestos bioactivos.

Como se puede apreciar, por este método las muestras casi no presentan diferencia significativa entre ellas. ACL1 presentó una cantidad alta de fenoles y de

antocianinas, es la muestra que por este método presenta mayor actividad antioxidante. GCL4 también es la que presenta mayor actividad antioxidante que las otras muestras, sin embargo, esta muestra no presentó en las determinaciones anteriores un alto contenido fenólico ni un alto contenido de antocianinas, es la cuarta muestra que presentó un contenido alto de fenoles. Esto indica que no hay una relación directa entre contenido fenólico y actividad antioxidante.

GCL4 y ACL1 son las muestras que mayor actividad antioxidante presentan con 1.1  $\mu\text{mol trolox/g}$ , comparadas con otras frutas tales como manzana roja (4.62  $\mu\text{mol/g}$ ), mora azul (1.26  $\mu\text{mol/g}$ ), uva roja (3.95  $\mu\text{mol/g}$ ), ciruela (5.22  $\mu\text{mol/g}$ ) (Li, 2011) la actividad que presentan es inferior. Sin embargo, frente a estas frutas, el camote morado tiene la ventaja de ser un cultivo gran importancia económica, crece con pocos requerimientos e insumos, presenta tolerancia al calor y es de fácil propagación, al contrario que el resto de las frutas.

En el siguiente bloque se muestra la actividad antioxidante del panqué de camote por el método ABTS y el análisis de resultado.

En la Tabla 15 se resume los resultados obtenidos en las muestras de panqué por el método ABTS con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 15. Micromoles equivalentes de trolox por gramo de muestra en el panque de camote.

Muestra	ABTS
	$\mu\text{mol eq. Trolox g}^{-1}$
HCM	$1.142 \pm 0.005^a$
MHC	$0.816 \pm 0.027^b$
PHC	$0.839 \pm 0.016^b$
MPC	$0.676 \pm 0.025^c$
PPC	$0.691 \pm 0.020^c$

n=3,  $\pm$ desviación estándar

Superíndices <sup>a-c</sup> significan diferencias estadísticas significativas ( $p > 0.05$ ), donde a es mayor actividad y c menor actividad

Se puede ver que la muestra que mayor actividad antioxidante presenta es HCM con  $1.142 \mu\text{mol trolox/g}$ , le sigue MHC y PHC con  $0.816$  y  $0.839 \mu\text{mol trolox/g}$  respectivamente; MPC y PPC con  $0.691$  y  $0.676 \mu\text{mol trolox/g}$  respectivamente.

No hay diferencia significativa entre MHC Y PHC y entre MPC y PPC, es decir, la actividad antioxidante se mantuvo durante el tratamiento térmico tanto en la harina como en la pulpa de camote morado, y es mayor la actividad antioxidante en el panqué elaborado con harina.

El comportamiento de las muestras fue similar al reportado en los métodos anteriores. En ambas formulaciones la actividad antioxidante aumentó muy poco después del tratamiento térmico, lo que indica que puede que parte de los compuestos bioactivos interaccionaron con el resto de los componentes y estos los encapsularon, después del horneado se degradan y son liberados, sin embargo, el aumento no hace diferencia en la actividad antioxidante, las muestras no presentan diferencia significativa.

## 7.4 DPPH

El resultado se reporta como IC<sub>50</sub> los miligramos de muestra en un mililitro (mg mL<sup>-1</sup>) necesarios para inhibir el 50% del radical DPPH. La curva estándar se hizo con Trolox (Anexo).

A continuación, se muestra la actividad antioxidante determinada por el método DPPH de camote morado.

En la Tabla 16 se resume los resultados obtenidos de las muestras de camote 1, 2 y hoja de camote con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 16. IC<sub>50</sub> reportada en mg de trolox por mililitro en las muestras de camote morado de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote

Muestra	DPPH
	IC <sub>50</sub> mg mL <sup>-1</sup>
GCL1	1.80 ± 0.53 <sup>de</sup>
GCL2	1.89 ± 1.30 <sup>e</sup>
GCL3	2.04 ± 1.74 <sup>f</sup>
GCL4	1.70 ± 0.59 <sup>d</sup>
ACL1	1.12 ± 0.67 <sup>b</sup>
ACL2	1.39 ± 1.06 <sup>c</sup>
ACL3	0.80 ± 0.06 <sup>a</sup>
AHC	2.04 ± 1.02 <sup>f</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar

Superíndices <sup>a-f</sup> significan diferencias estadísticas significativas (p>0.05), donde a es mayor actividad y f menor actividad

La muestra que menor IC<sub>50</sub> tiene es ACL3 con 0.8 mg/mL y las muestras que mayor IC<sub>50</sub> tienen son GCL3 y AHC con 2.04 mg/mL cada una. En este método el

resultado refleja la cantidad mínima necesaria de la muestra para lograr inhibir el 50% del radical, es decir, entre más pequeña sea la cantidad es mayor la actividad antioxidante que presenta.

Es difícil poder comparar el resultado obtenido con otros datos debido a que en la literatura autores han determinado la actividad antioxidante utilizando como estándar el ácido ascórbico, lo que hace imposible una comparación con otros trabajos. No hay una estandarización en la medición de actividad antioxidante, cada método tiene sus variables, se pueden utilizar muchos compuestos como estándares bajo las condiciones que requiera el estudio en cuestión.

ACL3 con 0.80 mg/mL y ACL1 con 1.12 mg/mL son las muestras que mayor actividad antioxidante presentan al ser las muestras que en menor cantidad logran inhibir el 50% del radical, y también son las muestras que presentaron mayor contenido fenólico y de antocianinas en las determinaciones anteriores.

A continuación, se presenta la actividad antioxidante por el método DPPH del panqué de camote morado.

En la Tabla 17 se resume los resultados obtenidos en las muestras de panqué por el método DPPH con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 17. IC50 reportada en mg de trolox por mililitro en las muestras de panqué de camote

Muestra	DPPH
	IC <sub>50</sub> mg mL <sup>-1</sup>
HCM	2.04 ± 0.06 <sup>a</sup>
MHC	3.85 ± 0.11 <sup>c</sup>
PHC	3.50 ± 0.05 <sup>b</sup>
MPC	3.90 ± 0.08 <sup>c</sup>
PPC	4.47 ± 0.07 <sup>d</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar  
 Superíndices <sup>a-d</sup> significan diferencias estadísticas significativas (p>0.05), donde a es mayor actividad y d menor actividad

La muestra que menor IC50 presenta es HCM con 2.04 mg/mL y la muestra que mayor IC50 presenta es PPC con 4.47 mg/mL

Se puede ver que entre las muestras MHC y PHC hay diferencia significativa, después del proceso térmico la actividad antioxidante es mayor, a diferencia por el método ABTS que no hay. Y entre las muestras MPC y PPC si hay diferencia significativa en la cantidad y que después del tratamiento térmico esta es menor.

Como en el método ABTS, HCM es la muestra que mayor actividad antioxidante presenta, esta es la muestra que mayor contenido de fenoles y antocianinas presenta. El comportamiento de las muestras es similar.

## 7.5 FRAP

El resultado se reporta como micromoles equivalentes de hierro (II) en un gramo de muestra ( $\mu\text{moles eq Fe}^{2+} \text{ g}^{-1}$ ) a los 4 y 30 minutos. La curva estándar se hizo con  $\text{Fe}^{2+}$ . (Anexo).

En el siguiente bloque se expone la actividad antioxidante medida por el método FRAP del camote morado.

En la Tabla 18 se resume los resultados obtenidos de camote 1, 2 y hoja de camote por el método FRAP reportados en el tiempo 4 y 30 minutos, con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 18. Micromoles equivalentes de hierro (II) por gramo de muestra de camote de Guanajuato y Atlixco y hoja de camote, a los 4 y 30 minutos.

Muestra	FRAP	
	$\mu\text{moles eq Fe}^{2+} \text{ g}^{-1}$	
	4 min	30 min
GCL1	3.659 $\pm$ 0.037 <sup>b</sup>	3.901 $\pm$ 0.088 <sup>c</sup>
GCL2	2.673 $\pm$ 0.062 <sup>e</sup>	2.969 $\pm$ 0.033 <sup>f</sup>
GCL3	3.133 $\pm$ 0.105 <sup>d</sup>	3.375 $\pm$ 0.038 <sup>e</sup>
GCL4	4.222 $\pm$ 0.061 <sup>a</sup>	4.259 $\pm$ 0.048 <sup>a</sup>
ACL1	3.542 $\pm$ 0.181 <sup>bc</sup>	4.278 $\pm$ 0.053 <sup>a</sup>
ACL2	3.015 $\pm$ 0.027 <sup>d</sup>	4.078 $\pm$ 0.018 <sup>b</sup>
ACL3	3.442 $\pm$ 0.137 <sup>c</sup>	3.790 $\pm$ 0.066 <sup>d</sup>
AHC	1.959 $\pm$ 0.049 <sup>f</sup>	2.747 $\pm$ 0.103 <sup>g</sup>

n=3, resultado  $\pm$  desviación estándar

Superíndices <sup>a-g</sup> significan diferencias estadísticas significativas ( $p > 0.05$ ), donde a es mayor contenido y g menor contenido

A los 4 minutos la muestra que mayor actividad antioxidante presenta es GCL4 con 4.22  $\mu\text{mol eq Fe}^{2+}/\text{g}$  y AHC con 1.96  $\mu\text{mol eq Fe}^{2+}/\text{g}$  es la muestra que menor actividad antioxidante presenta. A los 30 minutos las muestras que mayor actividad presentan son GCL4 y ACL1 con 4.26 y 4.28  $\mu\text{mol eq Fe}^{2+}/\text{g}$  respectivamente, sin diferencia significativa entre ellas. Por otro lado, AHC es la muestra que presenta menor actividad antioxidante con 2.75  $\mu\text{mol eq Fe}^{2+}/\text{g}$ . La diferencia que hay entre las dos mediciones es debido al tiempo que transcurre, cada muestra se comporta de una manera diferente, hay muestras que es significativo el aumento y otras muestras que el cambio es poco.

GCL4 a los 4 minutos presenta 4.22  $\mu\text{mol eq Fe}^{2+}/\text{g}$ , comparando con manzana roja (5.90), mora azul (10.11), uva roja (6.70), cereza (8.01) (Li, 2011), Estas frutas presentan mayor actividad antioxidante que cualquier muestra de camote morado analizada, esto se observó de igual manera por el método ABTS, la comparación se realiza con este tipo de frutas debido a que es conocido que estas frutas son ricas en compuestos antioxidantes, Sin embargo, el camote morado sigue siendo un cultivo muy atractivo por sus grandes ventajas como siembra fácil, se cosecha más de una vez al año y es de bajo costo.

ACL1 y GCL4, son las muestras que mayor actividad antioxidante presentan, aquí se rompe la tendencia de la muestra ACL3, que en métodos anteriores es la que ha presentado mayor contenido fenólico y mayor actividad antioxidante.

Por este método se puede ver que el comportamiento de una muestra en un método no significa que tendrá el mismo comportamiento en otro método, es decir, se espera que en los tres métodos de actividad antioxidante las muestras se comporten similar debido a que en los tres se mide actividad antioxidante, pero la realidad es otra, como se ha visto en los métodos anteriores, hay muestras como GCL1 que sigue otra tendencia.

Se puede ver que el comportamiento de las muestras en cada método varía, se esperaba que el comportamiento fuera el mismo, pero la diferencia es debido a la naturaleza de cada método, el radical que se utiliza,

A continuación, se expone la actividad antioxidante medida por el método FRAP del producto elaborado con camote morado.

En la Tabla 19 se resume los resultados obtenidos de panqué de camote por el método FRAP reportados en el tiempo 4 y 30 minutos, con su respectiva desviación estándar y comparación de medias.

Tabla 19. Micromoles equivalentes de hierro (II) por gramo en las muestras de panqué de camote morado.

Muestra	FRAP	
	μmoles Eq Fe <sup>2+</sup> g <sup>-1</sup>	
	4 min	30 min
HCM	3.013 ± 0.027 <sup>a</sup>	3.925 ± 0.070 <sup>a</sup>
MHC	1.441 ± 0.004 <sup>c</sup>	1.908 ± 0.038 <sup>b</sup>
PHC	1.518 ± 0.051 <sup>b</sup>	1.916 ± 0.093 <sup>b</sup>
MPC	1.293 ± 0.018 <sup>d</sup>	1.654 ± 0.075 <sup>c</sup>
PPC	1.227 ± 0.015 <sup>e</sup>	1.609 ± 0.025 <sup>c</sup>

n=3, resultado ± desviación estándar

Superíndices <sup>a-f</sup> significan diferencias estadísticas significativas

(p>0.05), donde a es mayor contenido y e menor contenido

A los 4 minutos, la muestra que mayor actividad antioxidante presenta es HCM con 3.01 μmol eq Fe<sup>2+</sup>/g y la muestra que menor actividad antioxidante presenta es PPC con 1.23 μmol eq Fe<sup>2+</sup>/g. a los 30 min, sigue siendo HCM con 3.92 μmol eq Fe<sup>2+</sup>/g la muestra que mayor actividad antioxidante presenta y las muestras que menor actividad antioxidante presentan son MPC y PPC con 1.65 y 1.61 μmol eq Fe<sup>2+</sup>/g respectivamente.

HCM es la muestra que mayor actividad antioxidante presenta, esto solo confirma lo que métodos anteriores han señalado, que esta muestra mantiene la tendencia, ocurre un efecto sinérgico entre todos los antioxidantes presentes en la muestra, lo que le otorga una alta actividad antioxidante, aunque no se mantiene durante el procesado que es lo que se desea al momento de desarrollar un producto nuevo.

## 8. CONCLUSIONES

Después del trabajo realizado en el laboratorio al analizar las diversas muestras, se dieron las siguientes conclusiones:

1. Se logró obtener el extracto de las 4 calidades de camote morado liofilizado proveniente de Guanajuato, las 3 calidades de camote morado liofilizado proveniente de Atlixco, la hoja de camote, la harina de camote y el panqué elaborado con la harina y con la pulpa. Todas estas muestras contienen metabolitos secundarios de tipo fenólico, de los cuales una pequeña parte corresponde a antocianinas.
2. Todas las muestras presentan actividad antioxidante, esta se determinó *in vitro* por 3 métodos: ABTS, DPPH y FRAP. Existe una correlación entre el contenido fenólico y la actividad antioxidante que presentan las muestras.
3. El camote morado liofilizado proveniente de Atlixco presentó mayor contenido fenólico y mayor actividad antioxidante que el camote morado liofilizado proveniente de Guanajuato.
4. Parte de los compuestos fenólicos y la actividad antioxidante que presenta el camote morado se conserva durante la elaboración y el procesamiento de un producto de panadería.

## 9. REFERENCIAS

1. Ahmed, M., Akter, M. S., & Eun, J. B. (2010). Impact of alpha-amylase and maltodextrin on physicochemical, functional and antioxidant capacity of spray-dried purple sweet potato flour. *Journal of the Science and Food Agriculture*, volumen 90. pp. 494-502.
2. Ahmed, M., Akter, M. S., Lee, J. C., & Eun, J. B. (2010). Encapsulation by spray drying of bioactive components, physicochemical and morphological properties from purple sweet potato. *LWT e Food Science and Technology*, volumen 43. pp. 1307-1312.
3. An, L. V., Frankow, B. E. y Lindberg, J. E. (2003). Effect of harvesting interval and defoliation on yield and chemical composition of leaves, stems and tubers of sweet potato (*Ipomoea batatas* (Lam.)) plant parts. *Field Crops Research*, volumen 82. pp. 49–58.
4. Aruoma, O.I. (2003). Methodological considerations for characterizing potential antioxidant actions of bioactive components in plant foods. *Mutation research*. volumen 523. pp. 9-20.
5. Azuma, K., Ippoushi, K., Nakayama, M., Ito, H., Higashio, H., & Terao, J. (2000). Absorption of chlorogenic acid and caffeic acid in rats after oral administration. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 48. pp. 5496–5500.
6. Bartoz, G. (2003). Total antioxidant capacity. *Advances in Clinical Chemistry*, volumen 37, 219–292.
7. Benzie, I. F. F. Choi, S. W. (2014). Antioxidants in Food: Content, Measurement, Significance, Action, Cautions, Caveats, and Research Needs. *Advances in Food and Nutrition Research*, volumen 71. pp. 1-49.
8. Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. doi:10.1038/1811199a0
9. Bovell, B., A.C. (2007). Sweet potato: a review of its past, present, and future role in human nutrition. *Advances in Food and Nutrition Research*, volumen 52. pp. 1–59.

10. Cicco, N., Lanorte, M., Paraggio, M., Viggiano, M. & Lattanzio, V. A. (2009). Reproducible, Rapid and Inexpensive Folin-Ciocalteu Micro-Method in Determining Phenolics of Plant Methanol Extracts. *Microchemical Journal*, volumen 91. pp 107–110.
11. Cipriano, P. A. Ekici, L. Barnes, R. C. Gomes, C. & Talcott, S. (2015). Pre-heating and polyphenol oxidase inhibition impact on extraction of purple sweet potato anthocyanins. *Food Chemistry*, volumen 180. pp. 227-234.
12. Clifford, M. N., Johnston, K. L., Knight, S., & Kuhnert, N. (2003). Hierarchical scheme for LC–MSn identification of chlorogenic acids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 51. pp. 2900–2911.
13. Durst R, Wrolstad R. (2001). Separation and Characterization of Anthocyanins by HPLC. *Handbook of Food Analytical Chemistry*. pp. 33-45.
14. Elahi, M. M., & Matata, B. M. (2006). Free radicals in blood: evolving concepts in the mechanism of ischemic heart disease. *Arch Biochem Biophys (Archives of Biochemistry and Biophysics)*, volumen 450. pp. 78-88.
15. Fan, G. J., Han, Y. B., Gu, Z. X., & Chen, D. M. (2008). Optimizing conditions for anthocyanins extraction from purple sweet potato using response surface methodology (RSM). *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie-Food Science and Technology Journal*, volumen 41(1), pp. 155–160.
16. Farah, A., Monteiro, M., Donangelo, C. M., & Lafay, S. (2008). Chlorogenic acids from green coffee extract are highly bioavailable in humans. *The Journal of Nutrition*, volumen 138. pp. 2309–2315.
17. Figura 1. Variedades de camote. Recuperado de <http://www.thefreshbeet.com/sweetpotato-chili-recipe-redux/> [Accessed 18 Mar. 2016].
18. Figura 2. Variedades de color en el camote. Recuperado de <http://vinagreylimon.blogspot.mx/2013/08/propiedades-nutricionales-del-camote.html> [Accessed 18 Mar. 2016].
19. Figura 3<sup>a</sup> y 3<sup>c</sup>. Estructuras de la planta de camote. Francesco, F. (2005). Available at: <http://sperimentazione.altervista.org/Sweetpotato.html> [Accessed 18 Mar. 2016].

20. Figura 3b. Hojas de camote. Available at: <http://www.forosperu.net/temas/hojas-de-camote-morado-tienen-accion-farmacologica-contra-el-cancer-uterino.168924/> [Accessed 15 Mar. 2016].
21. Fiskaa, H.S., Borge G.I., Bengtson G.B., Bilger, W, Berge, A., Haffner, K. & Asbjørn, S.K. (2007). Phenolics contents and other health and sensory properties of apple fruit (*Malus domestica* Borkh., cv. aroma): Effects of post harvest UV-B irradiation. *Postharvest Biology Technology*.
22. Frankel, E.N. & Meyer, A.S. (2000). Review. The problems of using one-dimensional methods to evaluate multifunctional food and biological antioxidants. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. volumen 80.
23. Fu, L., Xu, B.T., Xu, X.R., Gan, R.Y., Zhanga, Y., Xia, E.Q. & Li, H.B. (2011). Antioxidant capacities and total phenolic contents of 62 fruits. *Food Chemistry*. volumen 129. pp. 345-350.
24. Giusti, M. & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*.
25. Giusti, M., & Wrolstad, R. E. (2003). Acylated anthocyanins from edible sources and their applications in food systems. *Biochemical Engineering Journal*, volumen 14(3). pp. 217–225.
26. Gould, K., Davies, K. M., & Winefield, C. (2008). Anthocyanins: Biosynthesis, functions, and applications. *New York: Springer*.
27. Han, K.H., Shimada, K., Sekikawa, M. & Fukushima, M. (2007). Anthocyanin-rich red potato flakes affect serum lipid peroxidation and hepatic SOD mRNA level in rats. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*. volumen 71. pp. 1356–1359.
28. Huang, D., Ou, B. & Prior, R. L. (2005). The Chemistry behind capacity assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 53 (6), pp. 1841–1856.
29. Huang, Z., Wang, B., Eaves, D.H., Shikany, J.M. & Pace, R.D. (2009). Total phenolics and antioxidant capacity of indigenous vegetables in the southeast United States: Alabama Collaboration for Cardiovascular Equality Project.

*International Journal of Food Sciences and Nutrition*. volumen 60. pp. 100–108.

30. Hülya, O.H. (2007). Total antioxidant activities, phenolics, anthocyanins, polyphenoloxidase activities of selected red grape cultivars and their correlations.
31. [ibiologia.unam.mx](http://www.ibiologia.unam.mx). (2016). Historia de las plantas de Nueva España. [online] Available at: [http://www.ibiologia.unam.mx/plantasnuevaespana/historia de las plantas i t2.html](http://www.ibiologia.unam.mx/plantasnuevaespana/historia%20de%20las%20plantas%20i) [Accessed 21 Feb. 2016].
32. Ishida, H., Suzuno, H., Sugiyama, N., Innami, S., Tadokoro, T., & Maekawa, A. (2000). Nutritive evaluation on chemical components of leaves, stalks and stems of sweet potatoes (*Ipomoea batatas*). *Food Chemistry*, volumen 68. pp. 359–367.
33. Ishiguro, K., Yahara, S., & Yoshimoto, M. (2007). Changes in polyphenols content and radical-scavenging activity of sweetpotato (*Ipomoea batatas* L.) during storage at optimal and low temperatures. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 55. pp. 10773–10778.
34. Islam, M. S., Yoshimoto, M., Yahara, S., Okuno, S., Ishiguro, K., & Yamakawa, O. (2002). Identification and characterization of foliar polyphenolic composition in sweetpotato (*Ipomoea batatas* L.) genotypes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 50, pp. 3718–3722.
35. Iwai, K., Kishimoto, N., Kakino, Y., Mochida, K., & Fujita, T. (2004). In vitro antioxidative effects and tyrosinase inhibitory activities of seven hydroxycinnamoyl derivatives in green coffee beans. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 52, pp. 4893–4898.
36. Ji, H., Zhang, H., Li, H. & Li, Y. (2015). Analysis on the Nutrition Composition and Antioxidant Activity of Different Types of Sweet Potato Cultivars. *Food and Nutrition Sciences*, volumen 6, pp. 161-167. doi: 10.4236/fns.2015.61017.
37. Jung, J. K., Lee, S. U., Kozukue, N., Levin, C. E., & Friedman, M. (2011). Distribution of phenolic compounds and antioxidative activities in parts of

- sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) plants and in home processed roots. *Journal of Food Composition and Analysis*, volumen 24, pp. 29–37.
38. Kusano, S. & Abe, H. (2000). Antidiabetic activity of white skinned sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) in obese Zucker fatty rats. *Biological and Pharmaceutical Bulletin*. volumen 23, pp. 23–26.
39. Kuskoski, E.M.; Asueroro, A.G.; Troncoso, A.M.; Garcia-Parilla, M. C.; Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antocianicos. *Revista Brasileña de Ciencia y Tecnología de Alimentos*. volumen 24, n.4, pp. 691-693.
40. Lu, L.Z., Zhou, Y.Z., Zang, Y.Q., Ma, Y.L., Zhou, L.X., Li, L., Zhou, Z.Z. & He, T.Z. (2010). Anthocyanin extracts from purple sweet potato by means of microwave baking and acidified electrolysed water and their antioxidation in vitro. *International Journal of Food Science & Technology*, volumen 45, pp. 1378–1385.
41. Mazza, G. & Miniati, E. (1993). Anthocyanins in fruits, vegetables and grains. *London. CRC Press*.
42. Meyer, A. S., Donovan, J. L., Pearson, D. A., Waterhouse, A. L., & Frankel, E. N. (1998). Fruit hydroxycinnamic acids inhibit human low-density lipoprotein oxidation in vitro. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, volumen 46, pp. 1783–1787.
43. Mortley, D. G., Bonsi, C. K., Loretan, P. A., Hill, W. A., & Morris, C. E. (1994). Relative humidity influences yield, edible biomass, and linear growth rate of sweetpotato. *HortScience*, volumen 29, pp. 609-610.
44. Olayiwola I.O · Abubakar H.N · Adebayo G.B · Oladipo F.O. (2009). Study of Sweet Potato (*Ipomea batatas Lam*) Foods for Indigenous Consumption Through Chemical and Anti-Nutritive Analysis in Kwara State, Nigeria. *Pakistan Journal of Nutrition*. volumen 8(12).
45. Padda, M. S., & Picha, D. H. (2008). Effect of low temperature storage on phenolic composition and antioxidant activity of sweet potatoes. *Postharvest Biology and Technology*, volumen 47, pp. 176-180.
46. Peñarrieta, M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila & Bravo, J. A. (2014). Phenolic compounds in food. *Revista Boliviana de Química*, volumen 31(2), pp. 68-81.

47. Ray, R.C. & Tomlins, K.I. (2010). Sweet Potato: Post-Harvest Aspects in Food, Feed and Industry, *Nova Science Publishers, Inc.*
48. Reesa, D., van Oirschot, Q. E. A., Amour, R., Rwiza, E., Kapinga, R., & Carey, T. (2003). Cultivar variation in keeping quality of sweet potatoes. *Postharvest Biology and Technology*, volumen 28, pp. 313-325.
49. Re, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A.; Yang, M.; Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology & Medicine*. volumen 26, pp. 1231-1237.
50. Riley, P. A. (1994). Free radicals in biology: oxidative stress and the effects of ionizing radiation. *International Journal of Radiation Biology*, volumen 65, pp. 27-33.
51. Saigusa, N., Terahara, N. and Ohba, R. (2005). Evaluation of DPPH-radical scavenging activity and antimutagenicity and analysis of anthocyanins in an alcoholic fermented beverage produced from cooked or raw purple-fleshed sweet potato (*Ipomoea batatas cv. Ayamurasaki*) roots. *Food Science and Technology Research*. volumen 11, pp. 390–394.
52. Sainz Espuñes, T. R., López López, M. & Drago Serrano, M. E. (2006). Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas [en línea]*. volumen 37
53. Sánchez Moreno, C. (2002). Review: methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems. *Food Science and Technology International*. volumen 8. pp. 121-39.
54. Singleton, V.L., Orthofer, R. & Lamuela, R.M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods Enzymol*. volumen 299, pp. 152-178.
55. Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI). Resúmenes Ejecutivos Ejercicio Fiscal 2009.
56. Stathers volumen 1. Low, J., Carey, T., Mwangi, R., Njoku, J., Tumwegamire, S., Malinga J. & Andrade, M. (2013). Everything You Ever Wanted to Know about Sweetpotato: Reaching Agents of Change ToT Manual. 1: Helping

adults to learn; Origin and importance of sweetpotato; Sweetpotato varietal selection and characteristics. *International Potato Center*, Nairobi, Kenya. volumen 1. DOI: 0.4160/9789290604273.v1

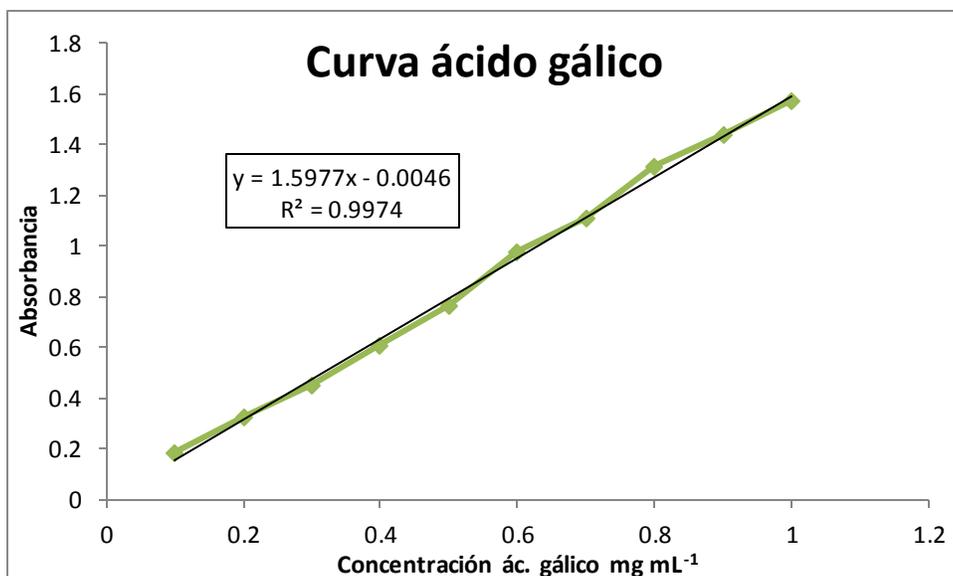
57. Stathers volumen 5. Bechoff, A., Sindi, K., Low, J. & Ndyetabula, D. (2013). Everything You Ever Wanted to Know about Sweetpotato: Reaching Agents of Change ToT Manual. 5: Harvesting and postharvest management, Processing and utilization, Marketing and entrepreneurship. *International Potato Center*, Nairobi, Kenya. volumen 5. DOI: 10.4160/9789290604273.v5
58. Sun, H., Mu, T., Xi, L., Zhang, M. & Chen, J. (2014). Sweet potato (*Ipomoea batatas L.*) leaves as nutritional and functional foods. *Food Chemistry*.
59. Taira, J., Taira, K., Ohmine, W., & Nagata, J. (2013). Mineral determination and anti-LDL oxidation activity of sweet potato (*Ipomoea batatas L.*) leaves. *Journal of Food Composition and Analysis*, volumen 29, pp. 117–125.
60. Terao, J., Karasawa, H., Arai, H., Nagao, A., Suzuki, T., & Takama, K. (1993). Peroxyl radical scavenging activity of caffeic acid and its related phenolic compounds in solution. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, volumen 57, pp. 1204–1205.
61. Thrasivoulou, C., Soubeyre, V., Ridha, H., Giuliani, D., Giaroni, C., Michael, G. J., Saffrey, M. J., & Cowen, T. (2006). Reactive oxygen species, dietary restriction and neurotrophic factors in age-related loss of myenteric neurons. *Aging Cell*, volumen 5, pp. 247-257.
62. Topalović, A., Knežević, M. & Vajs, V. (2013). The total phenolics and antioxidants from fruit and vegetables: an evaluation of daily intake. *Agriculture & Forestry*. volumen 59. pp. 143-154.
63. Wang, G.L., Yue, J., Su, D.X. & Fang, H.J. (2006). Study on the antioxidant activity of sweet potato and its inhibiting effect on growth of cancer S180. *Acta Nutrimenta Sinica* 28, pp. 71–74.
64. Wong, D. (1995). Química de los alimentos: -mecanismos y Teoría. Ed. Acibia, S.A. España. pp 476.
65. Woolfe, J.A. (1992). Sweet Potato: An Untapped Food Source. P. 643. Cambridge, UK: *Cambridge University Press*.

66. Wu, D.M., LU, J., Zheng, Y.L., Zhou, Z., Shan, Q. & Ma, D.F. (2008). Purple sweet potato repairs D-galactose-induced spatial learning and memory impairment by regulating the expression of synaptic proteins. *Neurobiology of Learning and Memory*. volumen 90, pp. 19–27.
67. Yañez Amayo, V. O. (2011). Aislamiento y caracterización de marcadores moleculares microsatélites a partir de la construcción de librerías genómicas enriquecidas de camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). Tesis. UNMSM. Recuperado de [http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtualdata/tesis/basic/Ya%C3%B1ez\\_A\\_V/an\\_tece.pdf](http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtualdata/tesis/basic/Ya%C3%B1ez_A_V/an_tece.pdf)
68. Yayuan, T., Weixi, C. & Baojun, X. (2015). Profiles of phenolics, carotenoids and antioxidative capacities of thermal processed white, yellow, orange and purple sweet potatoes grown in Guilin, China. *Food Science and Human Wellness*. volumen 4. pp. 123–132.
69. Yoshinaga, M., Yamakawa, O., & Nakatani, M. (1999). Genotypic diversity of anthocyanin content and composition in purple-fleshed sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam). *Breeding Science*, volumen 49(1), pp. 43–47.
70. Zhao, J. G., Yan, Q. Q., Xue, R. Y., Zhang, J. & Zhang, Y. Q. (2014). Isolation and identification of colourless caffeoyl compounds in purple sweet potato by HPLC-DAD–ESI/MS and their antioxidant activities. *Food Chemistry*. volumen 161. pp. 22-26.
71. Zheng, Y., Wang, S.Y., Wang, C.Y. & Zheng, W. (2007). Changes in strawberry phenolics, anthocyanins, and antioxidant capacity in response to high oxygen treatments.

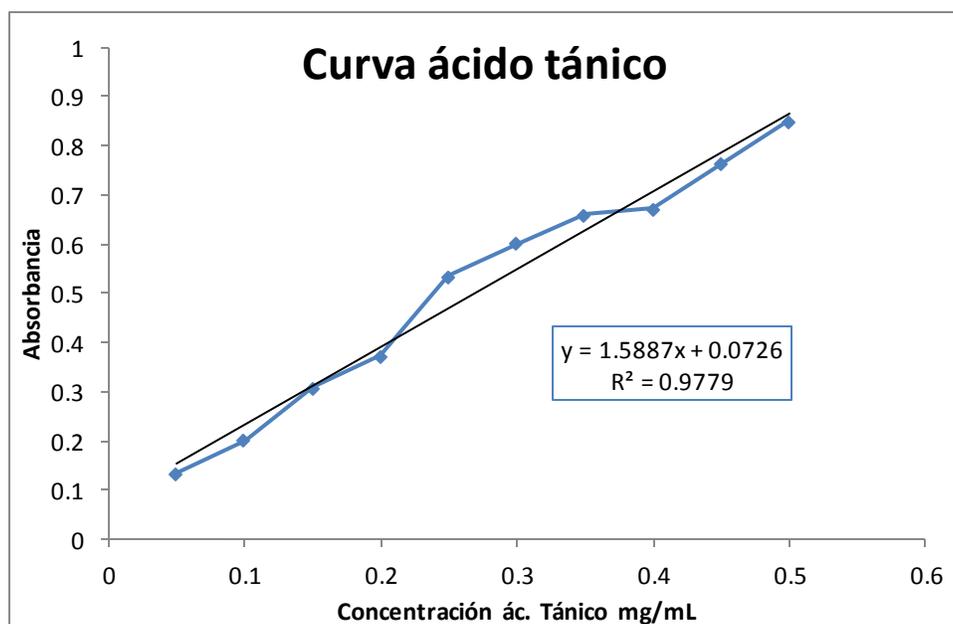
## ANEXO

### Fenoles totales

La medición se realizó directamente del extracto obtenido. El resultado se reporta como miligramos equivalentes de ácido gálico en 100 g de muestra. La curva estándar se realizó con ácido gálico y con ácido tánico.



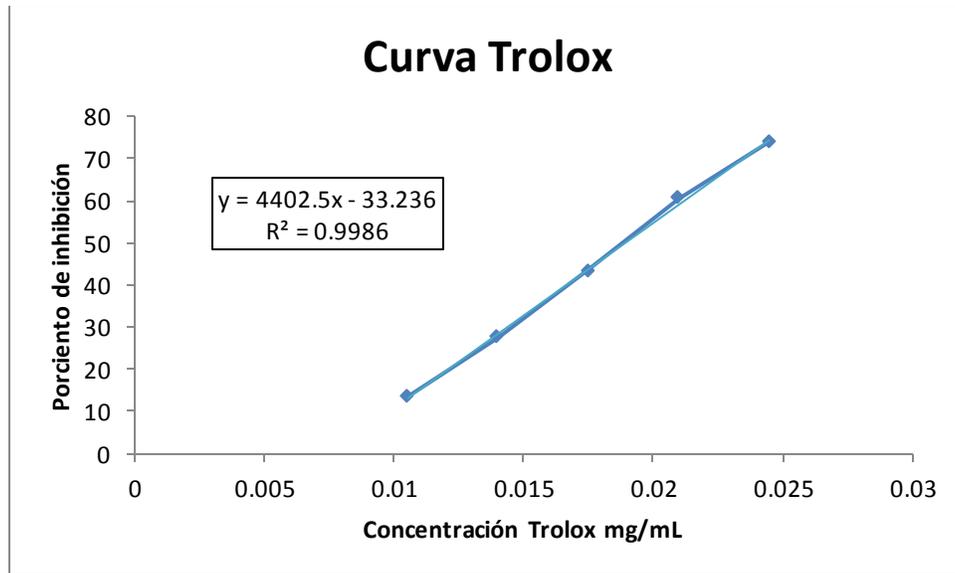
Curva estándar realizada con ácido gálico para fenoles totales.



Curva estándar realizada con ácido tánico

## ABTS

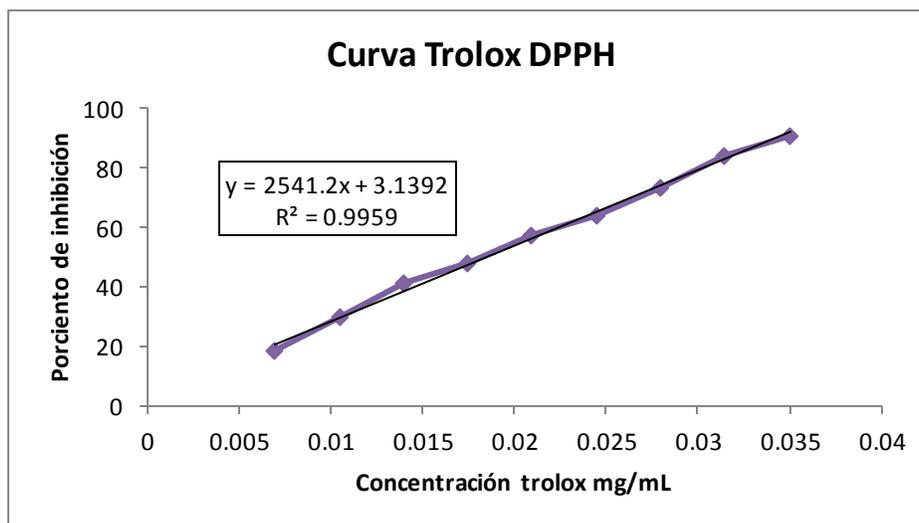
Para la actividad antioxidante se tomó cierto volumen de extracto y se diluyó con una mezcla de metanol: agua a una concentración adecuada para poder realizar la medición. El resultado se reporta como microgramos equivalentes de trolox en 1 mililitro de muestra. La curva estándar se hizo con trolox.



Curva estándar realizada con Trolox para ABTS

## DPPH

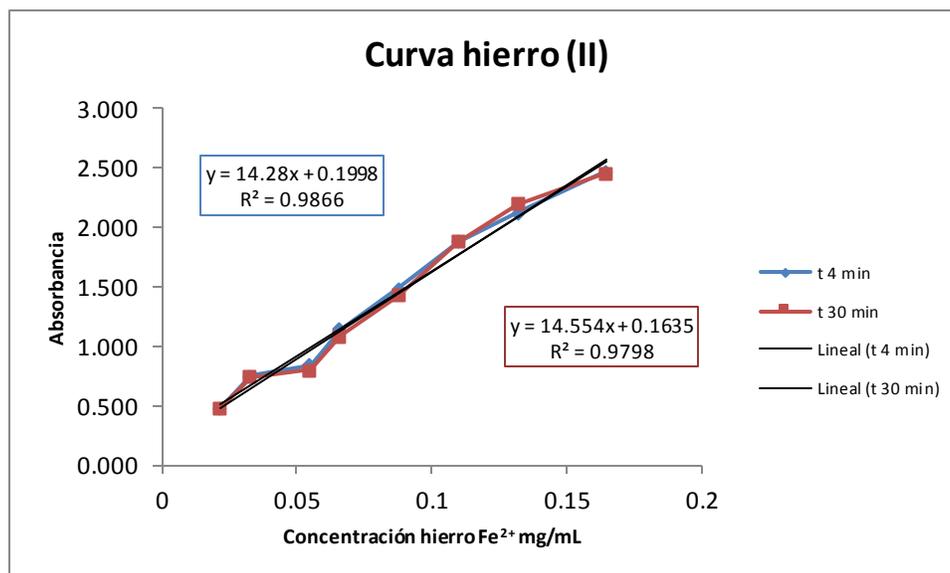
Para la actividad antioxidante se tomó cierto volumen de extracto y se diluyó con una mezcla de metanol: agua, a una concentración adecuada para poder realizar la medición del método. El resultado se reporta como IC50 (mg/mL) los miligramos necesarios de la muestra para inhibir el 50% del radical DPPH. La curva estándar se hizo con Trolox.



Curva estándar realizada con Trolox para DPPH.

## FRAP

Para la actividad antioxidante se tomó cierto volumen de extracto y se diluyó con una mezcla de metanol: agua a una concentración adecuada para poder realizar la medición del método. El resultado se reporta como microgramos equivalentes de hierro (II) en un mililitro de muestra a los 4 y 30 minutos. La curva estándar se hizo con F



Curva estándar realizada con hierro (II) para FRAP