



FACULTAD DE POSGRADOS

DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE CAROTENOIDES DE PÉTALOS
DE DIFERENTES ESPECIES FLORALES CULTIVADAS EN ECUADOR

AUTOR

MARÍA JOSÉ GUERRERO OCHOA

AÑO

2019



FACULTAD DE POSGRADOS

DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE CAROTENOIDES DE PÉTALOS DE
DIFERENTES ESPECIES FLORALES CULTIVADAS EN ECUADOR

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos
establecidos para optar por el título de Magister en Agroindustria mención
Calidad y Seguridad Alimentaria

Profesor Guía

Ph.D Wilson Arturo Vásquez Castillo

Autora

María José Guerrero Ochoa

Año

2019

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido el trabajo Determinación del contenido de carotenoides de pétalos de diferentes especies florales cultivadas en Ecuador, a través de reuniones periódicas con la estudiante María José Guerrero Ochoa en el semestre 201900, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

Wilson Arturo Vásquez Castillo

Doctor of Philosophy

CC: 1001186210

DECLARACIÓN DEL DIRECTOR CIENTÍFICO

“Declaro haber dirigido el trabajo Determinación del contenido de carotenoides de pétalos de diferentes especies florales cultivadas en Ecuador, a través de reuniones periódicas, guiándola con coherencia en el conjunto de experimentos realizados, y orientando sus conocimientos para lograr los objetivos propuestos en la investigación”

Elena del Rocío Coyago Cruz

Doctora en el Programa de Ingeniería Agraria, Alimentaria, Forestal y
Desarrollo Rural Sostenible

C.C: 1713762647

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

"Declaro haber revisado este trabajo, Determinación del contenido de carotenoides de pétalos de diferentes especies florales cultivadas en Ecuador de María José Guerrero Ochoa en el semestre 201900, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación". "

Pablo Santiago Moncayo Moncayo

Magister en Dirección de Operaciones y Seguridad Industrial

C.C: 1712367505

DECLARACIÓN DE AUTORIA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes.”

María José Guerrero Ochoa

C.C: 1715232581

AGRADECIMIENTOS

Gracias a mis padres Fernando y Susana, quienes con su apoyo y mejor predisposición me acompañaron en los viajes para la recolección de materia prima y poder realizar la parte experimental.

A mi directora científica, Dra (Ph.D) Elena Coyago, quien con mucho profesionalismo me ha guiado en este camino y me dio la oportunidad de trabajar en la investigación.

DEDICATORIA

A Dios por permitirme llegar hasta estas instancias y a mis padres, quienes con su apoyo, amor, paciencia y esfuerzo me han hecho una persona de bien y me han dado la fuerza y seguridad para logara mis propósitos en la vida.

RESUMEN

Las plantas ornamentales son aquellas que por sus colores llamativos sirven para la decoración de jardines e incluso han sido utilizadas en la gastronomía como decoración de platos e ingrediente. Los carotenoides son estructuras formadas de 40 átomos de carbono y estudios han determinado que dan lugar a coloraciones entre amarillo y rojo. De esta manera el objetivo del presente trabajo fue determinar el contenido de carotenoides de pétalos de diferentes especies florales cultivadas en Ecuador, para lo cual especies florales (*Renealmia thyrsoides*, *Drymona affinis*, *Renealmia alpinia*, *Warszewiczia coccinea* y *Stromanthe stromanthoides*) fueron recolectadas en el Jardín Botánico “Las Orquídeas”, ubicado en la provincia de Pastaza, y trasladadas a los laboratorios de la Universidad UTE y Universidad Politécnica Salesiana, donde se procedió a medir peso, tamaño, sólidos solubles, acidez, humedad, cenizas y color, y determinar el contenido de carotenoides por medio de cromatografía líquida.

Para los parámetros de color se determinó que la especie *Stromanthe stromanthoides* tuvo el valor más alto para L^* , indicando que es la menos opaca en comparación a las demás especies, mientras que los valores de a^* y b^* presentaron colores cercanos al rojo y amarillo para todas las especies en estudio. Para peso, tamaño, sólidos solubles, acidez titulable, humedad y cenizas de los pétalos, se encontraron diferencias significativas entre las especies estudiadas, siendo *Stromanthe stromanthoides* la planta con mayor peso y *Renealmia thyrsoides*, la especie floral con los pétalos más largos. Para sólidos solubles *Renealmia thyrsoides*, presentó la mayor cantidad de sólidos solubles, en la acidez titulable las especies mostraron similitud estadística con un valor promedio de 0.04 % de ácido oleico, de igual manera en el contenido de humedad con un valor promedio de 91.50 %. Para el contenido de cenizas se reportaron valores de hasta 58.75 % (*Drymonia affinis*).

En cuanto a la identificación y cuantificación de carotenoides, las especies de *Renealmia thyrsoides* y *Warszewiczia coccinea* tienen presencia de luteína, β -

caroteno y zeinoxantina, para *Renealmia alpinia* se identificó un pico cromatográfico de α -caroteno y zeinoxantina, mientras que para *Drymonia affinis* se identificó violaxantina, luteína y β -caroteno. Así mismo, las especies que presentaron colores entre rojo-naranja (*Renealmia alpinia* y *Renealmia thyrsoidea*) fueron las que tuvieron mayor concentración de carotenoides totales (1147.3 y 95.8 $\mu\text{g/g}$), teniendo β -caroteno y luteína respectivamente como compuestos mayoritario. En conclusión las especies ornamentales estudiadas poseen contenido de carotenoides, siendo *Renealmia alpinia* la especie con altas concentraciones de β -caroteno (563.32 $\mu\text{g/g}$) y α -caroteno (535.33 $\mu\text{g/g}$) lo cual sustenta la teoría de que los carotenos brindan colores anaranjados o rojizos, la cual se puede tomar como una nueva fuente de obtención de β - caroteno para colorante alimentario y fuente vitamínica.

Palabras claves: carotenoides, plantas ornamentales, cromatografía líquida

ABSTRACT

Ornamental plants are those that by their striking colors are used for decoration of gardens and have been used in gastronomy as a decoration of dishes and ingredients. The Carotenoids are structures formed of 40 carbon atoms and some studies have determined that they give rise to colorations between yellow and red. In this way, the objective of this work was to determine the content of carotenoid in petals of different floral species cultivated in Ecuador, for which, many floral species (*Renealmia thyrsoides*, *Drymonia affinis*, *Renealmia alpinia*, *Warszewiczia coccinea* and *Stromanthe stromanthoides*) were collected in the Botanical Garden "Las Orquídeas", located in Pastaza province, and transferred to the laboratories of the UTE University and Salesiana Polytechnic University, where we proceeded to measure weight, size, soluble solids, acidity, humidity, ash and color, and to determine the Carotenoid content by means of liquid chromatography.

For the color parameters it was determined that *Stromanthe stromanthoides* had the highest value for L^* , indicating that it is the least opaque compared to the other species, while the values of a^* and b^* presented colors close to red and yellow for all the species under study. For weight, size, soluble solids, titratable acidity, humidity and ashes of the petals, we found significant differences among the species studied, being *Stromanthe stromanthoides* the plant with the highest weight and *Renealmia thyrsoides*, the floral species with the longest petals. For soluble solids, *Renealmia thyrsoides*, presented the highest quantity of soluble solids, in the titratable acidity the species showed similarity with an average value of 0.04% of oleic acid, likewise in the moisture content with an average value of 91.50%. For the ash content, higher values to 58.75% were reported (*Drymonia affinis*).

Regarding the identification and quantification of carotenoids, the *Renealmia thyrsoides* and *Warszewiczia coccinea* species have presence of lutein, β -carotene and zeinoxanthin, for *Renealmia alpinia* was indentified a chromatographic peak of α -carotene and zeinoxanthin, while for *Drymonia affinis* was identified violaxanthin, lutein and β -carotene. Likewise, the species that

showed colors between red-orange (*Renealmia alpinia* y *Renealmia thyrsoidea*) were those that had the highest concentration of carotenoids totals (1147.3 and 95.8 $\mu\text{g} / \text{g}$) having β -carotene and lutein respectively as majority compounds. In conclusion the ornamental species that we have studied, have carotenoid content, being *Renealmia alpinia* the species with high concentrations of β -carotene (563.32 $\mu\text{g} / \text{g}$) and α -carotene (535.33 $\mu\text{g} / \text{g}$) which all supports the theory of carotenes provide colors orange or reddish, which can be taken as a new source of obtaining β -carotene for food coloring and vitamin source.

Keywords: carotenoids, ornamental plants, liquid chromatology

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Planteamiento del problema	2
1.3. Objetivos	2
1.3.1. Objetivo General	2
1.3.2. Objetivos Específicos.....	2
1.4. Justificación	3
2. MARCO TEÓRICO	4
2.1. Compuestos funcionales	4
2.2. Estructura Química de los Carotenoides.....	5
2.2.1. Funciones de los carotenoides en las plantas	7
2.2.2. Consideraciones para el análisis de carotenoides.....	8
2.3. Fuentes y producción de carotenoides	10
2.3.1. Producción de carotenoides	10
2.4. Uso de carotenoides en la industria	11
2.5. Potencial de los carotenoides	12
2.6. Importancia de los carotenoides en la salud humana	13
2.7. Plantas ornamentales.....	14
2.7.1. <i>Drymonia affinis</i> (Mansf.) Wiehler.....	15
2.7.2. <i>Warszewiczia coccinea</i> (Vahl) Klotzsch.....	17
2.7.3. <i>Renealmia alpinia</i> (Rottb) Maas.....	19
2.7.4. <i>Renealmia thyrsoides</i> (Ruiz & Pav.) Poepp. & Endl	21
2.7.5. <i>Stromanthe stromanthoides</i> (J.F. Macbr) I.Andersson.....	24

3. MATERIALES Y MÉTODOS	25
3.1. Ubicación del Experimento	25
3.2. Materiales.....	25
3.2.1. Material vegetal.....	25
3.2.2. Estadística	26
3.3. Tratamientos	26
3.4. Esquema ANOVA	27
3.5. Variables	27
3.5.1. Determinación del color de los pétalos.	27
3.5.2. Peso de los pétalos (g)	28
3.5.3. Tamaño de los pétalos (mm)	28
3.5.4. Sólidos Solubles (°Brix).....	29
3.5.5. Acidez titulable total (%)	29
3.5.6. Humedad de los pétalos (%).....	29
3.5.7. Cenizas totales (%).....	30
3.5.8. Contenido de carotenoides (µg/g).....	30
3.6. Manejo del Experimento	31
3.6.1. Liofilización de muestras.....	32
3.6.2. Análisis por cromatografía líquida.....	32
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
4.1. Caracterización botánica de especies florales	33
4.2. Determinación del Color de los pétalos.	33
4.3. Análisis Físico de los pétalos de las especies florales en estudio	35
4.3.1. Peso y Tamaño de los pétalos.....	35
4.3.2. Sólidos solubles.....	36
4.3.3. Acidez titulable total y Humedad de los pétalos.....	36

4.3.4. Cenizas totales	37
4.4. Identificación y cuantificación de Carotenoides	38
5.CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	44
5.1.Conclusiones	44
5.2. Recomendaciones	44
REFERENCIAS	46
ANEXOS	54

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Descripción botánica <i>Drymonia affinis</i>	16
Tabla 2. Descripción botánica <i>Warszewiczia coccinea</i>	18
Tabla 3. Descripción botánica <i>Renealmia alpinia</i>	20
Tabla 4. Descripción botánica <i>Renealmia thyrsoides</i>	22
Tabla 5. Descripción botánica <i>Stromanthe stromathoides</i>	24
Tabla 6. Descripción de tratamientos analizados	26
Tabla 7. Esquema ANOVA	27
Tabla 8. Valores promedio de parámetros de color de especies florales Ecuatorianas	34
Tabla 9. Valores promedio de los parámetros de calidad comercial de las especies en estudio	37
Tabla 10. Correlación entre sólidos solubles y parámetros de color.....	38
Tabla 11. Valores promedio de la concentración de carotenoides de las especies en estudio	43

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura de los principales carotenoides en alimentos.....	6
Figura 2. Isómeros geométricos de β -caroteno	7
Figura 3. Esquema de degradación de carotenoides	10
Figura 4. <i>Drymonia affinis</i>	16
Figura 5. <i>Warszewiczia coccinea</i>	18
Figura 6. <i>Renealmia alpinia</i>	20
Figura 7. <i>Renealmia thyrsoides</i>	22
Figura 8. <i>Stromanthe stromanthoides</i>	24
Figura 9. Color en el punto del plano cartesiano escala CIELAB	35
Figura 10. Cromatograma de identificación de carotenoides <i>Drymonia affinis</i>	39
Figura 11. Cromatograma de identificación de carotenoides <i>Renealmia thyrsoides</i>	39
Figura 12. Cromatograma de identificación de carotenoides <i>Warszewiczia coccinea</i>	40
Figura 13. Cromatograma de identificación de carotenoides <i>Renealmia alpinia</i>	41
Figura 14. Cromatograma de identificación de carotenoides <i>Stromanthe stromanthoides</i>	41

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

Los carotenoides son estructuras formadas por 40 átomos de carbono. Estos compuestos en su mayoría son solventes apolares, que dan lugar a coloraciones que oscilan entre el amarillo (β - caroteno) y el rojo (licopeno) (Martinez, 2003). Estos pigmentos se encuentran altamente distribuidos en la naturaleza, principalmente en el reino vegetal, bacterias, hongos, vertebrados, invertebrados y crustáceos, es así que se ha incrementado el consumo con la finalidad de obtener beneficios nutricionales (Cornejo, 2011).

Existen alrededor de 700 carotenoides conocidos, los cuales suelen encontrarse en forma libre como ésteres de ácidos grasos y como glucósidos, aunque estos últimos no son muy comunes, así por ejemplo, la crocina, carotenoide natural encontrado en las flores de crocus (*Crocus L.*) y la gardenia (*Gardenia ellis.*), el cual aporta un color rojo intenso, tienen un alto contenido antioxidante y se ha demostrado posee propiedades anticancerígenas (Martinez, 2003). Además, los pétalos de flores, cuyas coloraciones se encuentran entre el amarillo, naranja y rojo, contienen grandes cantidades de carotenoides. Así, en el estudio de flavonoles y carotenoides en pétalos amarillos de rosa, realizado por Huihua, Chao, Xuelian, Sagheer, Aoying, & Qixiang, (2018), se detectó la presencia de 17 carotenoides tales como xantofilas, epoxicarotenoides, hidroxicarotenoides, violaxantina, (*all-E*)-hexanxantina, xantofila, zeaxantina, β -caroteno, entre otros.

Por otra parte, la demanda mundial de carotenoides se ha incrementado en los últimos años. Se estima que en la naturaleza se produce anualmente más de 100 000 000 toneladas de carotenoides, entre los principales se encuentra la fucoxantina, luteína, violaxantina y neoxantina, los cuales se encuentran en algas y en hojas verdes de plantas (Meléndez-Martínez, Vicario, & Heredia, 2004). Además, existen investigaciones que indican, que algunos carotenoides poseen actividad pro-vitámica A y actividad antioxidante, así, se ha demostrado que existe una interacción in vitro de β -caroteno con radicales libres

que rompen cadenas de reacción perjudicial, y estabiliza el oxígeno libre evitando el daño celular (Kriskey, 1989).

1.2. Planteamiento del problema

Ecuador es un país que por su ubicación geográfica y topografía posee microclimas que permiten el desarrollo de alrededor de 25000 especies de plantas (Maurer, 2018); un ejemplo de ellas son las flores de caléndula (*Calendula officinalis*) y orquídeas (*Orchidaceae*), las cuales se encuentran en bosques tropicales, así como también una variedad de flores, que por sus colores vistosos (naranja, amarillo, rojo, entre otros) son utilizadas como ornamentales para decoración; sin embargo, existe limitada información científica que señale el contenido de carotenoides de las diferentes especies de plantas en el Ecuador, que pueden tener diferentes compuestos útiles para el ser humano.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Determinar el contenido de carotenoides de pétalos de diferentes especies florales cultivadas en Ecuador.

1.3.2. Objetivos Específicos

- Caracterizar botánicamente 5 especies florales cultivadas en Ecuador.
- Caracterizar físico-químicamente los pétalos de 5 especies florales cultivadas en Ecuador.

- Cuantificar el contenido de carotenoides presentes en pétalos de 5 especies florales cultivadas en Ecuador.

1.4. Justificación

Los carotenoides son compuestos responsables de la coloración de alimentos como frutas y verduras, es así como se ha derivado su consumo a estas fuentes, con la finalidad de obtener beneficios nutricionales (Cornejo, 2011).

Se estima que en la naturaleza se produce anualmente más de 100 000 000 toneladas de carotenoides, entre los principales se encuentra la fucoxantina, luteína, violaxantina y neoxantina, las cuales se encuentran en algas y en hojas verdes de plantas (Meléndez-Martínez, Vicario, & Heredia, 2004). Además, existen investigaciones que indican que algunos carotenoides poseen actividad pro vitamínica A, por lo que en los últimos años, el uso de estos compuestos se está incrementando y es necesario la búsqueda de nuevas fuentes para la obtención de los mismos.

Por otra parte, Ecuador es un país que por sus características agroecológicas tiene una producción aproximadamente de 4 000 hectáreas de diferentes especies de flores ornamentales (Infoagro, 2017), las cuales son destinadas para el uso en jardines, sin embargo, no se ha encontrado registros bibliográficos acerca de los beneficios que las flores ecuatorianas prestan en la salud de quien las consume. Por lo tanto, el propósito de este estudio, es determinar el contenido de carotenoides de algunas especies florales ornamentales que se producen en Ecuador con el fin de identificar nuevas fuentes de carotenoides, cuyos resultados pueden aportar a futuras investigaciones y ser utilizados por la industria.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Compuestos funcionales

El término "funcional" se utiliza para referirse a compuestos que se consume regularmente para proporcionar beneficios fisiológicos o para reducir el riesgo de enfermedades crónicas, además de brindar funciones nutricionales básicas en el ser humano. Dentro de los alimentos funcionales se puede encontrar a la fibra, prebióticos, probióticos, oligosacáridos, fitoquímicos, antioxidantes y otras sustancias que confieren efectos beneficiosos en la salud humana (Pacheco & Sgarbieri, 2001).

Alguno de los compuestos funcionales los encontramos en frutas, verduras, legumbres, granos, ya que este tipo de alimentos proporcionan al cuerpo humano una alta ingesta de vitaminas, minerales y fibras, que son esenciales para el buen funcionamiento del organismo y para el mantenimiento de la salud (Al-Sheraji, Ismail, Manap, Yusof, & Hassan, 2013).

Por otra parte, los compuestos bioactivos, son aquellos que aportan beneficios a la salud protegiendo al cuerpo humano contra los radicales libres. Estos compuestos no solo se encuentran dentro de la nutrición básica, sino también pueden presentarse de formas variadas, tales como suplementos alimenticios, extractos purificados, comprimidos, entre otros. Los compuestos bioactivos tienen tres aspectos importantes que se detallan a continuación:

- Las funciones que ejercen en el cuerpo humano.
- Las acciones, que son las respuestas beneficiosas o adversas, fisiológicas o farmacológicas que pueden brindar.
- Las asociaciones que son las correlaciones de los componentes de los alimentos con algún aspecto o finalidad fisiológica o clínica que puede o no mostrar una relación causal.

En la actualidad, la identificación de moléculas que presentan características bioactivas ha incrementado, así, los compuestos fenólicos y carotenoides han

tomado importancia ya que varias moléculas de estos grupos han presentado actividad antioxidante (Olmedilla & Granado, 2008; Aludatt, Rababah, Ereifej, & Alli, 2013).

2.2. Estructura Química de los Carotenoides

Los carotenoides son tetra terpenos formados por múltiples unidades de isoprenoides con un anillo ciclohexano sustituido o insaturado en cada uno de los extremos (Meléndez, Heredia, & Vicario, 2007).

Comprenden un gran grupo de pigmentos terpenoides encontrados en organismos eucariotas. Están constituidos por cadenas de 30 o 40 átomos de carbono de prenil pirofosfatos, y pueden extenderse en una etapa posterior hasta 50 átomos de carbono (Goodwin, 1980).

Los carotenoides también pueden dividirse en cadenas más cortas, dando como resultado apo carotenoides como crocetin (pigmento rojo de azafrán (*Crocus sativus*)) y bixin (semillas de achiote (*Bixa orellana*)) (Sadman, Romer, & Fraser, 2006). Son compuestos lipofílicos con estructuras acíclicas, la mayoría de los carotenoides llevan un anillo terminal ϵ o β -ionona (Britton, 1995).

El esqueleto simétrico, que se puede ciclar en uno o ambos extremos, tiene grupos metilo laterales separados por seis átomos de C en el centro. Ciclación y otras modificaciones, tales como hidrogenación, deshidrogenación, doble enlace migración, acortamiento de cadena o extensión, reordenamiento, isomerización e introducción de oxígeno, son funciones que se pueden dar en las moléculas de los carotenoides (Rodríguez- Amaya, 2001).

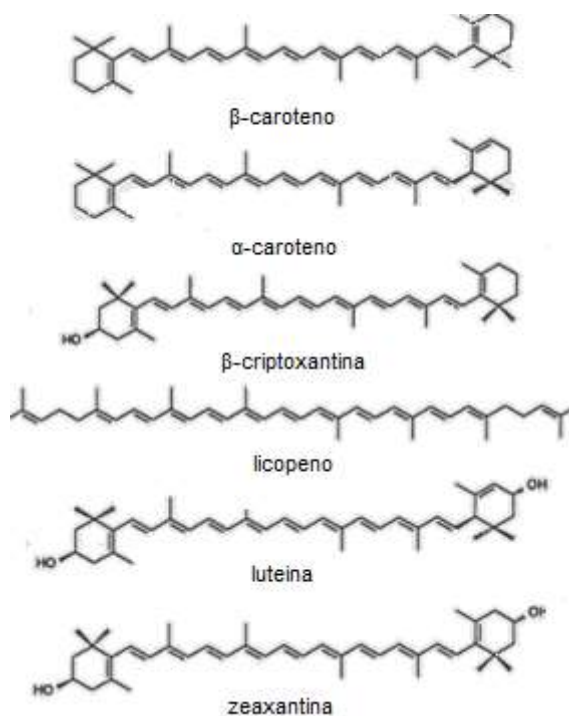


Figura 1. Estructura de los principales carotenoides.

Adaptada de Rodríguez-Amaya & Kimura, 2004.

Los hidrocarburos carotenoides (estructuras formadas de carbono e hidrógeno) se denominan colectivamente carotenos y aquellos que contienen oxígeno se denominan xantofilas. En la naturaleza, se encuentran de forma más estable las formas *trans*, sin embargo no se descarta los isómeros *cis* (Rodríguez-Amaya, 2001).

Los isómeros *cis* / *trans* se producen en los dobles enlaces de la cadena de polieno (Figura 2). En general, están en la configuración *trans*, pero durante la biosíntesis algunos pueden insertarse en una configuración *cis*. En la Figura 5, se puede observar los isómeros *cis* prominentes del β -caroteno natural que son: *all-E*, los 9-, 13- y 15-Z (Sandmann G. , 2014).

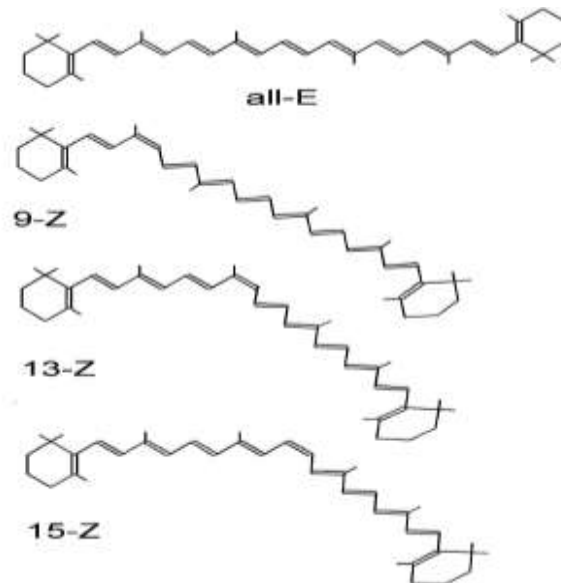


Figura 2. Isómeros geométricos de β -caroteno.

Adaptada de Sandmann, 2014.

2.2.1. Funciones de los carotenoides en las plantas

Los carotenoides tienen un papel importante en la fotosíntesis al capturar la luz solar y transferir su energía a las moléculas de clorofila dentro del aparato fotosintético, realizando tres funciones protectoras: la primera función protectora es la capacidad para extinguir moléculas en estado triplete y regresarlas a su estado basal; la segunda función es extinguir la energía de excitación del oxígeno en estado excitado simple (altamente destructivo), regresándolo a su estado triplete normal y la tercera función protectora es la extinción de los centros de reacción de los fotosistemas cuando son sobreexcitados en presencia de luz muy intensa; en esta función la zeaxantina, es producido de la violaxantina que se encuentra normalmente presente en el cloroplasto (Plant & Soil Sciences, 2019)

Los carotenoides extinguen la energía de las clorofilas en estados tripletes brindando protección a nivel celular contra las Especies Reactivas de Oxígeno (EROs), importantes en todos los organismos con fotosíntesis. Los carotenoides

específicos son componentes integrales de complejos pigmento-proteína que tiene la función recolectora donde apagan el fotosensibilizador de clorofila, lo cual evita la formación de oxígeno singlete e inactiva los radicales derivados de oxígeno (Krinsky, 1989). Así, los carotenoides más relevantes dentro de las plantas incluyen derivados 5,6-epoxi, que son precursores para la síntesis del ácido abscísico, esta hormona cumple la función de regular la abscisión de la hoja de la planta, latencia de la semilla y adaptación al estrés por sequía (Xiong & Zhu, 2003).

2.2.2. Consideraciones para el análisis de carotenoides

Los carotenoides poseen propiedades físico-químicas importantes las cuales se deben entender y comprender para realizar análisis con mayor facilidad y confiabilidad, entre ellas se tiene:

- **Solubilidad:** La mayoría de carotenoides son lipofílicos e insolubles en agua y solubles en disolventes orgánicos como acetona, alcohol, éter etílico, cloroformo y acetato de etilo; así, los carotenos son fácilmente solubles en éter de petróleo, hexano y tolueno y las xantofilas se disuelven en metanol (Schiedt & Liaaen, 1995).
- **Absorción de luz:** El sistema de doble enlace conjugado constituye el cromóforo de la luz absorbente, que proporcionan lo visible del espectro de absorción, y que sirve de base para la identificación y cuantificación del color. El color permite el control visual de la separación de los carotenoides, ya que la pérdida o cambio de color en cualquier momento durante el análisis indica la degradación o modificación estructural del carotenoide. El espectro ultravioleta y visible es la primera herramienta para la identificación de carotenoides en compuestos vegetales (Rodríguez- Amaya, 2001).

- **Propiedades de adsorción y partición:** En cromatografía en columna abierta, la afinidad de adsorción depende del número de dobles enlaces conjugados de la ciclación y la presencia de oxígeno sustituyentes. La influencia de los dobles enlaces se ilustra mejor por las afinidades de adsorción de los carotenoides acíclicos, que eluyen en la secuencia fitoeno, fitoflueno, ζ - caroteno, neurosporeno y licopeno. La ciclación disminuye la afinidad de adsorción. Por lo tanto, el β -caroteno es débilmente adsorbido, y el γ -caroteno, eluye antes que el licopeno (Rodríguez- Amaya, 2001).

La presencia de sustituyentes de oxígeno aumenta la propiedad de adsorción, el grupo hidroxilo reduce notablemente el efecto de influencia en adsorción y metilación. La afinidad de adsorción de un grupo carbonilo es menor que el de un hidroxilo libre sustituyente (Davies, 1976).

- **Isomerización y Oxidación:** El carotenoide altamente insaturado es propenso a la isomerización y oxidación por calor, luz, ácidos y adsorción en una superficie activa (por ejemplo, alúmina). Esto resulta en alguna pérdida de color y actividad de provitamina A (Rodríguez- Amaya, 2001).

La degradación oxidativa, es la principal causa de pérdidas extensas de carotenoides, depende de la disponibilidad de oxígeno y es estimulado por luz, enzimas, metales y co-oxidación con hidroperóxidos de lípidos, existen fragmentaciones que producen una serie de compuestos de bajo peso molecular similares a los producidos en la oxidación de ácidos grasos teniendo como consecuencia la pérdida total de color y actividades biológicas como se observa en la Figura 3 (Rodríguez- Amaya, 2001).

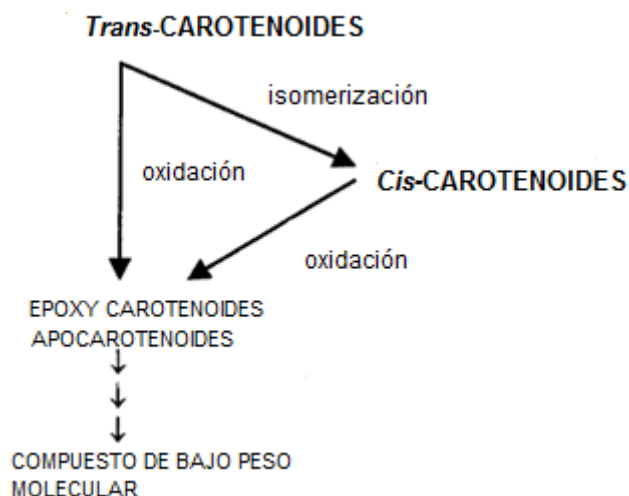


Figura 3. Esquema de Degradación de carotenoides.

Adaptada de Rodríguez- Amaya, 2001.

2.3. Fuentes y producción de carotenoides

Los carotenoides se encuentran en especies procariotas y eucariotas no fotosintéticas. Los tejidos vegetales carotenogénicos incluyen hojas, raíces, flores, y frutas. Además de los carotenoides naturales, varios carotenoides son químicamente sintetizado en procesos industriales en cantidades grandes (Sandmann , 2014).

2.3.1. Producción de carotenoides

Una de las principales especies vegetales productoras de β -caroteno es la palma aceitera (*Elaeis guineensis*), la cual genera aceite de palma rojo. El aceite se produce a partir del mesocarpio externo de la fruta que cubre las semillas y contiene aproximadamente 40 mg / g de β -caroteno y la mitad de esta cantidad de α -caroteno junto con otros carotenoides (Ooi, Choo, Yap, Basiron, & Ong, 1994).

El tomate riñón (*Solanum lycopersicum* L.) tiene uno de los tejidos más ricos en licopeno con concentraciones de alrededor de 100 µg / g de peso fresco (Kavita, Shivashankara, Rao, Sadashiva, Ravishankar, & Sathish, 2013; Coyago, 2017; Coyago, Corell, Moriana, Hernanz, 2018). Por otro lado, la luteína es uno de los carotenoides vegetales más abundante en los pétalos de las flores de Marigold (*Calendula officinalis*) con concentraciones de entre 3 a 6 mg / g (Piccaglia, Marotti, & Grandi, 1998).

Otra fuente de producción de β-caroteno son los microorganismos como el hongo mucor (*Blakesleea trispora*) y el alga *Dunaliella salina*. Esta alga al ser halófila tiene la capacidad de acumular niveles de β-caroteno como respuesta al estrés ocasionada por alta radiación solar y salinidad (Raja, Hemaiswarya, & Rengasamy, 2007). La producción mundial de biomasa del alga fue de alrededor de 200 toneladas por año teniendo concentraciones celulares de β-caroteno de aproximadamente 100 mg / g de materia seca, o incluso superior (Ben, 1991).

De igual manera el hongo *B. trispora* sirve como una alternativa de producción para β-caroteno, desarrollándose en fermentadores a gran escala con materiales vegetales como sustratos y melazas (Bohme, Richter, & Patz, 2006). Ya que el licopeno es el precursor acíclico del β-caroteno, el proceso industrial de la formación de β-caroteno con *B. trispora* se puede convertir en un productor de β-caroteno mediante la aplicación de inhibidores de la licopeno ciclasa, como la nicotina (López, Costa, Méndez, Rodríguez, De la Fuente, Cabri, & Barredo, 2004).

2.4. Uso de carotenoides en la industria

Los carotenoides como colorantes han sido ampliamente usados en diferentes procesos industriales (Mortensen, 2006), así por ejemplo, se han utilizado compuestos como la cantaxantina y xantina en la industria avícola con la finalidad de mejorar la coloración en la yema de huevo y la piel de pollo. Por otra parte, en la industria alimenticia a partir de 1996 la luteína se incorporó como

suplemento dietético y aditivo alimentario con un máximo permisible de 6-7 mg/día, extraída de la caléndula (Khachik & Chang, 2009).

El β -caroteno proporciona una pigmentación amarilla para los alimentos después de la formulación apropiada. Para la pigmentación amarilla en productos lácteos se utiliza norbixina soluble en agua (annatto), que es derivado de bixina por hidrólisis alcalina del grupo éster metílico (Kang, Campebell, Bastian, & Drake, 2010). Por otra parte, para la pigmentación roja en alimentos y bebidas se utiliza la cantaxantina o el licopeno, de igual manera, como suplemento alimentario para la trucha, salmón y camarón se coloca astaxantina o cantaxantina con la finalidad de obtener coloración rosa en carne (Tyczkowski & Hamilton, 2000).

Otros usos de los carotenoides se encuentran en la industria cosmética, la cual ha empleado estos compuestos para la creación de ingredientes nutricosméticos y cosmeceúticos ya que diversos estudios han demostrado la función fotoprotectora del β -caroteno sobre el envejecimiento prematuro de la piel (Stahl, Heinrich, & Wiseman, 2001). La forma de actuar de los carotenoides es atrapando las EROs y los radicales peróxidos interrumpiendo la secuencia de reacciones que conducen al daño celular (Stahl, Heinrich, & Jugmann, 2000).

2.5. Potencial de los carotenoides

En el 2015 un estudio realizado en los EE.UU determinó que existe un mercado para los carotenoides de aproximadamente \$ 1 mil millones, con buen potencial de crecimiento (Smith, 2015). El carotenoide dominante en dicho estudio fue el β -caroteno, con una cuota de mercado del 25%, seguido de astaxantina y luteína con un 23% (Smith, 2015).

De acuerdo con la demanda en el mercado para pigmentación de alimentos se aplica una amplia gama de carotenoides sintéticos o naturales. Los carotenoides naturales que se utilizan son de extractos o polvos de plantas como los de la caléndula (*Caléndula officinalis*).

Existen carotenoides como el β -caroteno, astaxantina, cantaxantina y licopeno que se producen por síntesis química a escala industrial. Los principales

productores son la BASF y la DSM y los precios oscilan entre los \$ 2 000 por kg (Ernst, 2002). En los últimos años se han centrado los esfuerzos para que los carotenoides obtenidos de plantas y microorganismos puedan competir con los carotenoides obtenidos mediante procesos industriales y la producción sea más rentable.

2.6. Importancia de los carotenoides en la salud humana

Los carotenoides son importantes para la visión de las personas, ya que el componente esencial de la rodopsina es el cromóforo visual retinal y los precursores de la retina son los carotenoides con anillo β -ionona llamado provitamina A (Black, Allen, Bhutta, Caulfield, De Onis, Ezzati, Rivera, 2008).

Además de la rodopsina relacionada con carotenoides que actúa como un pigmento visual, dos carotenoides-luteína y zeaxantina-se encuentran en el ojo, en la mácula lútea (mancha amarilla en el ojo). Allí, protegen la retina del exceso de luz ultravioleta, lo que previene las cataratas y la degeneración macular relacionada con la edad, que conduce la ceguera (Landrum & Bone, 2001).

Otro de los efectos beneficiosos de los carotenoides son: protección contra enfermedades crónicas, acciones antiinflamatorias y mejora de la respuesta inmune, de igual manera son considerados potenciales para el tratamiento de algunos tipos de cáncer, esto se da por las funciones antioxidantes de los carotenoides (San Giovanni & Neuringer, 2012). De igual manera estudios han demostrado que el alto consumo del carotenoide xantofila resulta en riesgo reducido de Alzheimer, incluso, intervencionista que han utilizado xantofilas han mostrado mejoría en diferentes dominios de la cognición en pacientes libre de Alzheimer (Nolana, Mulcahyb, Powera, & Morana, 2018).

A su vez, otros estudios han demostrado la importancia del consumo de β -caroteno como fuente de pro-vitamina A en mujeres embarazadas y lactantes, ya que la vitamina obtenida del β -caroteno permite un desarrollo saludable del feto y recién nacido, indicando que el número de defectos del tubo neural en

niños nacidos de mujeres que toman suplementos multivitamínicos en comparación con las mujeres que no lo toman es menor (Strobel, Tinz, & Biesalski, 2007). La Sociedad de Nutrición Alemana recomienda la ingesta diaria de vitamina A/ β -caroteno para mujeres embarazadas y lactantes de 1,5 mg al día (Dach, 2000), ya que permite un desarrollo pulmonar del feto y disminuye los riesgos broncopulmonares en recién nacidos (Atkinson, 2001).

2.7. Plantas ornamentales

Las plantas ornamentales son aquellas que por el tipo de flor, texturas, follaje, frutos y hojas, se cultivan y comercializan con la finalidad de decorar y embellecer un espacio. El Ecuador continental por la presencia de la cordillera de los Andes se divide en tres regiones, Costa, Sierra y Oriente (Sauer, 1965). Esta división marca importantes diferencias de relieve, clima, suelos y vegetación, logrando identificarse 9 865 especies de plantas en todo el país (Jorgensen & León, 1999). De acuerdo a Valencia, Cerón, Palacios, & Sierra (1999), la sierra norte del Ecuador incluye las áreas ubicadas sobre 1 300 m de elevación, posee una alta diversidad ecológica y es así que se conoce alrededor de 220 especies de plantas productoras de fibra las cuales crecen en la región Andina (Cerón, 2003), 400 especies medicinales (Varea, 1992) y cerca de 250 especies vegetales comestibles (Eynden, 1997). Además, existen alrededor de 3 000 plantas que por sus colores atractivos y características estéticas son utilizadas para decoración.

Las plantas como la caléndula (*Calendula officinalis*) y capucchina (*Tropaeolum majus*), aparte de ser utilizadas para la decoración de jardines también han sido utilizadas por sus beneficios en la salud, ya que poseen propiedades antiinflamatorias, antisépticas, diuréticas y expectorantes (Berdonces, 1995; Ministerio de Protección Social, 2008), además de mejorar las irritaciones de la piel por acné, golpes, quemaduras, eczemas, picaduras de insectos, entre otros usos.

Por otra parte, el tagete (*Tagete erecta*) al contener un alto contenido de luteína, carotenoide que se encuentra en los tejidos oculares, ayuda a prevenir la degeneración macular y reduce el riesgo de cataratas (Arellano, 2011).

De igual manera las plantas ornamentales aparte de ser utilizadas en la decoración, son empleadas como materia prima para la preparación de algunos platos. Así por ejemplo, la caléndula es utilizada para aromatizar las bebidas, los pétalos se emplea en ensaladas dulces o saladas y para postres como flanes o budines (Mannise, 2012). A su vez, los geranios (*Geranium*) y claveles (*Dianthus caryophyllus*) han sido utilizados como fragancias para tortas y pasteles, además de incorporarlas en ensaladas de frutas. Y por último las violetas (*Viola odorata*) se han empleado para brindar sabor a postres, además que pueden ser consumidas frescas, secas o confitadas y de igual manera presentan propiedades espesantes, por tal motivo, se emplea en sopas (Mannise, 2012).

2.7.1. *Drymonia affinis* (Mansf.) Wiehler

Lugar de origen: esta planta es nativa de Centro América y América del Sur y se encuentra distribuida en los bosques neotropicales de Costa Rica, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil .



Figura 4. Drymonia affinis.

Adaptada de National Science Foundation, 2017.

A continuación en la Tabla 1, se detalla la descripción botánica de la planta

Tabla 1

Descripción botánica Drymonia affinis.

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Lamiales
Familia:	Gesneriaceae Dumort
Género :	Drymonia
Especie:	D. affinis

Adaptada de Araujo & Chautems, 2015.

Sinónimo: ***Alloplectus affinis* Mansf. (The Plant List, 2013)

Descripción: Planta trepadora que germina en el suelo, se mantiene enraizada durante toda la vida. Es de tallos largos que crecen hasta las copas de los árboles en la selva para obtener luz y desarrollar sus hojas y flores (Araujo & Chautems, 2015). Las flores son auxiliares, brácteas, con cáliz y corola de variados colores, la última tiene forma de embudo o trompeta con un espolón evidente en la base y lóbulos de margen aserrado, anteras dehiscentes por poros y frutos por lo general cápsulas bivalvadas. Los poros en las anteras de las *Drymonias* son basales (Kriebel, 2005). La *Drymonia affinis* se desarrolla en suelos de bosque secundario lluvioso, esta planta tiene hojas anchas y verdes (Bautista, del Castillo, & Gutiérrez, 2003).

Usos: En Panamá se considera de uso medicinal a las especies de la orden Lamiales de la familia Gesneriaceae (Martínez, 2014).

2.7.2. *Warszewiczia coccinea* (Vahl) Klotzsch

Lugar de origen: Esta planta se distribuye en países de América del sur como Brasil, Bolivia, Perú, Ecuador, Colombia, Venezuela, Guyanas; y Centro América desde Panamá a Nicaragua; además del Caribe (Figura 5).



Figura 5. Warszewiczia coccinea.

Adaptada de Wikispecies, 2019.

A continuación en la Tabla 2, se detalla la descripción botánica de la planta.

Tabla 2

Descripción botánica Warszewiczia coccinea.

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Gentianales
Familia:	Rubiaceae
Género :	Warszewiczia
Especie:	Warszewiczia coccinea

Adaptada de Calio, 2015.

Sinónimos: ****Macrocnemum coccineum*_Vahl

- *** *Warszewiczia macrophylla* Weed.
- *** *Warszewiczia maynensis* Weed.
- *** *Warszewiczia poeppigiana* Klotzsch
- *** *Warszewiczia pulcherrima* Klotzsch.
- *** *Warszewiczia schomburgkiana* Klotzsch
- *** *Warszewiczia splendens* Weed. (Bekanntm & Königl, 2012)

Descripción: *Warszewiczia coccinea* es un árbol de hoja perenne con una corona irregular y escasa. Puede crecer hasta 12 metros de altura. El tronco torcido, más o menos cilíndrico puede tener un diámetro de 15 a 25 cm (Mueller, 1980; Lorenzi,2002).

Este árbol crece en la selva amazónica en áreas abiertas, ya que para su desarrollo requieren de suelos húmedos, fértiles y arcillosos en los fondos de los valles y cerca de los ríos (Lorenzi, 2002).Es una planta que se puede desarrollar en el sol o también en sombra moderada, se la utiliza como árbol decorativo para jardinería (Mueller, 1980).

Usos: parte de su planta se utiliza en tratamiento de hemorragias (Mueller, 1980).

2.7.3. *Renealmia alpinia* (Rottb) Maas

Lugar de origen: Se desarrolla en las selvas tropicales de México a Perú (Larsen & Jenjittikul, 2001) (Figura 6).



Figura 6. *Renealmia alpinia*

A continuación en la Tabla 3, se detalla la descripción botánica de la planta.

Tabla 3

Descripción botánica Renealmia alpinia.

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsida
Orden:	Zingiberales
Familia:	Zingiberaceae
Género :	Renealmia
Especie:	R. alpinia

Adaptada de Maas & Kamer, 2001.

Sinónimo: *** *Alpinia bicalyculata* Sessé & Moc.

*** *Alpinia exaltata* (L.f) Roem. & Schult

*** *Alpinia macrantha* Poeep. & Endl.

*** *Alpinia pacoseroca* Jacq.

- *** *Alpinia tubulata* Ker Gawl.
- *** *Amomum alpinia* Rottb.
- *** *Amomun renealmia* Lam
- *** *Amonum repens* Lam
- *** *Renealmia coelobractea* K. Schum.
- *** *Renealmia exaltata* L.f.
- *** *Renealmia coelobractea* K. Schum
- *** *Renealmia foliosa* S. Moore (The Plant List, 2013)

Descripción: Es una planta herbácea de entre 2 a 6 m de altura, con hojas sésiles simples, alternas, sin estípulas, lanceoladas largas. Hojas de hasta 110 cm de largo y 11 cm de ancho, costilla paralela, abierta y vaina de la hoja con lígula. Posee inflorescencia racímosa basal de 20-50 cm de largo. Esta presenta un color rojo, rojizo, en las brácteas, raquis marrón rojizo; además la flor es tubular, amarilla o roja. El fruto está dispuesto en cápsula, es de color rojo cuando está inmaduro, y negro cuando está maduro, es ovoide, de 3 a 4 cm de largo y de 1.5 a 2.0 cm de diámetro, posee numerosas semillas embebidas en una pulpa amarilla (Corpoamazonia, 2007). Se encuentra principalmente en hábitats bajo el bosque dosel, sombreado a semi-sombreado, ocasionalmente en humedales o lugares húmedos (Judd, Campbell, Kellogg, Stevens, & Donoghue, 2007)

Usos: En Colombia, esta planta ha sido empleada para tratar fiebres resultantes de mordedura de serpientes y para dolores por golpes; además, la semilla de *R. alpina* produce una tinta azul-negra que una vez hervida agrega un color y sabor de aceite al arroz (Gómez-Betancur & Benjumea, 2014).

2.7.4 . *Renealmia thyrsoides* (Ruiz & Pav.) Poepp. & Endl

Lugar de origen: Es una planta originaria de Brasil. Se desarrolla adecuadamente en climas tropicales (Profice, Kameyama, Cortes, Braz, Indriunas, Vilar, Pessoa, Ezcurra, Wasshausen, 2015) (Figura 7).



Figura 7. Renealmia thyrsoides

A continuación en la Tabla 4, se detalla la descripción botánica de la planta.

Tabla 4

Descripción botánica Renealmia thyrsoides.

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Equisetopsida C. Agardh
Orden:	Zingiberales Griseb
Familia:	Zingiberaceae Martinoy
Género :	Renealmia L.F
Especie:	R. thyrsoides (Ruiz & Pav)

Adaptada de Profice y otros, 2015.

Sinónimo: ** *Alpinia thyrsoidea* (Ruiz & Pav.) Steud.

* *Ethanium thyrsoideum* (Ruiz & Pav.) Kuntze

* *Renealmia silvicola* (Britton) Steyerl. & Agostini

* *Renealmia cardenasii* Rusby

* *Amomum thyrsoideum* Ruiz & Pav (The Plant List, 2013).

Descripción: Es un arbusto verde erecto, compacto, que en la naturaleza puede superar los 2 m de alto. Posee tallos carnosos y hojas simples y opuestas, oblongo-elípticas con margen entero y ápice acuminado de 20-30 cm de largo y de 8-10 cm de ancho, de color verde oscuro con nervaduras blanco marfil, coriáceas y brillantes. Esta planta está acompañada de dos espigas laterales más cortas, constituidas por una espiga formada de brácteas estrechamente imbricadas obovado con ápice acuminado (Infoagro, 2018). Las brácteas sostienen a las flores con corola tubular bilabiada, de 3,5-5cm de largo, con labio superior bilobado y labio inferior trilobado, de color amarillo, con duración de algunos días. Los frutos son cápsulas dehiscentes oblongas, de 0,6 a 0,8 cm de largo, contiene 4 semillas (Flores y Plantas, 2018).

Para el crecimiento, la planta requiere un suelo bien drenado, con característica de suelo entre ácido a neutro, mantenido constantemente húmedo, pero sin encharcamientos. El sustrato muy seco o muy mojado provoca la caída de las hojas. La planta es tropical, por lo que se adapta a altas temperaturas, debe estar en un clima que no tenga cambios de estaciones marcadas (Awan, Ahmed, Uzzair, Aslam, Farooq, Ishfaq, 2014).

Usos: El uso más importante en la familia Zingiberaceae son las hojas, que se utilizan externamente para las heridas, ya que posee propiedades antifúngicas, citotóxicas, anti-inflamatorias, antipiréticas, anti-oxidantes, insecticidas, hepatoprotectoras e inmunomoduladoras (Awan, y otros, 2014).

2.7.5. *Stromanthe stromanthoides* (J.F. Macbr) I.Andersson

Lugar de origen: Es originaria de las Guayanas, Colombia, Trinidad, Venezuela y Brasil (Siviero; Delunardo; Haverroth; de Oliveira; Cote; da Silva, 2014).



Figura 8. *Stromanthe stromanthoides*

A continuación en la Tabla 5, se detalla la descripción botánica de la planta.

Tabla 5

Descripción botánica Stromanthe stromanthoides.

Reino:	Plantae
División:	Angiosperma
Clase:	Monocotiledonea
Orden:	Zingiberales
Familia:	Marantacea
Género :	Stromanthe
Especie:	Stromanthoides

Adaptada de Profice y otros, 2015.

Sinónimo: *Myrosma stromanthoides* J.F.Macbr. (Profice, y otros, 2015)

Descripción: Son plantas arbustivas que se encuentran ubicadas en bosques húmedo montanos, se desarrollan a una altitud de 1 500 msnm (Ramirez-Padilla & Mendoza-Cifuentes, 2002 ; Siviero; Delunardo; Haverroth; de Oliveira; Cote; da Silva, 2014). Sus flores tienen hojas con ejes ligeramente alargados, se producen en grupos en nudos de hojas múltiples, falta de interfaces y un tubo corto y corola (Andersson & Chase, 2001).

Es una de las especies más utilizadas en el departamento del Cauca-Colombia, para la elaboración de artesanías como bisutería, tejidos y objetos decorativos, se utiliza todas las partes de la planta (Feuillet Hurtado, Macías Pinto, & Chito Cerón, 2011).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del Experimento

El estudio se realizó en el laboratorio de Química Analítica de la Universidad UTE y en el laboratorio de Ciencias de la Vida de la Universidad Politécnica Salesiana ubicadas en la ciudad de Quito a 2850 msnm con temperatura entre 10 a 20°C y humedad relativa de 80% (FLACSO, 2015).

3.2. Materiales

3.2.1. Material vegetal

Las especies botánicas de plantas ornamentales se obtuvieron del Jardín Botánico las Orquídeas de la ciudad del Puyo provincia de Pastaza.

Las especies florales seleccionadas fueron recolectadas, etiquetadas y trasladadas a los laboratorios de la Universidad UTE y la Universidad Politécnica

Salesiana en donde se realizó el análisis físico-químico y se identificó y cuantificó los carotenoides presentes en los pétalos. De igual manera se procedió a llevar la planta entera para la caracterización botánica al herbario de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador.

3.2.2. Estadística

Los resultados obtenidos de las diferentes variables fueron analizadas utilizando un diseño completamente al azar (DCA) con dos repeticiones. Los análisis estadístico se realizaron con el programa Statgraphics Centurion XVII.

3.3. Tratamientos

Los tratamientos corresponden a las cinco especies estudiadas que se detallan a continuación:

Tabla 6

Descripción de tratamientos analizados, 2019

Tratamiento	Descripción
Tratamiento 1	<i>Drymonia affinis</i>
Tratamiento 2	<i>Warszewiczia coccinea</i>
Tratamiento 3	<i>Renealmia alpinia</i>
Tratamiento 4	<i>Renealmia thyrsoidea</i>
Tratamiento 5	<i>Stromanthe stromathoide</i>

3.4. Esquema ANOVA

Tabla 7

Esquema ANOVA, 2019

Fuentes de variación	Grados de libertad
Total	9
Tratamiento	4
Error	5

Los resultados obtenidos fueron procesados mediante el análisis de varianza ANOVA, y cuando existieron diferencias estadísticas, las medias de los tratamientos fueron comparadas utilizando la prueba de Tukey, con un nivel de confianza del 95%.

3.5. Variables

3.5.1. Determinación del color de los pétalos.

Los pétalos fueron desprendidos del cáliz y posteriormente se procedió a cuantificar el color, para lo cual se utilizó un colorímetro triestímulo Minolta CR-400. El colorímetro empleó la escala CIELAB $L^*a^*b^*$.

- **L***: indica la medida de luminosidad, representando la escala acromática de grises que va de blanco a negro
- **a***: coordenadas de cromaticidad, +a* es la dirección del rojo, -a* dirección de verde.
- **b***: coordenadas de cromaticidad, +b* dirección de amarillo y -b* dirección de azul. El centro es acromático; a medida que los valores de a* y b*

aumentan y el punto se separa del centro, la saturación del color se incrementa (Minolta, 2002).

- h_{ab} : representa la tonalidad y sus valores varían entre 0 a 360°. La fórmula para calcular se presente en la ecuación 1

$$h_{ab} = \arctan\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \quad (\text{Ecuación 1})$$

Donde:

h = ángulo de tono

b^* = valor de color que va de amarillo a azul

a^* = valor de color que va de rojo a verde

- C^*_{ab} : indica la saturación, va de 1 a 100 y se lo calcula con la siguiente ecuación:

$$C^*_{ab} = \sqrt{a^2 + b^2} \quad (\text{Ecuación 2})$$

Donde:

C^*_{ab} = saturación

3.5.2. Peso de los pétalos (g)

Los pétalos desprendidos de las diferentes especies fueron pesados en una balanza electrónica con precisión de 0.01 g, marca Metler Toledo (Swiss Contact, Ecuador),

3.5.3. Tamaño de los pétalos (mm)

A los pétalos desprendidos se midió el diámetro ecuatorial y longitudinal con un calibrador de acero (Milticiencias, Ecuador).

3.5.4. Sólidos Solubles (°Brix)

Los pétalos fueron molidos en un mortero de porcelana hasta obtener una pasta sólida. Una gota del líquido extraído fue colocada en el lente del refractómetro, manual con un rango de medida de 0-3 °Brix marca Boeco Germany (Novachem, Ecuador) y el valor medio fue registrado.

3.5.5. Acidez titulable total (%)

Para la determinación de la acidez titulable se pesó aproximadamente 10 g de muestra triturada y se diluyó con 100 mL de agua destilada, a la solución anterior se colocó 2-3 gotas de fenolftaleína (0.1%) como indicador y se tituló con NaOH 0.1 N. Los resultados se expresaron como meq de ácido oleico / Kg de muestra, (ecuación 3). La determinación se realizó por duplicado.

$$\text{Acidez titulable (meq ácido oleico/kg muestra)} = \frac{V_{\text{NaOH}} \times N_{\text{NaOH}} \times \text{meq}_{\text{ácido}} \times 100}{V_{\text{muestra}}} \quad (\text{Ecuación 3})$$

Donde:

$\text{meq } H^+$ = Miliequivalente del ácido predominante.

V_{NaOH} = volumen gastado de hidróxido de sodio en la titulación (ml).

N_{NaOH} = normalidad de la solución de hidróxido de sodio

V_{muestra} = Volumen de muestra (ml)

3.5.6. Humedad de los pétalos (%)

Aproximadamente 2 g de pétalos dispuestos en cajas Petri fueron colocados en una estufa Memmert (Novachem, Ecuador) a 100-105 °C por cuatro horas, posteriormente se trasladaron a un desecador hasta llegar a temperatura

ambiente, se procedió a pesar la cápsula con la muestra. La fórmula para calcular la humedad se presenta en la siguiente ecuación. La determinación se realizó por duplicado.

$$\%Humedad = \frac{P2-P3}{P2-P1} \times 100 \quad (\text{Ecuación 4})$$

Donde:

P1: peso de la cápsula

P2: Peso de la cápsula + muestra

P3: peso de la cápsula + muestra seca

3.5.7. Cenizas totales (%)

Los pétalos fueron colocados en un crisol previamente limpio y tarado, los cuales fueron expuestos a 600 °C en una Mufla Barnstead (Novachem, Ecuador) por 2 horas. La muestra fue trasferida a un desecador hasta llegar a temperatura ambiente. Luego se pesó el crisol para obtener el porcentaje de cenizas por diferencia de peso para lo cual se utiliza la fórmula descrita en la ecuación 5. Los análisis se realizaron por duplicado

$$\%Cenizas = \frac{P3-P1}{P2-P1} \times 100 \quad (\text{Ecuación 5})$$

Donde:

P1: peso del crisol

P2: Peso del crisol + muestra

P3: peso del crisol + cenizas

3.5.8. Contenido de carotenoides (µg/g)

La determinación se realizó siguiendo la metodología de Coyago, (2017). Aproximadamente 20 mg de polvo liofilizado fue sometido a extracción con 500 μ L de acetona:metanol (2:1).

La mezcla se agitó en un vortex marca Boeco (Gustavo Venegas, Ecuador) y con el fin de mejorar la extracción se colocó en un baño de ultrasonido Brandsonic modelo 2510 R_MT (Espectrocrom, Ecuador) durante 2 min. La fase acuosa fue separada por centrifugación por 3 min a 14 000 xg y 4 °C en una centrifuga refrigerada marca Hermle Labnet modelo Z 323K (Gustavo Venegas, Ecuador).

La fase coloreada fue separada y la fase sólida fue nuevamente extraída con el solvente antes mencionado. Esta operación se repitió las veces que fueron necesario hasta extraer todo el color de la fase sólida.

El extracto coloreado fue evaporado con nitrógeno hasta obtener un extracto seco. Los extractos secos se conservaron bajo nitrógeno a -20 °C y en ausencia de la luz hasta el análisis (Stinco; Rodríguez; Escudero; Gordillo; Vicario; Meléndez, 2013).

Los extractos secos fueron disueltos en 500 μ L de una solución metanólica de KOH al 30 %. La mezcla en agitación se mantuvo en la oscuridad por una hora, pasado este tiempo se añadió 500 μ L de diclorometano y se agitó en el vortex. Esta mezcla se lavó por varias ocasiones con 1 ml de una solución acuosa de NaCl al 5 % (aproximadamente 7 veces) hasta pH neutro.

El lavado se realizó centrifugando la mezcla alcalina con agua a 1400 xg, 4 °C por 3 min y se retiró la fase no coloreada con una pipeta pasteur. El extracto lavado se evaporó a sequedad con nitrógeno. Los extractos secos saponificados se mantuvieron en una atmósfera de nitrógeno a -20 °C y en ausencia de luz hasta el respectivo análisis por cromatografía líquida.

3.6. Manejo del Experimento

3.6.1. Liofilización de muestras

Los pétalos fueron desprendidos del cáliz y colocados en envases de plástico, congelados a -21 °C y posteriormente liofilizados en un equipo marca Labconco (Liobras, Sao Carlos, Brasil) perteneciente al Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP) Estación Santa Catalina. El producto seco se pulverizó con un molinillo Hamilton (Montero, Ecuador). Las muestras pulverizadas fueron almacenadas en frascos ámbar en atmósfera de nitrógeno hasta el respectivo análisis.

3.6.2. Análisis por cromatografía líquida

El contenido de carotenos se realizó a través del análisis por cromatografía líquida según la metodología descrita por Coyago; Corell; Moriana; Hernanz; Benítez; Stinco; Meléndez, Antonio, 2018.

Los extractos secos se disolvieron en 40 µL de acetato de etilo grado HPLC, estos se centrifugaron a 14000 xg, 4 °C por 3min y 20 µL del sobrenadante fue colocado en un micro-insert y este en vial de 2 mL.

La muestra fue pinchada en un RRLC (Rapid resolution liquid chromatography) acoplado a un detector de arreglo de diodos (DAD) (Agilent Technologies, Palo Alto, Ca. USA) y provisto de una columna C₁₈ (2.7 µm, 5 cm x 4,6 mm).

El volumen de inyección fue de 5 µL, el flujo de la fase móvil fue de 1 mL/min a una temperatura de 30 °C aplicando gradiente lineal de acetonitrilo (A) metanol (B) y etilacetato (C) grado HPLC: 85% A +15% B, 0 min; 60% A + 20 % B + 20% C, 5 min; 60 % A + 20% B + 20% + 20% C, 7 min; 85% A + 15% B, 9 min; 85% A + 15% B, 12min.

Los cromatogramas fueron analizados a 285 nm para fitoeno, 350 nm para el fitoflueno y 450 nm para luteína, licopeno y β-caroteno mediante el programa ChemStation. La identificación de los carotenoides se realizó mediante comparación con el estándar de β-caroteno (Sigma-Aldrich, Taufkirchen, Alemania).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.4. Caracterización botánica de especies florales

En el Anexo 1, 2,3,4 y 5 se encuentran los resultados obtenidos del Herbario de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador los cuales verifican que la información obtenida de las especies recolectadas son las que se detallaron en el marco teórico.

4.2. Determinación del Color de los pétalos

En la Tabla 8 se presenta los promedio de los parámetros de color L^* , a^* y b^* obtenidos directamente del colorímetro, además se presenta la tonalidad (h_{ab}) y la intensidad del color (C^*_{ab}), los cuales fueron calculados según la Ecuación 1 y 2, respectivamente.

L^* mostró valores más bajos para la *Renealmia thyrsoides* (34.13) y *Drymonia affinis* (31.02) las cuales mostraron semejanza estadística. Estos resultados señalan que los pétalos de estas especies son más opacos en comparación con las otras especies. A su vez, el valor L^* más alto correspondió a *Stromanthe stromanthoides* (48.99).

Los valores de a^* y b^* señalan que todas las especies en estudio presentaron colores cercanos al rojo y amarillo, ya que se encuentran ubicados en el primer cuadrante del plano cartesiano con valores mayores de a^* para *Drymonia affinis* (37.08) y valores menores para *Renealmia alpinia* (23.31). A su vez, se presentó valores mayores de b^* para *Stromanthe stromanthoides* (26.28), y todo el resto de especies presentaron valores significativamente similares con un valor promedio de 11.01; este efecto también se observó en el parámetro de color C^*_{ab} .

En el caso de *Drymonia affinis*, *Warszewiczia coccinea* y *Renealmia alpinia* mostraron coloraciones con tonalidades cercanas amarillo-rojo con mayor influencia de la coloración roja, mientras que *Stromanthe stromanthoides* presentó tonalidades amarillo-rojo con mayor influencia de la coloración amarillo, proporcionando tonalidades anaranjadas, tal como se muestra en la Figura 9. Estudios de parámetros de color de *Curcuma longa*, cuya especie pertenece a la familia Zingiberaceae presentó una coloración visual parecida a *S. stromanthoides*, dicho estudio reportó valores de $L^*=59.72$, $a^*=29.14$ y $b^*=56.38$ (Philco, 2017) mostrando valores similares de a^* , mientras que para L^* y b^* presentan valores diferentes.

Tabla 8

Valores promedio de parámetros de color de cinco especies florales cultivadas en Ecuador.

ESPECIE	L^*	a^*	b^*	C^*_{ab}	h_{ab}
<i>Drymonia affinis</i>	31.02 ± 0.90 c	37.08 ± 2.13 a	10.92 ± 0.81 b	22.89 ± 1.73 b	16.40 ± 0.81 d
<i>Warszewiczia coccinea</i>	38.32 ± 1.44 b	29.53 ± 2.67 b	10.10 ± 0.96 b	$20.,00 \pm 1.79$ b	28.92 ± 1.14 b
<i>Renealmia alpinia</i>	40.38 ± 2.58 b	23.31 ± 2.86 c	10.90 ± 2.91 b	19.25 ± 4.17 b	24.62 ± 5.27 c
<i>Renealmia thyrsoides</i>	34.13 ± 3.61 c	28.45 ± 5.23 b	12.13 ± 2.18 b	22.16 ± 3.75 b	23.31 ± 3.90 c
<i>Stromanthe stromanthoides</i>	48.99 ± 2.37 a	3.51 ± 3.07 b	26.28 ± 2.62 a	39.38 ± 3.68 a	41.54 ± 1.98 a

Valor promedio \pm desviación (n= 12); Valores promedios seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes (Tukey 5%).

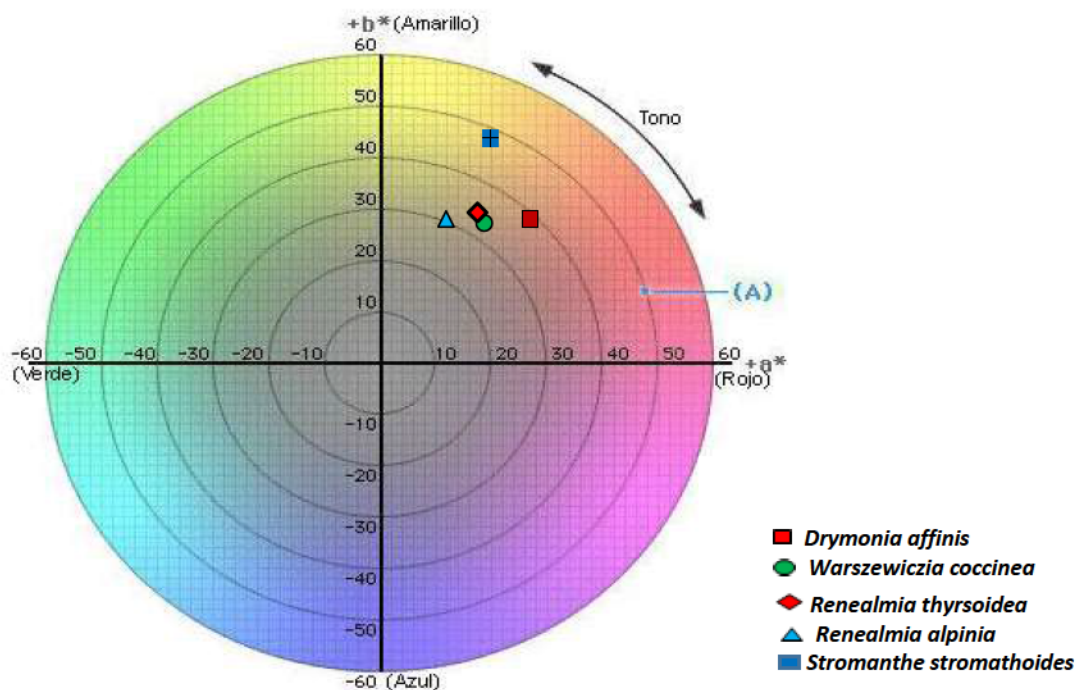


Figura 9. Escala CIE L*a*b*.

Adaptada de Konica Minolta, (2002)

4.3. Análisis Físico de los pétalos de las especies florales en estudio

En la caracterización de peso, tamaño, sólidos solubles, acidez titulable, humedad y cenizas de los pétalos, se encontraron diferencias significativas entre las especies estudiadas. En la Tabla 9 se presenta los promedios de los parámetros obtenidos en cada análisis.

4.3.1. Peso y Tamaño de los pétalos

En cuanto al peso y al tamaño se pudo determinar que *Stromanthe stromathoides* fue la planta con mayor peso (2.15 g) y *Renealmia thyrsoides* la especie floral con los pétalos más largos (7 mm). El mayor peso de *Stromanthe*

stromanthoides se debe a que las flores forman grupos en los nudos de las hojas (Andersson & Chase, 2001).

4.3.2. Sólidos solubles

Referente a los sólidos solubles se observó que *Reinealmia thyrsoides* presentó la mayor cantidad de sólidos solubles (30.00 °Brix), mientras que *Drymonia affinis* el promedio más bajo (1.10 °Brix). Valores cercanos se reportaron en especies de la familia Acanthaceae en donde se obtuvo un 25.8 % de sólidos solubles para *Justicia secunda* Valh (Zambrano & Bustamante, 2017).

En la Tabla 10 se muestra la correlación entre sólidos solubles (SST) y los parámetros de color, en donde se puede identificar que las especies con mayor cantidad de sólidos solubles tiene mayores valores de L*, a* y b*, mientras que C si resultó inversamente proporcional. Así, estudios de otros autores señalaron una correlación directamente proporcional entre SST y parámetros de color, mostrando altos valores de parámetros de color y SST en frutas rojas (Solórzano, Martín, Salazar, Sandoval, & Kirschbaum, 2015).

4.3.3. Acidez titulable total y Humedad de los pétalos

En cuanto a la acidez titulable, las especies estudiadas mostraron similitud estadística con un valor promedio de 0.04 % de ácido oleico. Este efecto estadístico también se observó en el contenido de humedad con un valor promedio de 91.50 %. Así, valores más bajos de humedad se observó en estudios de otros autores que reportan valores de 83.30 % en especies de la familia Zingiberaceae (Philco, 2017) y otros estudios en especies de la familia Acanthaceae que reportaron valores de 67.7 % en material vegetal fresco (Zambrano & Bustamante, 2017). Este efecto pudo deberse a las características de la especie estudiada, condiciones climáticas donde se desarrollan las especies, ya que en este estudio las especies florales son provenientes de lugares húmedos, lo que favorecería el incremento del contenido de agua de las especies.

4.3.4. Cenizas totales

En relación al contenido de cenizas se observó valores entre 4.45 % (*Warszewiczia coccinea*) a 58.75 % (*Drymonia affinis*). Estos valores resultaron ser mayores que los reportados por otros autores que señalaron valores de 2.11 % en especies de la familia Zingiberaceae, y 1.9 % en especies de la familia Acanthaceae (Philco, 2017; García, Benítez, Pacheco, Zhávez, & Cerezo, 2001; Zambrano & Bustamante, 2017). Esta variabilidad de resultados, puede deberse a factores como: características de la especie, tipo de suelo y clima, aclarando la particularidad que los suelos ecuatorianos son volcánicos y contienen altas cantidades de minerales, lo que posiblemente influyó solo el contenido elevado de cenizas de cada especie.

Tabla 9

Valores promedio de las características físicas-químicas de los pétalos de cinco las especies de plantas cultivadas en Ecuador.

Especie	Peso (g)	Largo (mm)	Sólidos solubles (°Brix)	Acidez titulable (% ácido oleico)	Humedad (%)	Cenizas (%)
<i>Warszewiczia coccinea</i>	0.31 ± 0.17bc	5.50 ± 1.41ab	5.40 ± 0.57b	0,05 ± 0,01a	84,00 ± 10,58a	4,45 ± 3,69d
<i>Drymonia affinis</i>	0.57 ± 0.02b	4.75 ± 0.35ab	1.10 ± 0.14d	0.01 ± 0.01a	91.32 ± 0.39a	58.75 ± 0.35a
<i>Renealmia alpinia</i>	0.25 ± 0.06bc	2.25 ± 0.35b	2.60 ± 0.57c	0.04 ± 0.01a	91.49 ± 0.64a	25.83 ± 1.18b
<i>Renealmia thyrsoides</i>	0.20 ± 0.07c	7.00 ± 1.41a	30.00 ± 0a	0.02 ± 0.01a	82.31 ± 1.10a	13.25 ± 1.46c
<i>Stromanthe stromanthoides</i>	2.15 ± 0.06a	4.00 ± 1.41ab	2.90 ± 0.14c	0.04 ± 0a	91.69 ± 2.00a	20.71 ± 1.01bc

Valor promedio ± desviación (n=12). Promedios seguidos de la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey 5%).

Tabla 10

Correlación entre sólidos solubles y parámetros de color de los pétalos de las flores de cinco especies cultivadas en Ecuador.

Parámetro	Peso	a*	AT	b*	C*ab	Cenizas	Hue	Humedad	L*	SS	Tamaño
Peso	1	-0,5513	-0,5613	-0,3913	0,4562	-0,5588	0,0101	-0,5039	-0,713	-0,8377	0,0206
a*	-0,5513	1	0,1111	0,9265	-0,9634	0,5057	-0,2305	-0,0954	0,6651	0,6391	-0,5878
AT	-0,5613	0,1111	1	0,1514	-0,146	0,5542	-0,1778	0,5162	0,1498	0,6497	0,253
b*	-0,3913	0,9265	0,1514	1	-0,9922	0,4909	-0,4944	-0,0298	0,5121	0,5812	-0,4678
C*ab	0,4562	-0,9634	-0,146	-0,9922	1	-0,4856	0,4065	0,0409	-0,5759	-0,6159	0,5102
Cenizas	-0,5588	0,5057	0,5542	0,4909	-0,4856	1	-0,595	0,0437	0,5472	0,6974	-0,0392
Hue	0,0101	-0,2305	-0,1778	-0,4944	0,4065	-0,595	1	0,0131	-0,2147	-0,2835	-0,1538
Humedad	-0,5039	-0,0954	0,5162	-0,0298	0,0409	0,0437	0,0131	1	-0,1648	0,2536	0,466
L*	-0,713	0,6651	0,1498	0,5121	-0,5759	0,5472	-0,2147	-0,1648	1	0,7578	-0,3151
SS	-0,8377	0,6391	0,6497	0,5812	-0,6159	0,6974	-0,2835	0,2536	0,7578	1	-0,2488
Tamaño	0,0206	-0,5878	0,253	-0,4678	0,5102	-0,0392	-0,1538	0,466	-0,3151	-0,2488	1

4.4. Identificación y cuantificación de Carotenoides

En la Figura 10, 11, 12, 13, y 14 se presentan los cromatogramas de los perfiles de carotenoides de las especies en estudio empleando una columna C18. En la Tabla 11 se muestra las concentraciones de los diferentes carotenoides identificados para cada una de las especies.

Así, en los cromatogramas se identificó la separación de xantofilas, como la violaxantina y su isómero 9-*cis*-violaxantina, además de luteína, zeinoxantina y de carotenos como β -caroteno y α -caroteno. De igual manera se observó que para las especies *Drymonia affinis*, *Renealmia thyrsoidea* y *Warszewiczia coccinea* se obtuvo un pico cromatográfico de luteína a un tiempo de retención de 1.4 min y de β -caroteno a un tiempo de 7.5 min (Figura 10, 11 y 12), mientras que para *Renealmia alpinia* un pico de α -caroteno a los 7.2 min (Figura 13).

A los 3.5 y 5.3 min se visualizó un pico de zeinoxantina para *Renalmia thyrsoides*, *Warszewiczia coccinea* y *Renalmia alpinia* y por último la presencia de violaxantina en *Drymonia affinis* y *Aphelandra squarrosa* a un tiempo de retención de 1 min.

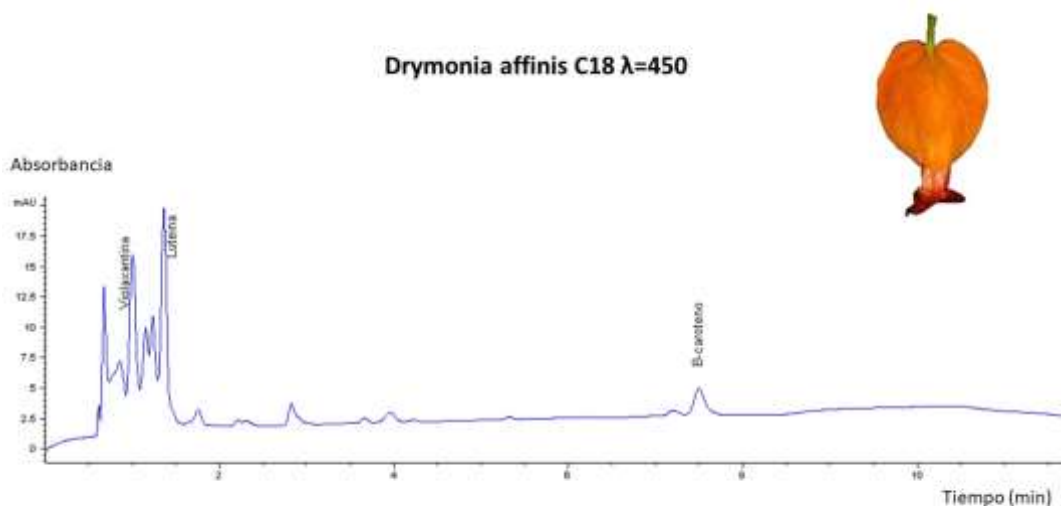


Figura 10. Cromatograma del perfil de carotenoides de los pétalos de la especie *Drymonia affinis* empleando una columna C18.

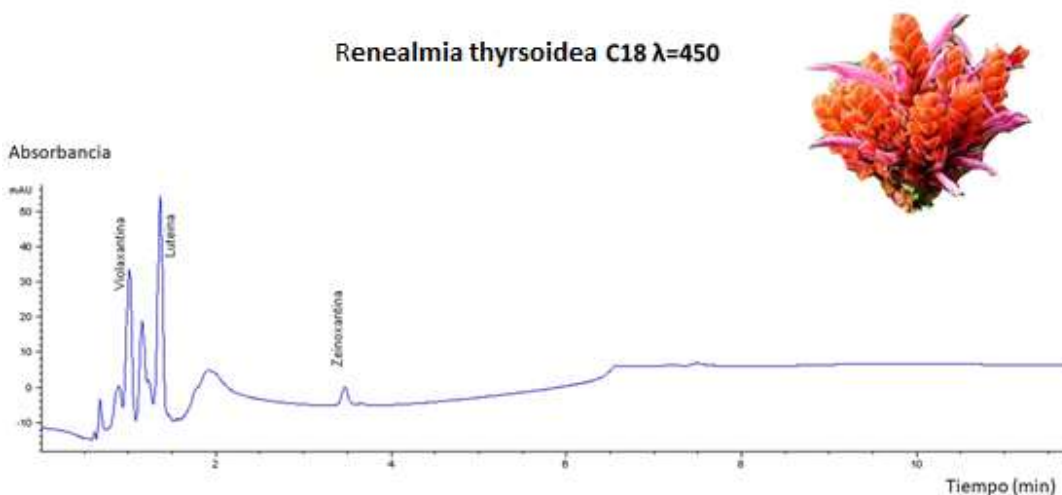


Figura 11. Cromatograma del perfil de carotenoides de los pétalos de la especie *Renalmia thyrsoides* empleando una columna C18.

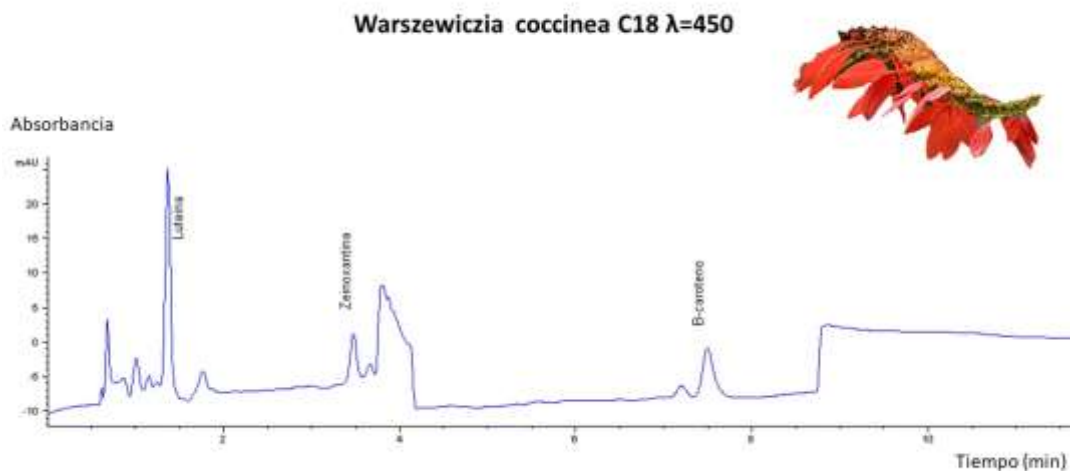


Figura 12. Cromatograma del perfil de carotenoides de los pétalos de la especie *Warszewiczia coccinea* empleando una columna C18.

Por otra parte, a pesar de que en el cromatograma de la especie *Stomanthe stromanthoide* (Figura 14) se observó un pico cromatográfico, en la Tabla 11 se evidenció que no existió concentración de carotenoides ni presencia de ningún compuesto ya que los espectros señalaron la no presencia de carotenoides. Además, se pudo observar que comparando las diferentes especies, *Renealmia thyrsoides* presentó mayor concentración de violaxantina (31.89 $\mu\text{g/g}$) y de luteína (42.48 $\mu\text{g/g}$), *Renealmia alpinia* mayor concentración de zeinoxantina (48.63 $\mu\text{g/g}$). A su vez, se observó que la especie *Renealmia alpinia* perteneciente a la familia *Zingiberaceae* fue la única que mostró presencia de α -caroteno con una concentración de 535.33 $\mu\text{g/g}$ (Figura 13), además de presentar mayor concentración de β -caroteno (563.32 $\mu\text{g/g}$) a comparación de *Drymonia affinis* y *Warszewiczia coccinea*,

Los datos obtenidos confirmaron relación con los parámetros de color en donde se identificó que las especies florales con coloraciones rojas y valores de a^* entre 23.31 a 29.53, presentaron compuestos similares (β -caroteno y zeinoxantina). Se identificó que la característica de color naranja en *Renealmia alpinia* pudo deberse a la presencia de altas cantidades de β -caroteno, mientras que el resto de especies florales con colores entre rojos y amarillos, pudieron mostrar

coloraciones características debido a la presencia de xantofilas, tal como señalan diferentes estudios (Espín, García-Conesa, & Tomás-Barberán, 2007 ; Báez, 2007).

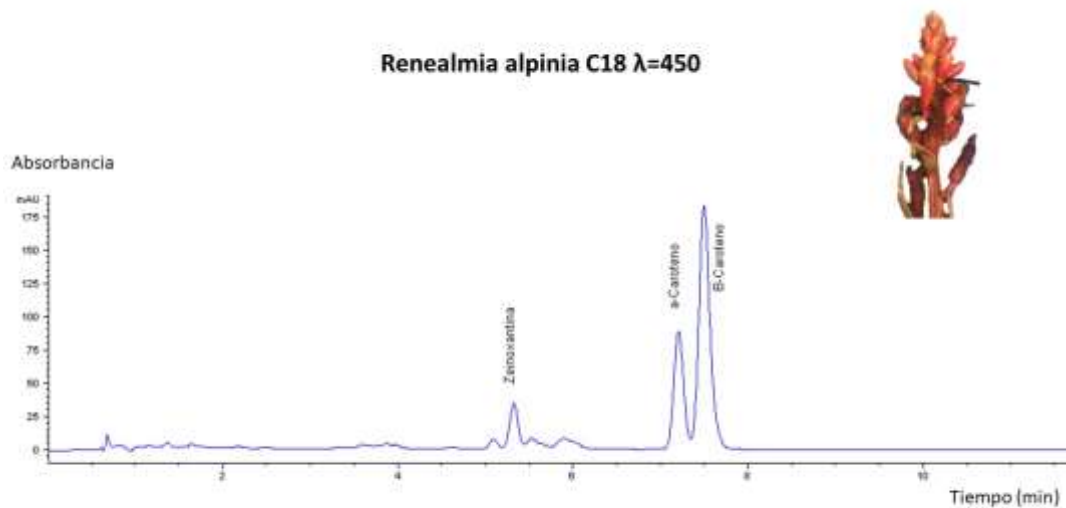


Figura 13. Cromatograma del perfil de carotenoides de los pétalos de la especie *Renealmia alpinia* empleando una columna C18.

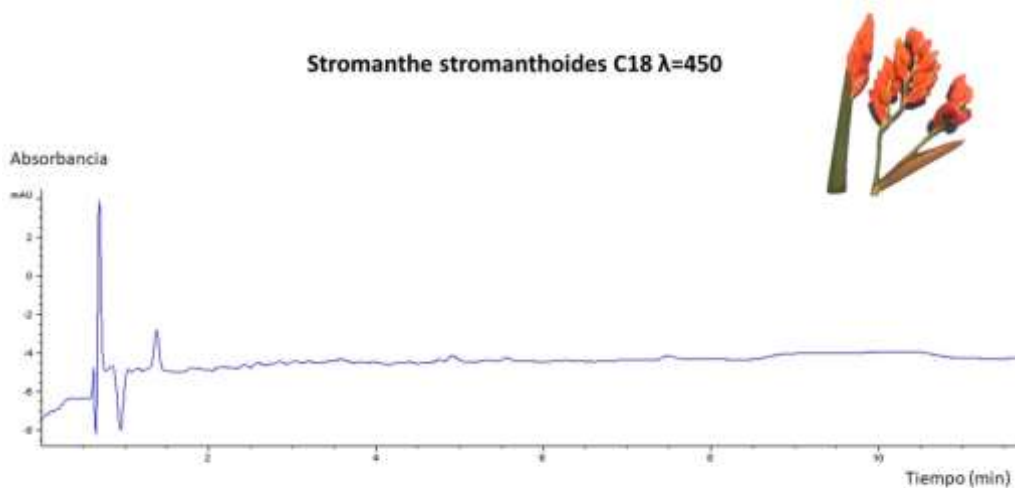


Figura 14. Cromatograma del perfil de carotenoides de los pétalos de la especie *Renealmia alpinia* empleando una columna C18.

Así mismo, los niveles de carotenoides totales en especies de color naranja oscilaron entre 49.2 $\mu\text{g/g}$ (*Drymonia affinis* con 9-*cis*-violaxantina como compuesto mayoritario), la especie de color rojo presentó niveles de carotenoides totales de 28.4 $\mu\text{g/g}$ (*Warszewiczia coccinea*) con luteína como compuesto mayoritario, y las especies que presentaron colores entre rojo-naranja (*Renealmia alpinia* y *Renealmia thyrsoides*) fueron las que tuvieron mayor concentración de carotenoides totales (1147.3 y 95.8 $\mu\text{g/g}$), teniendo β -caroteno y luteína respectivamente como compuestos mayoritario, estos datos tuvieron similitud con los resultados obtenidos por Coyago, (2017) en su estudio de contenido de carotenoides de flores en el contexto de la alimentación funcional en donde detectó la presencia de luteína en (76 casos) y β -caroteno (18 casos), también confirmó que en pétalos de especies que presentaron colores entre amarillos y naranjas como *Tagetes patula* y *Canna indica*, se presentó altos niveles de carotenoides, teniendo mayores concentraciones de luteína.

De igual manera Kishimoto, Maoka, Nakayama & Ohmiya, (2004), detectaron luteína en pétalos de *Tagete erecta* entre rangos de color amarillo a rojo, y en (*Genciana lutea*), se reportó acumulación de luteína, violaxantina y β -caroteno en variedades de color amarillo y naranja, de igual manera en pétalos de color naranja de *Tagete erecta* existió mayor concentración de luteína (Zhu, Bai, Sanahuja, Yuan, Farré, Naqv, Shi, Capell, Christou, 2010; Arellano,2011).

En consecuencia de los altos niveles de carotenoides y por las altas concentraciones de β -caroteno (563.32 $\mu\text{g/g}$) y α -caroteno (535.33 $\mu\text{g/g}$) en *Renealmia alpinia*, se podría analizar la posibilidad de que esta especie pueda ser una nueva fuente de obtención de β -caroteno para colorante alimentario y fuente vitamínica.

Tabla 11

Valores promedio de la concentración de carotenoides de los pétalos de las especies de plantas cultivadas en Ecuador.

Especie	9 cis-violaxantina	Violaxantina	Luteína	Zeinoxantina	β-caroteno	α-caroteno	Contenido total de carotenoides (µg/g)
<i>Drymonia affinis</i>	16.53 ± 0.31a	8.03 ± 0.04b	16.35 ± 0.62c		11.25 ± 0.35b		49.2 ± 1.4c
<i>Renealmia thyrsoides</i>	6.68 ± 0.74b	31.89 ± 2.70a	42.48 ± 0.44a	8.23 ± 0.06 b			95.8 ± 2.2b
<i>Warszewiczia coccinea</i>			16.94 ± 1.19b	4.51 ± 0.40b	6.91 ± 0.92b		28.4 ± 1.8c
<i>Renealmia alpinia</i>				48.63 ± 1.60a	563.32 ± 32.68a	535.33 ± 6.63a	1147.3 ± 19.5a
<i>Stromanthe stromanthoides</i>							0d

Valor promedio ± desviación estándar (n= 3). Promedios seguidos de la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey 5%).

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

Las plantas con coloraciones rojas y valores de a^* entre 23.31 a 29.53, señalaron presencia de β -caroteno y zeinoxantina dentro de sus estructuras vegetales

El coeficiente de correlación realizado entre la cantidad de sólidos solubles y el color de las especies me indicó que existió la asociación lineal entre las dos variables ya que las especies que presentaron mayores valores de L^* , a^* y b^* tuvieron mayor cantidad de sólidos solubles.

Los mayores contenidos en carotenoides totales fueron observados en especies florales de color rojo-naranja, con tonalidad entre 23.31 a 24.62 y señalando la presencia de xantofilas y carotenos dentro de sus estructuras vegetales.

La presencia de altas concentraciones de β -caroteno (563.32 $\mu\text{g/g}$) y α -caroteno (535.33 $\mu\text{g/g}$) en *Renealmia alpinia* sustenta la teoría de que los carotenos brindan colores anaranjados o rojizos, la cual se puede tomar como una nueva fuente de obtención de β -caroteno para colorante alimentario y fuente vitamínica.

5.2. Recomendaciones

Realizar estudios de toxicidad de los pétalos de las especies analizadas, con la finalidad de usarlas como nueva fuente para la obtención de compuestos bioactivos.

Realizar análisis de vida útil de los pétalos de las especies analizadas con la finalidad de potencializar su uso en la industria alimenticia.

Profundizar el estudio y analizar más especies florales que se dan en Ecuador, ya que se puede encontrar reemplazos de insumos y colorantes alimenticios naturales.

6. REFERENCIAS

- Al-Sheraji, S., Ismail, A., Manap, M. M., Yusof, R., & Hassan, F. (2013). "Prebiotics as functional foods. A review". *Journal Functional Foods*, 5(4)1542-1553.
- Aludatt, M., Rababah, T., Ereifej, K., & Alli, I. (2013). "Distribution, antioxidant and characterisation of phenolic compounds in soybeans, flaxseed and olives". *Food Chemistry*, 139(4) 93-99.
- Andersson, L., & Chase, M. (2001). *Phylogeny and classification of Marantaceae*. *Botanical Journal of Linnean Society*, (135):275-287.
- Araujo, A., & Chautems, A. (2015). *Drymonia in lista de Especies de Flora do Brasil*. Recuperado el 14 de julio de 2018 de <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/FichaPublicaTaxonUC/FichaPublicaTaxonUC.do?id=FB111399>
- Arellano, C. (2011). *Extracción de Luteína a partir de flores de Tagete y estabilización por microencapsulación*. Chile: Universidad de Chile.
- Atkinson, S. (2001). *Special nutritional needs of infants for prevention of recovery from bronchopulmonary dysplasia*. *Journal Nutrition* , 131 (3): 942S-946S.
- Awan, A., Ahmed, C., Uzzair, M., Aslam, M., Farooq, U., & Ishfaq, K. (2014). *Family Acanthacea and Genus Aphelandra: Ethnopharmacological and Phytochemical review*. *Internatinal Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Science*, 6:44-55.
- Báez, J. (2007). *Generadores de Colores Naturales: Carotenos y Xantofilas*. *Enlace Químico*, (7):1-6.
- Bautista, A., del Castillo, R., & Gutiérrez, C. (2003). *Patrones de desarrollo del suelo asociados con sucesión secundaria en un área originalmente ocupada por bosque mesófilo de montaña*. *Ecosistemas*.
- Black, R., Allen, L., Bhutta, Z., Caulfield, de Onis, M., Ezzati, M., . . . Rivera, J. (2008). *Maternal and Child Undernutrition Study Group global and regional exposures and health consequences*. *The Lancet Rheumatology*, 243-260.
- Bekanntm, B., & Königl, V. (2012). *The Plant List Warszewiczia coccinea (Vahl) Klotzsch*. Recuperado el 14 de julio de 2018 de <http://www.theplantlist.org/tpl1.1/record/kew-214231>
- Ben, A. (1991). *The biotechnology of cultivating Dunaliella for production of B-carotene rich algae*. *Bioresource Technology*, 38: 233-235.

- Berdonces, J. (1995). *Principios activos y preparaciones farmacéuticas de las plantas medicinales*. Revista Médica para el estudio y difusión de la medicina alternativa, 37-38.
- Bohme, k., Richter, C., & Patz, R. (2006). *New insights into mechanisms of growth and B-carotene production in Blakeslea trispora*. Biotechnol J, 1: 1080-1084.
- Britton, G. (1995). *Structure and properties of carotenoids in relation to function*. FASEB J, 9:1551-1558.
- Calio, M. (2015). *Warszewiczia in Lista de Espécies da Flora do Brasil*. Recuperado 14 de julio de 2018 de http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/listaBrasil/ConsultaPublicaUC/BemVindoConsultaPublicaConsultar.do?jsessionid=FA0274A717E0C845DCEF279A09208BFC?domFitogeograficos=QUALQUER&substrato=null&most rarAte=SUBESP_VAR&lingua=es®iao=QUALQUER&opcoesBusca=T
- Cerón, C. (2003). *Etnobotánica de las fibras naturales del Ecuador*. Chinchonia, 4: 21-34.
- Cornejo, D. (2011). *Extracción, Identificación, Cuantificación y Determinación de la Actividad Antioxidante de los Carotenoides presentes en las Flores de Senna*. Quito.
- Corpoamazonia, C. f. (2007). *Ecology,utilizarion and sustainalble management of nine species of lants the department of Amazonas*. Recuperado 14 julio 2018 de <http://corpomail.corpoica.org.co/BACFILES/BACDIGITAL/55169/9especi esfinal.pdf>
- Corpoica. (2010). *Control oportuno de malezas en cultivo*. Colombia: Universidad de Pamplona.
- Coyago, E., Corell, M., Moriana, A., Hernanz, D., Benítez, A., Stinco, C., & Meléndez, A. (2018). *Antioxidants (carotenoids and phenolics) profile of cherry tomatoes as influenced by deficit irrigation, ripening and cluster*. Food Chemistry, 870 - 884.
- Coyago, E. (2017). *Estudio sobre el Contenido de Carotenoides y Compuestos Fenólicos de Tomates y Flores en el contexto de la Alimentación Funcional* (Tesis doctoral). Universidad de Sevilla, España, 84.
- Dach. (2000). *Valores de Referencia para el suministro de nutrientes*. Frakfort: Asociación alemana de Alimemntos, Asociación Austriaca de Alimentos, Sociedad Suiza para la Investigación de Alimentos .
- Davies, B. (1976). *Carotenoids*. In Goodwin TW. *Chemistry and biochemistry of plant pigments*. London: Academic Press.

- Definición. (2008). Definición. Recuperado 4 de mayo 2018 de <https://definicion.de/reacciones-redox/>
- Ernst, H. (2002). *Recent advances in industrial carotenoid synthesis*. Pure Appl Chem, 74: 1369-1382.
- Espín, J., García-Conesa, M., & Tomás-Barberán, F. (2007). *Nutraceuticals: facts and fiction*. Phytochemistry, (68):2986-3008.
- Eynden, V. (1997). *Plantas comestibles en la provincia de Loja*. En M. Ríos, & H. Borgtoft, *Uso y Manejo de Recursos Vegetales* (págs. 203-221). Quito: Segundo Simposio Ecuatorinode Etnobotánica y Botánica Económica. Abyala.
- Feuillet Hurtado, C., Macías Pinto, D., & Chito Cerón, E. (2011). *Plantas útiles para la elaboración de Artesanías en el Departamento del Cauca (Colombia)*. Boleín Científico. centro de Museos. Museo de Historia Natural, (15):40-59.
- Flores y Plantas. (2018). *Plantas y Floes Aphelandra squarrosa*. Recuperado el 14 julio 2014 de 2018 de <https://www.floresyplantas.net/aphelandra-squarrosa-afelandra/>
- García, C., Benítez, P., Pacheco, I., Zhávez, B., & Cerezo, O. (2001). *Alternativa de desarrollo tecnológico para la recuperación de las fracciones extractables y caracterización de los componentes claves curcumina y carifilio contenidos en el rizoma de la cúrcuma para su agro industrialización*. Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Gómez-Betancur, I., & Benjumea, D. (2014). *Traditional use of the genus Renealmia and Renealmia alpinia (Rottb) Maas (Zingiberaceae) a review in the treatment of snakebites*. Asian Pacific Journal of Tropical Medicine, 7: 574-582.
- Goodwin, T. (1980). *The Biochemistry of the carotenoids*, vol I. Plants. New York: Chapman and Hall, London.
- Huihua, W., Chao, Y., Xuelian, A., Aoying, T., & Qixiang, Z. (2018). *Flavonols and Carotenoids in Yellow Petals of Rose Cultivar (Rosa Sun City) A possible Rich Source of Bioactive Compounds*. Journal of agricultural and food chemistry, 16: 4171-4181.
- Infoagro. (2018). *Flores y Plantas. Aphelandra squarrosa*. Recuperado el 14 de julio 2018 de http://www.infoagro.com/documentos/el_cultivo_afelandra.asp

- Infoagro. (2017). *La línea del Ecuador de las mejores rosas del mundo*. Recuperado el 17 de marzo del 2018 de <http://www.infoagro.com/flores/flores/rosas.htm>
- Jorgensen, P., & León, S. (1999). *Catalogue of the vascular plants of Ecuador*. Missouri: Monogr.Syst.Bot.Missouri. Gard.
- Judd, W., Campbell, C., Kellogg, E., Stevens, P., & Donoghue, M. (2007). *Plant systematics: a phylogenetic approach.. 3rd ed*. Sunderland: Sinauer Associates;.
- Kang, E., Campebell, R., Bastian, E., & Drake, M. (2010). *Anatto usage and bleaching in dairy foods*. Journal Dairy Science, 93: 3891-3901.
- Kavita, P., Shivashankara, K., Rao, V., Sadashiva, A., Ravishankar, k., & Sathish, G. (2013). *Genotypic variability for antioxidant and quality parameters among tomato cultivars, hybrids, cherry tomatoes and will species*. j.Sci Food Agric, 94: 993-999.
- Khachik, f., & Chang, A. (2009). *Total synthesis of 3R, 3 R, 6 R lutein ans its stereoisomers*. journal Organic Chemistry, 74:(10): 3875-3885.
- Kishimoto, S., Maoka, T., Nakayama, M., & Ohmiya, A. (2004). *Carotenoid composition in petals of chrysanthemum (Dendranthema grandiflorum (Ramat.) Kitamura)*. Phytochemistry, (65):2781–2787.
- Kriebel, R. (2005). *Una Nuvea Especie y un Nuevo Regsitro de Drymonia (Gesneriaceae) en Costa Rica*. Lankesteriana, 5:81-83.
- Krinsky, N. (1989). *Antioxidant functions of carotenoids*. Free Radic Biol Med, 7:617-635.
- Krisky, N. (1989). *Free Radical*. Biol. Med, 7, 617-635.
- Landrum, J., & Bone, R. (2001). *Lutein, zeaxanthin and the macular pigment*. Arch Biochem Biophys, 385: 28-40.
- Larsen, K., & Jenjittikul, T. (2001). *Laosanthus, a new genus of Zingiberaceae*. Nord J Bot, 21: 135-138.
- López-Nieto, M., Costa, J., Peiro, E., Méndez, E., Rodríguez-Sáiz, M., Dela Fuente, J., . . . Barredo, J. (2004). *Biotechnological lycopene productio by mated fermentation of Blakeslea trispora*. Microbiological Biotechnology, 66(2)153-159.
- Lorenzi, H. (2002). *Information on 350 species of Brazilian trees*. Brazil: Instituto Plantarum de Estudios Da Flora .
- Maas, P., & Kamer, H. (2001). *Zingiberaceae, Flora de Nicaragua.Monographs in systematic botany from the Missouri Botanical*. St. Louis: Missouri Botanical Garden.

- Mannise, R. (2012). Cocina y alimentos. Cocinar con flores un alimento olvidado. Recuperado el 19 de junio 2018 de <https://ecocosas.com/cocina-y-alimentos/cocinar-con-flores/>
- Martínez, A. (2014). *Plantas Medicinales Nativas de Panamá y su Potencial para el Tratamiento de las Patologías de Mayor Impacto en el País*. (Tesis Maestría). Pontificia Universidad Javeriana, 61-64.
- Martinez, M. (2003). *Carotenoides*. Agricultura tecnica en Mexico, 2-7.
- Maurer, E. (01 de 02 de 2018). Plantas y Flores en Ecuador. Geniolandia. Recuperado 3 noviembre 2018 de <https://www.geniolandia.com/13119889/flores-y-plantas-en-ecuador>
- Meléndez, A., Heredia, F., & Vicario. (2007). *Pigmentos Carotenoides: Consideraciones estructurales y fisicoquímicas*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición, Vol. 57.No 2.
- Meléndez-Martínez, A., Vicario, I., & Heredia, F. (2004). *Importancia nutricional de los pigmentos carotenoides*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición, 54(2), 149-155.
- Meléndez- Martínez, A. (2007). *Pigmentos carotenoides: consideraciones estructuales y fisicoquimicas*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición.
- Ministerio de Protección Social. (2008). *Vademecum Colombian de Plantas Medicinales*. Bogota: Imprenta Nacional de Colombia.
- Minolta, K. (2002). Konica Minolta. Chroma Metter CR 400/410. Recuperado el 18 de junio 2018 de https://www.konicaminolta.com/instruments/download/instruction_manual/color/pdf/cr-400-410_instruction_spa.pdf
- Morcillo, M. (2012). *Isomería. En Química del Carbono*. Universidad Nacional de Educación a Distancia .
- Mortensen, A. (2006). *Carotenoids and other pigments as natural colorants*. Pure Appl Chem, 78:1477-1491.
- Mueller, C. (1980). *Annals of the Missouri Botanical Garden* . Missouri: Missouri Botanical Garden.
- Nolana, J., Mulcahy, R., Power, R., & Morana, R. (2018). *Nutritional to Prevent Alzheimer Diseases Potencial Benefits of Xanthophyll carotnoids and Omega 3 Fatty Acids*. Journal of Alzheimer Diseases, 64: 367- 378.
- Nutri News. (2015). *Nutricion Animal*. Recuperado el 20 de julio 2018 de <https://nutricionanimal.info/que-son-las-especies-reactivas-del-oxigeno-ros-segun-siglas-en-ingles/>

- Olmedilla, A., & Granado, L. (2008). *Componentes bioactivos. En: Alimentos Funcionales. Aproximación a una Nueva Alimentación*. Dirección general de salud pública y alimentación, 170-193.
- Ooi, C., Choo, Y., Yap, S., Basiron, Y., & Ong, A. (1994). *Recovery of carotenoids from palm oil*. J American Oil Chem Soc, 71: 423-426.
- Pacheco, M., & Sgarbieri, V. (2001). *Alimentos Funcionais conceituacao e importancia na saude humana*. Instituto de Tecnología de Alimentos ITAL, 13073-14001.
- Philco, M. (2017). *Determinación de parámetros óptimos de obtención de palillo (Curcuma longa Linneo) en polvo en la provincia de San Martín* (Tesis de Grado). Universidad Nacional de San Martín, 70-78.
- Piccaglia, R., Marotti, M., & Grandi, S. (1998). *Lutein and lutein ester content in different types of Tagetes patula and T. erecta*. Industrial Crops Production, 8:45-51.
- Plant & Soil Sciences. (2019). *Herbicidas que actúan a través de fotosíntesis*. Recuperado el 20 de junio de 2018 de <http://passel.unl.edu/pages/informationmodule.php?idinformationmodule=1024932941&topicorder=4&maxto=8>
- Profice, S., Kameyama, C., Cortes, A., Braz, A., Indriunas, D., Vilar, T. P., . . . Wasshausen, D. (2015). *Aphelandra* in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Recuperado 14 de junio de 2018 de http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/listaBrasil/ConsultaPublicaUC/BemVindoConsultaPublicaConsultar.do;jsessionid=5075F857A7B3D789EED3F3D8C3FC4DFE?domFitogeograficos=QUALQUER&substrato=null&mostrarAte=SUBESP_VAR&lingua=es®iao=QUALQUER&opcoesBusca=T
- Raja, R., Hemaiswarya, S., & Rengasamy, R. (2007). *Isolation of Dunaliella for B-carotene production*. Appl Microbiol Biotechnol, 74: 517-523.
- Ramirez-Padilla, B., & Mendoza-Cifuentes, H. (2002). *Monocotiledóneas y Pteridófitos de la Planada, Colombia*. Biota Colombiana, (2):285-295.
- Rodriguez-Amaya, D. (2001). *A Guide to Carotenoid Analysis in Foods*. Washington : OMNI Research.
- Rodríguez, G., & Real Academia Española. (2017). *Diccionario DIRAE*. Recuperado el 20 de junio de 2018 de <https://dirae.es/palabras/eluir>
- San Giovanni, J., & Neuringer, M. (2012). *The putative role of lutein and zeaxanthin as protective agents against age-related macular degeneration: Promise of molecular genetics for guiding mechanistic and translational research in the field*. Am J Clin Nutr, 96: 1223S-1233S.

- Sandmann, G. (2014). *Carotenoids of Biotechnological Importance*. Berlin: Springer-Verlag.
- Sandmann, G., Romer, S., & Fraser, P. (2006). *Understanding carotenoid metabolism as a necessity for genetic engineering of crop plants*. *Metabolic Engin*, 8:291-302.
- Sauer, W. (1965). *Geología del Ecuador*. Quito: Editorial del Ministerio de Educación.
- Schiedt, K., & Liaaen, S. (1995). *Isolation and analysis*. En G. Brintton, S. Liaaen, & H. Pfander, *Carotenoids.isolation and analysis* (págs. 81-108). Birkhauser Verlag: Basel.
- Siviero, A., Delunardoll, T., Haverrothl, M., de Oliveiral, L., Cote, A., & da Silva, A. (2014). *Ornamental plants in urban homegardens of Rio Branco, Brazil*. *Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi. Cienc. Hum*, (9):797-813.
- Smith, A. (2015). El mercado muncdial de carotenoides. Recuperado el 10 de junio 2018 de <http://es.sciencearticles.cc/esmarketing/1002088716.html>
- Solórzano, A., Martín, A., Salazar, M., Sandoval, J., & Kirschbaum, D. (2015). *Correlación entre la medida del color del fruto y la concentración de sólidos solubles totales en frutilla o fresa (Fragaria ananassa Duch.)*. *Revista agronomica del noreste Argentino*, (1):55-60.
- Stahl, Heinrich, & Wiseman. (2001). *Dietary tomato paste protects against ultraviolet light-induced erythema in humans*. *Journal Nutrition*, 5: 1449-1551.
- Stahl, W., Heinrich, U., & Jugmann, H. (2000). *Carotenoids and carotenoids plus vitamin E protect against ultraviolet*. *Journal Clinic Nutrition*, 71(3): 795-798.
- Strobel, M., Tinz, J., & Biesalski, H. (2007). *The importance of b-carotene as source ofvitamn A wiyh special regard to pregnant an breastfeeding women*. *Eur Journal Nutrition*, 1-6.
- The Plant List. (2013). *Renealmia alpinia (Rootb) Maas*. Recuperado 14 de junio de 2018 de <http://www.theplantlist.org/tpl1.1/record/kew-260859>
- Tyczkowski, J., & Hamilton, p. (2000). *Absorption, tranport and deposition in chickens of lutein diester, a carotenoid extracted from Marigold petals*. *Poult Science*, 65:1526-1531.
- Upna, H. (2012). *Flora Pratense y Forrajera Cultivada de la Península Ibérica*. Recuperado el 20 de junio de 2018 de http://www.unavarra.es/herbario/pratenses/htm/glosario_bot.htm
- University of Alabama. (s.f.). *Gesneriaceae Image Library*. Recuperado el 12 junio 2019 de <http://gesneriads.ua.edu/image-library/>

- Valencia, R., Cerón, C., Sierra, R., S., & Palacios. (1999). *Mapa de Vegetación del Ecuador Continental*. Quito: Proyecto INEFAN/GEF y Wildlife Conservation Society.
- Varea, Q. (1992). *Botánica médica nacional*. Latacunga: Tip. Vicente León.
- Wikispecies. (2019). *Warszewiczia coccinea*. Recuperado el 2 de junio 2019 de https://species.wikimedia.org/wiki/Warszewiczia_coccinea
- Xiong, L., & Zhu, J. (2003). *Regulation of abscisic acid biosynthesis*. *Plant Physiol*, 133: 29-36.
- Zambrano, P., & Bustamante, K. (2017). *Caracterización y estudio fitoquímico de Justicia secunda valh (Sanguinaria, Singamochilla, Insulina)*. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, (22:)1-8.
- Zhu, C., Bai, C., Sanahuja, G., Yuan, D., Farré, G., Naqvi, S., Christou, P. (2010). *The regulation of carotenoid pigmentation in flowers*. *Biochemical Biophysical*, (1):132-142.

ANEXOS

Anexo 1

GLOSARIO DE TÉRMINOS

- **Absorción:** Separación de uno o más componentes; retención de una sustancia por las moléculas que posee otra bien sea en estado líquido o gaseoso. Proceso que consiste en la separación de uno más componentes de un gas haciendo uso de un solvente líquido que permitirá crear una solución (Rodríguez & Real Academia Española, 2017)
- **Adsorción:** A través de la adsorción, un cuerpo logra capturar las moléculas de otro y mantenerlas en su propia superficie. De este modo, la adsorción se diferencia de la absorción, donde las moléculas penetran en la superficie. Tiene lugar cuando en los centros activos del adsorbente se produce la formación de enlaces fuertes (Rodríguez & Real Academia Española, 2017)
- **Carotenoides acíclicos:** son carotenoides que no poseen estructuras cíclicas en uno de sus extremos (Meléndez- Martínez, 2007)
- **Eluyen:** En Química, significa extraer, mediante un líquido apropiado, una sustancia del medio sólido que la ha absorbido (Rodríguez & Real Academia Española, 2017)
- **EROs (Especies Reactivas de Oxígeno):** Son moléculas muy pequeñas altamente reactivas debido a la presencia de una capa de electrones de valencia no apareada. Estas especies se forman de manera natural como subproducto del metabolismo normal del oxígeno y tienen un importante papel en la señalización celular. Sin embargo, en épocas de estrés ambiental sus niveles pueden aumentar en gran manera, lo cual puede resultar en daños significativos a las estructuras celulares (Nutri News, 2015).
- **Halófila:** Es el adjetivo que se aplica a los organismos que viven en ambientes con presencia de gran cantidad de sales (Rodríguez & Real Academia Española, 2017)

- **Isomerización:** Es el proceso químico mediante el cual una molécula es transformada en otra que posee los mismos átomos pero dispuestos de forma distinta. De este modo, se dice que la primera molécula es un isómero de la segunda, y viceversa (Morcillo, 2012).
- **Lígula:** En botánica, es un apéndice membranoso ubicado en la línea que une la lámina, o limbo foliar, con la vaina en la familia de las gramíneas (Corpoica, 2010).
- **Lipofílico:** es el comportamiento de toda molécula que tiene afinidad por los lípidos. En una disolución o coloide, las partículas lipófilas tienden a acercarse y mantener contacto con los lípidos (Rodríguez & Real Academia Española, 2017).
- **Oxidación:** reacción química en la que uno o más electrones se transfieren entre los reactivos, provocando un cambio en sus estados de oxidación. Cuando se produce la oxidación de un ión o de un átomo, el elemento en cuestión pierde una cierta cantidad de electrones. Considerado un sistema, la oxidación implica que uno de los elementos se desprenda de electrones y que otro los asimile. De este modo, lo que se produce es una transferencia de electrones (Definición, 2008).
- **Racemosa:** En botánica, de la inflorescencia cuyo eje central tiene un gran desarrollo y da origen a pedúnculos florales (Upna, 2012).

Anexo 2

Quito, 20 de Junio del 2019

CERTIFICADO DE IDENTIFICACIÓN

El espécimen examinado corresponde a:

Drymonia affinis (Mansf.) Wiehler

- Clase: Equisetopsida C. Agardh
- Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.
- Superorden: Asteranae Takht.
- Orden: Lamiales Bromhead
- Familia: Gesneriaceae Rich. & Juss.
- Género: *Drymonia* Mart.
- Especie: *Drymonia affinis* (Mansf.) Wiehler
- Nombre común: s/n


Alvaro J. Pérez



Curador de Angiospermas Herbario QCA

Anexo 3

Quito, 20 de Junio del 2019

CERTIFICADO DE IDENTIFICACIÓN

El espécimen examinado corresponde a:

***Warszewiczia coccinea* (Vahl) Klotzsch**

- Clase: Equisetopsida C. Agardh
- Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.
- Superorden: Asteranae Takht.
- Orden: Gentianales Juss. ex Bercht. & J. Presl
- Familia: Rubiaceae Juss.
- Género: *Warszewiczia* Klotzsch
- Especie: *Warszewiczia coccinea* (Vahl) Klotzsch
- Nombre común: s/n


Álvaro J. Pérez

Curador de Angiospermas Herbario QCA



Anexo 4

Quito, 20 de Junio del 2019

CERTIFICADO DE IDENTIFICACIÓN

El espécimen examinado corresponde a:

Renealmia alpinia (Rottb.) Maas

- Clase: Equisetopsida C. Agardh
- Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.
- Superorden: Liliales Takht.
- Orden: Zingiberales Griseb.
- Familia: Zingiberaceae Martinev
- Género: *Renealmia* L. F.
- Especie: *Renealmia alpinia* (Rottb.) Maas
- Nombre común: s/n

Alvaro J. Pérez

Cuidador de Angiospermas Herbario QCA



Anexo 5

Quito, 20 de Junio del 2019.

CERTIFICADO DE IDENTIFICACIÓN

El espécimen examinado corresponde a:

***Renealmia thyrsoides* (Ruiz & Pav.) Poepp. & Endl.**

- Clase: Equisetopsida C. Agardh
- Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.
- Superorden: Lilianae Takht.
- Orden: Zingiberales Griseb.
- Familia: Zingiberaceae Martinov
- Género: *Renealmia* L. F.
- Especie: *Renealmia thyrsoides* (Ruiz & Pav.) Poepp. & Endl.
- Nombre común: s/n


Alvaro J. Pérez

Custodio de Angiospermas Herbario QCA



Anexo 6

Quito, 20 de Junio del 2019

CERTIFICADO DE IDENTIFICACIÓN

El espécimen examinado corresponde a:

***Stromanthe stromanthoides* (J.F. Macbr.) L. Andersson**

- Clase: Equisetopsida C. Agardh
- Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.
- Superorden: Lilianae Takht.
- Orden: Zingiberales Griseb.
- Familia: Marantaceae R. Br.
- Género: *Stromanthe* Sond.
- Especie: *Stromanthe stromanthoides* (J.F. Macbr.) L. Andersson
- Nombre común: s/n


Álvaro J. Pérez
Curador de Angiospermas Herbario



Anexo 7

MINISTERIO DEL AMBIENTE   

Oficio Nro. MAE-DPAP-2019-1884-O
Pastaza, 11 de junio de 2019

Asunto: SOLICITUD DE GUIA DE MOVILIZACION DE ALREDEDOR DE 5000 G DE MATERIAL VEGETAL.

Señor
Manuel Baldeón
Director Centro de Investigación Transaccional
UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS
En su Despacho

De mi consideración:

Reciba un cordial y atento saludo de quienes confirmamos la Dirección Provincial del Ambiente de Pastaza.

En respuesta al Oficio Nro. MAE-DPAP-2019-1508-E, suscrito por el Dr. Manuel Baldeón - DIRECTOR CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOMÉDICA UNIVERSIDAD UTE, mediante el cual solicita se emita una guía de movilización para el trasladar aproximadamente 5000 G de material vegetal.

Al respecto, adjunto al presente sírvase encontrar el documento habilitante para dicha movilización.

Con sentimientos de distinguida consideración.

Atentamente, 




Documento firmado electrónicamente
Ing. Jimmy Ivan Guerrero Naranjo
DIRECTOR PROVINCIAL DEL AMBIENTE DE PASTAZA

Referencias:
- MAE-DPAP-2019-1508-E

Asesor:
- MAE-DPAP-2019-1508-E
- permiso_de_movilizacion_033_ute.pdf

Dirección Provincial de Pastaza • Código Postal: 180110 / Puyo - Ecuador • Teléfono: (093 9) 2884012 / 2884278
E-mail: comunicacion@dpap-pastaza.gub.ec

Anexo 8

MINISTERIO DEL AMBIENTE   

GUÍA DE MOVILIZACIÓN DE ESPECÍMENES DE FLORA Y FAUNA SILVESTRE
Nro. DPAP-UPN-VC-2019-035

Fecha de emisión: 10/junio/2019

Fecha de movilización: 11/junio/2019 - 08h00 Válido hasta: 12/junio/2019 - 08h00

La Dirección Provincial de Pastaza, Autoriza al Dr. Manuel Baldeon, Director del Centro de Investigación Biomédica, Universidad UTE. La Movilización de especímenes de flora Silvestre, Desde: el Jardín Botánico las Orquídeas- Pastaza. Hasta: La ciudad de Quito-Universidad Católica y la Universidad Politécnica Salesiana, de acuerdo con el siguiente listado.

Lista de muestras colectadas, 500g de muestras botánicas (Tallo, hojas, flores y frutos). Y 50g. flores.



Observaciones:
Las muestras biológicas serán movilizadas en:


Responsable de la movilización: María José Guerrero con de cedula: 1715232581.
Vehículo: Hyundai IONIQ. Color: Gris. Placas: PDG 3727

Los especímenes van en calidad de:

- Traslado de centro de manejo ()
- Comercio: ()
- Investigación: (X)

"METABOLITOS SECUNDARIOS DE ORGANISMOS BIOLÓGICOS DEL ECUADOR Y SU APLICACIÓN EN MEDICINA Y NUTRICIÓN"

 
Blgo. Victor Curicuma
Responsable de Biodiversidad
C.I. 1719099028


Ing. María José Guerrero
Responsable de la movilización.
C.C. 1715232581

