

UNIVERSIDAD PERUANA UNIÓN

FACULTAD DE INGENIERÍA Y ARQUITECTURA

Escuela Profesional de Ingeniería de Alimentos



Una Institución Adventista

Optimización de los parámetros de secado de hojas de guanábana (*Annona muricata* L.) sobre el contenido de polifenoles y capacidad antioxidante

Por:

Bach. Diego Fernando Cayra Ramos

Asesor:

Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal

Lima, octubre de 2019

**DECLARACIÓN JURADA
DE AUTORIA DEL INFORME DE TESIS**

Yo Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal, de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura, escuela profesional de Ingeniería de Alimentos, de la Universidad Peruana Unión.

DECLARO

Que el presente informe de investigación titulada: "Optimización de los parámetros de secado de hojas de guanábana (*Annona muricata* L.) sobre el contenido de polifenoles y capacidad antioxidante. Constituye la memoria que presenta al bachiller Diego Fernando Cayra Ramos para aspirar al título de Profesional de Ingeniero de Alimentos, cuya tesis ha sido realizada en la Universidad Peruana Unión bajo mi dirección.

Las opiniones y declaraciones es este informe son de entera responsabilidad del autor, sin comprometer a la institución.

Y estado de acuerdo, firmo la presente declaración en Lima, a los 04 de noviembre del 2019.



Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal

Optimización de los parámetros de secado de hojas de guanábana
(*Annona muricata* L.) sobre el contenido de polifenoles y capacidad
antioxidante

TESIS

Presentada para optar el Título Profesional de Ingeniero de Alimentos

JURADO CALIFICADOR



Dr. Rodrigo Alfredo Matos Chamorro
Presidente



Ing. Guido Fulgencio Anglas Hurtado
Secretario



Dr. Julio Florencio Paredes Guzmán
Vocal



MSc. Silvia Pilco Quesada
Vocal



Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal
Asesor

Lima, 25 de octubre de 2019

“Mira que te mando que te esfuerces y seas valiente; no temas ni desmayes, porque Jehová tu Dios estará contigo en dondequiera que vayas”. **Josué 1:9**

“Lámpara es a mis pies tu palabra, y lumbrera a mi camino”.

Salmos 119:105

“Clama a mí, y yo te responderé, y te enseñare cosas grandes y ocultas que tú no conoces”. **Jeremías 33:3**

“Aunque ande en valle se sombre de muerte, no temeré mal alguno, porque tú estarás conmigo; tu vara y tu cayado me infundirán aliento”. **Salmos 23:4**

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por darme la vida y haberme acompañado en mis estudios superiores brindándome sabiduría, fuerza y paciencia. A sí mismo Agradezco a mis padres Magda y Hugo por el sacrificio y la confianza brindada, de igual manera a mi hermanas Camila Sandoval Ramos, Diana Carolina Cayra Ramos y Fernanda Estrella Cayra Ramos por los consejos que me sirvieron para seguir a delante con el trabajo de investigación.

Agradezco al Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal por haber aceptado asesorarme y acompañarme en esta travesía de la ejecución del proyecto de investigación, como también agradezco a Ing. Ketty Arellano por haberme facilitado el laboratorio de CICAL (Centro de investigación de Ciencias de Alimentos), también agradezco a la Ing. Marita Ada Shirley Diaz de la vega Huanca por haber facilitado el laboratorio de Ciencia y químicas.

Agradezco Mónica Cabezas Dipaz por acompañarme en el desarrollo de la tesis y a todos mis amigos aquellos que brindaron parte de su tiempo, gracias por la ayuda desinteresada y a la vez tan valiosa en el desarrollo es esta investigación y a nuestros docente Ing. Joel Coaquira, Dc. Noe Pampa. Por su apoyo desinteresado y su disposición a resolver mis dudas.

Agradezco a mis dictaminadores Dc. Julio Florencio paredes Guzmán y Msc. Silvia Pilco Quesada por la paciencia de correcciones del trabajo de investigación.

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo General.....	3
2.2. Objetivos Específicos	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1. Guanábana (<i>Annona muricata</i> L.).....	4
3.1.1. Descripción general.....	4
3.1.2. Clasificación taxonómica	4
3.1.3. Nombres comunes.....	4
3.1.4. Descripción botánica	5
3.1.5. Hojas	5
3.1.6. Distribución.....	6
3.1.7. Composición Proximal	6
3.1.8. Actividad Biológica.....	7
3.2. Compuestos fenólicos	8
3.2.1. Método para determinar compuestos fenólicos.....	11
3.3. Actividad antioxidante	11
3.3.1. Tipos de antioxidantes.....	12
3.4. Secado	13
3.4.1. Efecto de la temperatura en los compuestos bioactivos	14
3.5. Cinética de secado	15

3.6.	Actividad de agua	17
3.6.1.	Disponibilidad de agua en los alimentos	18
3.7.	Isoterma de sorción	20
3.7.1.	Modelos matemáticos de isotermas de sorción	20
4.	MATERIALES Y METODOS.....	23
4.1.	Lugar de ejecución	23
4.2.	Materiales e insumos.....	23
4.2.1.	Materia prima.....	23
4.2.2.	Materiales.....	23
4.2.3.	Equipos	24
4.2.4.	Reactivos.....	24
4.3.	Métodos de Análisis de la materia prima	25
4.3.1.	Dimensiones de hojas	25
4.3.2.	Análisis Proximal	25
4.4.	Cinética de secado	25
4.4.1.	Construcción de la Isoterma de sorción de Humedad.....	25
4.4.2.	Análisis de proceso de secado	27
4.4.3.	Cálculo de difusividad efectiva.....	27
4.5.	Obtención del Extracto Líquido de Hojas Secas	29
4.5.1.	Análisis de compuestos fenólicos y actividad antioxidante.....	29
4.6.	Metodología Experimental	30
4.7.	Diseño estadístico	33
5.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	36

5.1.	Caracterización de materia prima	36
5.2.	Análisis de cinética de secado	37
5.2.1.	Determinación de humedad en equilibrio.....	37
5.2.2.	Curva de secado de hojas de guanábana.....	39
5.3.	Influencia de las variables de estudios.....	42
5.3.1.	Análisis Estadístico.....	42
5.3.2.	Influencia sobre el contenido de humedad.....	47
5.3.1.	Influencia sobre el contenido de compuestos fenólicos	48
5.3.2.	Influencia sobre el contenido de capacidad antioxidante	50
5.4.	Ubicación de los valores óptimos.....	52
6.	CONCLUSIONES	55
7.	RECOMENDACIONES.....	56
8.	REFERENCIA BIBLIOGRAFICA	57

ÍNDICE TA TABLAS

Tabla 1. Composición proximal de hojas de guanábana y otras.	7
Tabla 2. Compuestos fitoquímicos de la hoja de la guanábana: AGE (acetogeninas anonácea), ALK (alcaloide), FTG (flavonol triglicósido).....	9
Tabla 3. Las principales clases de compuestos fenólicos en plantas	10
Tabla 4. Modelos matemáticos aplicados en el secado.	16
Tabla 5. Soluciones hidrosópicas para controlar la actividad de agua.....	26
Tabla 6. Niveles de los factores	33
Tabla 7. Diseño experimental.	34
Tabla 8. Dimensiones de hojas de guanábana.	36
Tabla 9. Composición proximal de la hoja de guanábana.	36
Tabla 10. Parámetros estimados y criterios de ajustes de los modelos a los datos experimentales de isotermas.	38
Tabla 11. Valores de la difusividad efectiva (D_{ef}) obtenidos para las hojas de guanábana en diferentes temperaturas de secado.....	40
Tabla 12. Energía de activación E_a y D_0 el factor de Arrhenius.....	41
Tabla 13. Resultados de DCC para las variables respuestas humedad %, fenoles y antioxidante.	43
Tabla 14. Análisis de varianza (ANOVA) de los términos lineales, cuadrático y de interacción del modelo de regresión.	44
Tabla 15. Análisis de varianza de las variables independientes sobre las variables respuestas.....	44
Tabla 16. Coeficiente de los modelos de regresión polinomiales de segundo grado...	46
Tabla 17. Valores codificados de las variables independientes.....	54

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. a) <i>Annona muricata</i> b) Hojas c) Flor y d) Fruto.	5
Figura 2. Hojas de guanábana en primer plano	6
Figura 3. Origen biosintético de fenoles de las plantas de las vías del shikimato y fenilalanina	10
Figura 4. Mecanismo de actividad antioxidante.....	11
Figura 5. La reacción del radical libre DPPH con antioxidante donde AH es una molécula donante y A es un radical libre.....	13
Figura 6. Mapa de estabilidad de los alimentos en función a la a_w	19
Figura 7. Túnel secador de bandeja con aire forzado.	28
Figura 8. El diagrama de flujo de proceso experimental.....	32
Figura 9. Curva experimental de secado de la hoja de guanábana.....	39
Figura 10. Relación de tipo Arrhenius entre el coeficiente de la difusividad efectiva y la temperatura absoluta del aire de secado de las hojas de guanábana.....	41
Figura 11. Gráfica de superficie de respuesta y de contorno de humedad.....	47
Figura 12. Superficie de respuesta y diagrama de contorno para compuestos fenólicos de Hoja de guanábana.....	48
Figura 13. Superficie de respuesta y diagrama de contorno para capacidad antioxidante de hoja de guanábana.	50
Figura 14. Aplicación de deseabilidad para hallar la ubicación óptima de las variables independientes.	53

INDICE DE ANEXO

Anexo 1. Acondicionamiento de la materia prima.	71
Anexo 2. Determinación fisicoquímica de la hoja de guanábana.	72
Anexo 3. Isotherma de sorción.	76
Anexo 4. Secado de hojas.	78
Anexo 5. Procedimiento de extracción de compuestos fenólicos.	79
Anexo 6. Resultado de capacidad antioxidante.....	81

NOMENCLATURA

H.G : Hoja de guanábana

DPPH : 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo

μL : Microlitros

μM : Micromol

RPM : Revoluciones por minutos

R^2 : Coeficiente de correlación

R^2_{Ajust} : Coeficiente de correlación ajustado

EAG : Equivalente ácido gálico

CF : Compuestos fenólicos

CA : Capacidad antioxidante

$^{\circ}\text{C}$: Grados centígrados

g : Gramos

DCC : Diseño central compuesto circunscrito

E_a : Activación de energía kj/mol

D_{eff} : Difusividad efectiva

D_o : Factor Arrhenius

t : Tiempo

P : Error porcentual relativo medio

SE : Error estándar

A, b, c, h, k, k_0 , k_1 : Constante del producto

MR : Razón de humedad

X : Contenido de humedad en un tiempo específico

X_{eq} : Contenido de humedad en equilibrio

- X_0 : Contenido de humedad inicial
- CH_{bh} : Contenido de humedad en base humedad
- W_a : Peso del agua
- W_{ms} : Peso de materia seca
- P : Presión parcial de vapor de agua en el sistema
- P_0 : Presión de saturación del agua
- HRE : Humedad relativa de equilibrio
- Y_{jcal} : Valores calculados
- Y_{jexp} : Valores experimentales
- R : Radio
- T : Tiempo

RESUMEN

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar la influencia de secado por aire caliente en el contenido de humedad, compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de la hoja de guanábana (*Annona muricata* L.). El trabajo tuvo tres etapas: caracterizar las hojas de guanábana, estudiar la cinética de secado y optimizar el proceso de secado. Para la cinética se construyó la isoterma de sorción de humedad a diferentes temperaturas de equilibrio, y se ajustó la cinética de secado a la Ley de Fick. Para la optimización se utilizó un diseño central compuesto circunscrito (DCC), teniendo como factores a la temperatura (X_1): 50, 60 y 70 °C y el tiempo (X_2): 60, 120 y 180 min, las variables respuesta fueron: % de humedad, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante. La caracterización fisicoquímica mostró contenidos de humedad 7.76 ± 0.07 , ceniza 11.29 ± 0.15 , proteína 3.85 ± 0.04 y lípidos 15.35 ± 2.38 (g/100g de hoja seca). El modelo de isoterma más apropiado fue el de GAB y Halsey y la ley de Fick permitió ajustar satisfactoriamente el cambio en la humedad en base seca durante el proceso de secado. Según el diseño de DCC los parámetros con mayor rendimiento fue a 60 °C a 204 min de secado, obteniendo como resultado el contenido de humedad 2.56 ± 0.20 %, para los compuestos fenólicos fue 24.33 ± 1.24 (mg ác.gálico/100g de muestra) y con una capacidad antioxidante 84.35 ± 2.09 ($\mu\text{mol/g}$). De acuerdo con el análisis de varianza (ANOVA) los factores líneas, cuadráticos y el intercepto fueron altamente significativo teniendo un $p < 0.05$ para humedad, fenoles y antioxidantes.

Palabras claves: hoja de guanábana, compuestos fenólicos, capacidad antioxidante, cinética de secado.

Abstract

The present work aimed to evaluate the influence of hot air drying on the moisture content, phenolic compounds and the antioxidant capacity of guanábana leaves (*Annona muricata* L.). The work had three stages: characterize the guanábana leaves, study the kinetics of drying and optimize the drying process. For the kinetics, the moisture sorption isotherm was constructed at different equilibrium temperatures, and the drying kinetics were adjusted to Fick's Law. For the optimization a design compound central (DCC) was used, having as factors the temperature (X1): 50, 60 and 70 ° C and the time (X2): 60, 120 and 180 min, the response variables were: % humidity, phenolic compounds and antioxidant capacity. The physicochemical characterization showed moisture content 7.76 ± 0.07 , ash 11.29 ± 0.15 , protein 3.85 ± 0.04 and lipids 15.35 ± 2.38 (g / 100g of dry leaf). The most appropriate isotherm model was that of GAB and Halsey and Fick's law allowed the change in moisture to be adjusted on a dry basis during the drying process. According to the DCC, parameters with the highest yield were at 60 ° C at 204 min of drying, obtaining as a result the moisture content $2.56 \pm 0.20\%$, for the phenolic compounds it was 24.33 ± 1.24 (acidic mg / 100g of sample) and antioxidant capacity of 84.35 ± 2.09 ($\mu\text{mol} / \text{g}$). According to the analysis of variance (ANOVA) the factors lines, quadratics and the intercept were highly significant having a $p < 0.05$ for moisture, phenols and antioxidants.

Keywords: Guanábana leaf, phenolic compounds, antioxidant capacity, drying kinetics.

1. INTRODUCCIÓN

En los últimos años se ha despertado un gran interés en el estudio de la guanábana (*Annona muricata* L.) tanto en el fruto como en la hoja dado su alto contenido de compuestos bioactivos, los cuales que pueden aportar beneficios a la salud como la prevención de enfermedades como la obesidad, males cardiovasculares, osteoporosis, cáncer y tumor a la piel (Hamizah, Roslida, Fezah, Tan, Tor y Tan, 2012).

Entre los compuestos bioactivos resaltan los de tipo fenólicos. Éstos constituyen un amplio grupo de sustancias químicas consideradas metabolitos secundarios, ampliamente distribuidos en el reino vegetal, como plantas, especias, frutas, granos y semillas. Su presencia contribuye a las cualidades sensoriales como color, aroma, amargor y la astringencia (Stratil, Klejdus y Kubán, 2007).

De entre los compuestos bioactivos en la hoja de guanábana resaltan los componentes fotoquímicos, por ejemplo las acetogeninas, lactonas, isoquinolina, alcaloides, taninos y cumarinas anóxicos, todos ellos con diferentes capacidades antioxidantes (Santhoshkumar y Brindha, 2015).

Los antioxidantes son moléculas capaces de prevenir la oxidación o daño de otras moléculas biológicas. Existen dos grupos de sustancias químicas antioxidantes: los enzimáticos y no enzimáticos. Los primeros son enzimas que juegan un papel importante en la defensa celular contra especies reactivas de oxígeno. El segundo grupo son compuestos de menor peso molecular que desempeñan un papel importante en la defensa de la célula contra el daño inducido por estrés oxidativo.

No obstante la hoja de guanábana presenta una alta actividad de agua, lo que hace al producto muy susceptible al deterioro. Esto demanda métodos de conservación para prolongar su vida útil y minimizar la degradación de los compuestos bioactivos que la hoja presenta. Uno de los métodos más utilizados es el secado, el que presenta la ventaja que una vez seca la hoja, ésta puede ser utilizada en otros procesos como

filtrante, aceites esenciales, harina, encapsulados y colorantes (Quiminet, 2012; Millones, Mori, Bacalla, Vásquez y Tafur, 2014; Quispe, 2017).

El secado es un método de conservación basado en la disminución de la actividad acuosa de los alimentos para prolongar su periodo de vida útil, además reduce el peso y el volumen facilitando el transporte y almacenamiento (Fennema, 2000). Este método es muy utilizado en la conservación de productos agrícolas, donde la disminución del contenido de humedad final del producto asegura la estabilidad durante un tiempo prolongado (Espinoza, 2015).

Sin embargo el secado utiliza aire caliente a temperaturas relativamente altas para eliminar el contenido de humedad, existiendo la posible oxidación de algunos compuestos bioactivos en el producto, entre ellos compuestos fenólicos y la consecuente reducción de la capacidad antioxidante (Cedeño, 2017).

Por ello un aspecto crítico para mejorar la calidad durante el proceso de secado, es buscar la combinación adecuada de tiempo, temperatura y velocidad de aire, para minimizar la pérdida de estos compuestos bioactivos, que proporcionan características de calidad y funcionalidad al producto (Heldman y Lund, 2007).

El estudio del efecto de secado en los compuestos fenólicos de hojas de guanábana permitirá hacer predicciones sobre la mejora en los tratamientos con la finalidad maximizar las características del alimento como producto funcional. Al mismo tiempo se tendrán parámetros de proceso que puedan ser utilizados en el sector industrial para mejorar el proceso de secado. Aunque no hay estudios de cambios en la variación del contenido de compuestos fenólicos durante el secado de hojas de guanábana (*Annona muricata* L.).

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

- Optimizar la temperatura y tiempo de secado de hoja de guanábana (*Annona muricata L.*) en el contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante.

2.2. Objetivos Específicos

- Caracterizar la composición proximal de la hoja de guanábana.
- Ajustar la cinética de secado de hojas de guanábana por aire caliente a la Ley de Fick.
- Determinar los parámetros óptimos de temperatura y tiempo de secado por aire caliente en el contenido de humedad, compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de hojas de Guanábana.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Guanábana (*Annona muricata* L.)

3.1.1. Descripción general

El género de la *Annona muricata* comprende unas 120 especies, la gran mayoría son originarias de las regiones tropicales de América, y en la actualidad se cultiva en la América tropical y subtropical, sudeste de Asia y en las islas filipinas (Zaragoza, 2010).

Sus distribuciones son en la regiones tropicales de América Central y del Sur en altitudes debajo de 1200 m sobre el nivel del mar, con temperatura entre 25° y 28 °C, humedad relativa entre 60 y 80% (Coria, Montalvo, Yahia y Obledo, 2018).

3.1.2. Clasificación taxonómica

Según Calle, (2015) menciona la clasificación taxonómica de guanábana (*Annona muricata* L.) en el siguiente orden.

Reino:	<i>Plantae</i>
División:	<i>Angiospermae</i>
Clase:	<i>Magnoliopsida</i>
Orden:	<i>Magnoliales</i>
Familia:	<i>Annonaceae</i>
Género:	<i>Annona</i>
Especie:	<i>Muricata</i> L.

3.1.3. Nombres comunes

Filipinas: Se usan nombres derivados del español, laguaná en el idioma chamorro mientras que en tagalo es guyabano. **Portugués:** graviola, chirimoya brasilera. **Español:** guanábana, guanaba (Guatemala), graviola (Barahona, 2013).

3.1.4. Descripción botánica

El árbol de guanábana mide aproximadamente 5 a 10 m de alto cónico, frondoso, ramificado, con hojas ovaladas elípticas de 2 a 6 cm de ancho por 6 a 12 cm de largo, con yemas axilares, la raíz de anclaje es perpendicular con ramificaciones fuertes, el mayor porcentaje se encuentra en los primeros 30 cm de profundidad, las flores son hermafroditas, distribuidas en el tallo y en las axilas, las frutas se constituyen en una baya producto de múltiples ovarios (Soplin, 2015). A continuación en la Figura 1 se observa partes de la planta de guanábana.

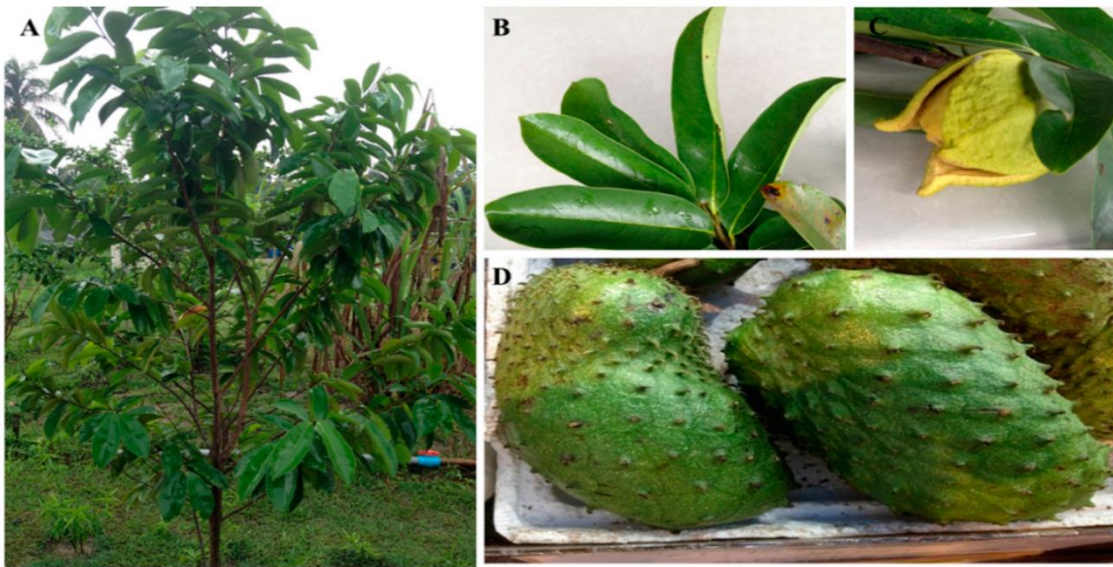


Figura 1. a) *Annona muricata* b) Hojas c) Flor y d) Fruto. (Moghadamtousi, Fadaeinasab, Nikzad, Mohan, Ali y Kadir, 2015).

3.1.5. Hojas

Las Hojas son ovaladas y ocasionalmente elípticas como se observa en la Figura 2. Miden de 5 a 15 cm de largo por 2 a 6 cm de ancho, usualmente acuminados en el ápice y agudos o un poco redondeadas en la base, de color verde oscuro, brillante en el haz (Barahona, 2013).



Figura 2. Hojas de guanábana en primer plano (Manakul, 2018)

3.1.6. Distribución

El área de distribución natural de la guanábana es desde la región tropical del sur de México, centro América, norte América, sur América y las Antillas. Hoy en día crece en áreas tropicales y húmedas en escala mundial ya que es una especie de climas húmedos, baja altitud y no es exigente en cuanto al suelo. El Perú los principales departamentos productores de esta planta son la selva chanchamayo, Junín, La Libertad, Ucayali, Loreto, Ica y Lima (Calle, 2015).

3.1.7. Composición Proximal

En la Tabla 1 se presenta los resultados de caracterización fisicoquímica de hoja de guanábana y otras hojas similares.

Tabla 1. Composición proximal de hojas de guanábana y otras.

Muestras	Humedad (%)	Ceniza (%)	Grasa (%)	Proteína (%)	Fibra (%)
Hojas de guanábana					
Fresca ¹	62.64	1.85	0.7	5.66	-
Seca ²	3.62	2.3	3.92	4.34	-
Otras hojas secas					
Moringa ³	5.88	9.01	4.8	29.5	6.75
Coca ⁴	15.89	5.58	5.96	19.74	15.65
Muña ⁵	-	-	2.8	3.2	-
Orégano ⁵	-	-	10.25	11	-
Albahaca ⁶	80.88	12.45	2.22	69.38	-
Tomillo ⁷	7.80	11.70	7.40	9.00	18.60

Dónde: ¹Vit *et al.*, 2014; ²Barahona, 2013; ³Álvarez, 2017; ⁴Penny, Zavaleta, Lemay, Liria, Huaylinas, Alminger, Mc Chesney, Alcaraz y Reddy, 2009; ⁵FUNIBER, 2017; ⁶Alarcon, 2013 y ⁷Chambi, 2017.

3.1.8. Actividad Biológica

Diversos estudios informan que todas las partes del árbol de *Annona muricata* se utilizan ampliamente como medicamentos tradicionales contra una variedad de enfermedades humanas, especialmente el cáncer (Moghadamtousi, Karimiah, Rouhollahi, Paydar, Fadaeinasab y Kadir, 2014).

Las hojas se emplean para tratar cistitis, diabetes, dolores de cabeza e insomnio. Además, se cree que la cocción de la hoja exhibe efectos antirreumáticos y neurálgicos, mientras que las hojas cocidas se usan tópicamente para tratar abscesos y reumatismo. (Adewole y Martins, 2006; Sousa, Vieira, Pinho, Yamamoto y Alves, 2010). Se cree que las semillas trituradas tienen actividades antihelmínticas contra gusanos y parásitos internos y externos. En África tropical, la planta se utiliza como agente astringente, insecticida, pesticida y para tratar tos, dolor y enfermedades de la piel. En la India la corteza y las hojas se emplean para las actividades antiflogísticas y antihelmínticas. En América del sur y África tropical, incluida Nigeria las hojas de *annona muricata* se utilizan

como una etnomedicina contra los tumores y el cáncer (Adewole y Ojewole, 2009). Además, los efectos antiinflamatorios, hipoglucemiantes, sedantes, relajantes del músculo liso, hipotensos y antiespasmódicos.

Amplias evaluaciones fotoquímicas se han realizados en la hoja de la planta de guanábana donde ha quedado demostrado la presencia de varios fitoconstituyentes como AGE (acetogeninas anonácea), ALK (alcaloide), FTG (flavonol triglicósido), como está indicado en la siguiente Tabla 2.

3.2. Compuestos fenólicos

Los fenoles son compuestos químicos que se encuentran ampliamente distribuido en las frutas y vegetales. Originan una de las clases más importante de metabolitos secundarios en plantas, participando en diversas funciones como la asimilación de nutrientes, síntesis proteica, actividad enzimática, fotosíntesis, formación de componentes estructurales, alelopatía y defensa ante los factores adversos del ambiente (Robbins, 2003).

Químicamente los compuestos fenólicos se caracterizan por la presencia de más de un grupo fenol por molécula. Estructuralmente están constituidos por un anillo aromático, bencénico, con uno o más grupos hidroxilos (Jordá, 2015). En la Figura 3 se muestra un esquema de compuestos fenólicos de las plantas a través de las vías de shikimato y fenilalanina.

En la Tabla 3 se presenta algunos de los compuestos fenólicos presentes en las plantas, donde se observa que este grupo comprende desde moléculas de peso molecular inferior de 300, como los ácidos fenólicos, hasta compuestos altamente polimerizados, como los taninos (Gil, 2010). Resalta la presencia de lignina, la cual es una macromolécula compuesta de tres moléculas monolignol, alcohol p-cumárico, alcohol coniferílico y alcohol sinapílico (Chemat, Rombaut, Fabian, Pierson y Bily, (2015).

Tabla 2. Compuestos fitoquímicos de la hoja de la guanábana: AGE (acetogeninas anonácea), ALK (alcaloide), FTG (flavonol triglicósido) (Moghadamtousi *et al.*, 2015)

Parte/ Planta	Componente	Clase	Actividad Biológica
Hojas	Annomuricin A	AGE	Toxicidad contra, pulmón A549, mama MCF-7 y células cancerosas de colon HT-29
Hojas	Annomuricin B, C	AGE	Toxicidad contra, pulmón A549, mama MCF-7 y células cancerosas de colon HT-29
Hojas	Annomuricin E	AGE	toxicidad contra las células cancerosas MIA PaCa-2 pancreáticas y colon HT-29
Hojas	Annomutacin	AGE	Toxicidad contra las células cancerosas pulmonares A549
Hojas	(2,4-cis)-10 R-annonacin-A-one	AGE	Toxicidad contra las células cancerosas pulmonares A549
Hojas	(2,4-trans)-10R-annonacin-A-one	AGE	Toxicidad contra las células cancerosas pulmonares A549
Hojas	Annohaxocin	AGE	Toxicidad contra camarones en salmuera y diferentes células cancerígenas.
Hojas	Muricapentocin	AGE	toxicidad contra las células cancerosas MIA PaCa-2 pancreáticas y colon HT-29
Hojas	muricatocin A, B	AGE	Toxicidad contra las células cancerosas pulmonares A549
Hojas	muricatocin C	AGE	Toxicidad contra pulmón A549, mama MCF-7 y células cancerosas de colon HT-29
Hojas	annopentocin A	AGE	Toxicidad contra las células cancerosas pancreáticas MIA PaCa-2
Hojas	annopentocin B,C	AGE	Toxicidad contra las células cancerosas pulmonares A549
Hojas	cis, trans-annonmuricin-D-one	AGE	Toxicidad contra los pulmones A549, colon HT-29 y células cancerosas pancreáticas MIA PaCa-2
Hojas	murihexocin A,B,C	AGE	Toxicidad contra diferentes células cancerígenas.
Hojas	Muricoreacin	AGE	Toxicidad contra diferentes células cancerígenas.
Hojas	annocatalin, annocatacin B	AGE	Toxicidad contra células de hepatoma humano
Hojas	Anonaine	ALK	Neurotóxico
Hojas	Isolaureline	ALK	-
Hojas	Xylopine	ALK	-
Hojas	Quercetin 3-O- α -rhamnosyl-(1-6)- β sophoroside	FTG	-

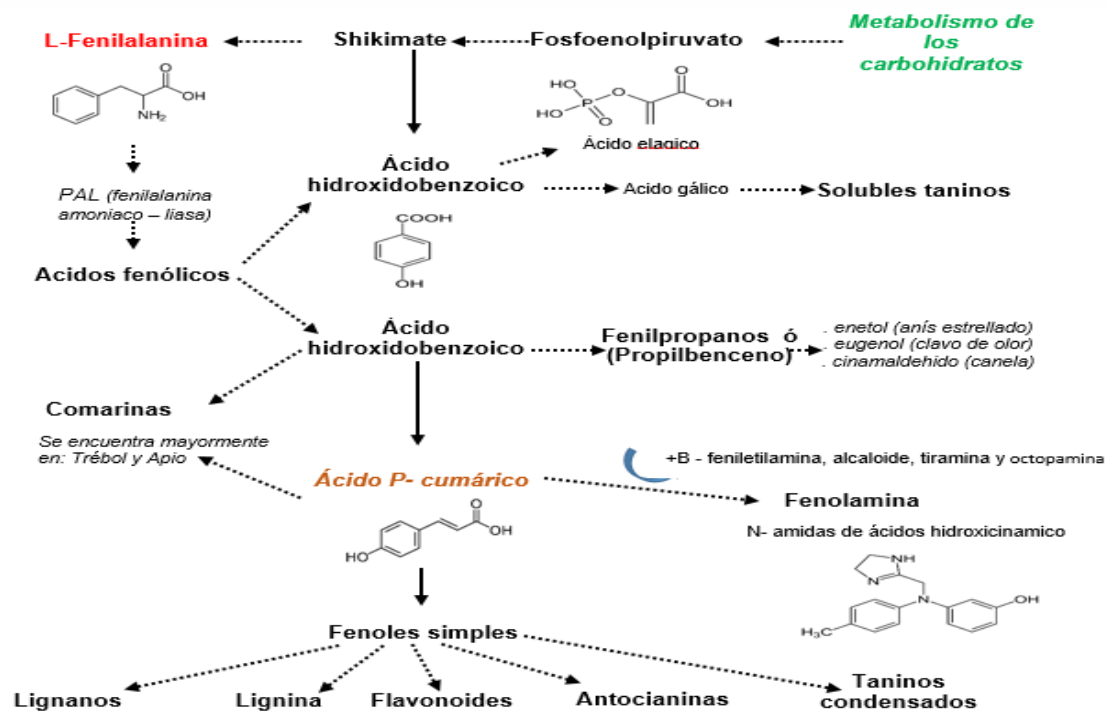


Figura 3. Origen biosintético de fenoles de las plantas de las vías del shikimate y fenilalanina (Ewane, Lepoivre, Bellaire y Lassois, 2012).

Tabla 3. Las principales clases de compuestos fenólicos en plantas (Harborne, 1989)

Numero de átomos de carbono	Estructura básica	Clase
6	C6	Fenoles simples, benzoquinonas
7	C6 - C1	Ácidos fenólicos
8	C6 - C2	Acetofenonas, ácidos fenilacéticos
9	C6 - C3	Ácido hidroxicinámicos, polipropenos, cumarinas, isocumarinas
10	C6 - C4	Naftoquinona
13	C6 - C1 - C6	Xantonas
14	C6 - C2 - C6	Estilbenos, Antraquinonas
15	C6 - C3 - C6	Flavonoides, isoflavonoides
18	(C6 - C3) ₂	Lignanos, neolignanos
30	(C6 - C3 - C6) ₂	Biflavonoides
N	(C6 - C3) _n (C6) _n	Ligninas
	(C2 - C3 - C6) _n	Catecolmalamina (taninos condensados)

3.2.1. Método para determinar compuestos fenólicos.

El método más común para determinar compuestos fenólicos es el de Folin-Ciocalteu. El método se basa en la capacidad de los fenoles para reaccionar con agentes oxidantes derivados de Molibdato y Tungstato sódicos formando productos de reacción coloreados susceptibles de ser determinados espectrofotométricamente a 765 nm (Muñoz y otros 2017). El método requiere usar un patrón de comparación siendo los más comunes ácido gálico, cafeico y cumárico.

3.3. Actividad antioxidante

Un antioxidante es una sustancia que en pequeñas cantidades puede inhibir la acción de un pro-oxidante en una reacción de oxidación tal como ilustra la Figura 4. Son sustancias que detienen o previenen una cadena de propagación oxidativo, mediante la estabilización del radical generado. En bioquímica puede considerarse como un donador de electrones capaz de evitar una reacción de cadena de óxido-reducción (Hicks, Ramos y Vargas, 2006).

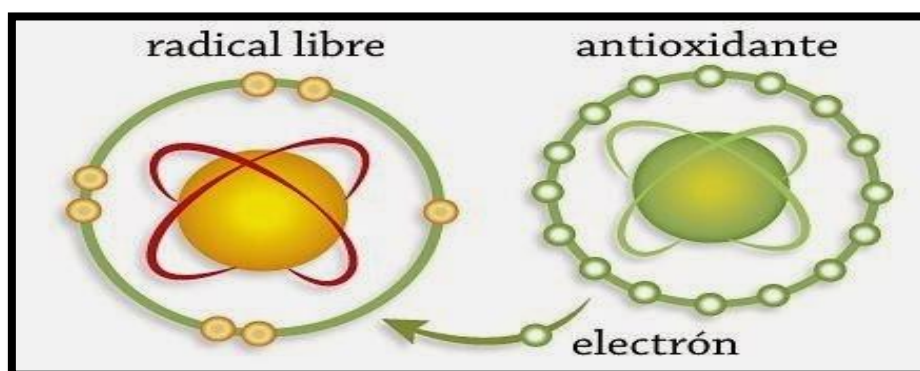


Figura 4. Mecanismo de actividad antioxidante (Campos, 2017).

Las sustancias con capacidad antioxidante pueden ser clasificados como enzimáticos y no enzimáticos, éstos últimos presentes mayormente en productos vegetales. En los últimos años el consumo de alimentos ricos en antioxidantes es claramente asociado con una mejora calidad vida, longevidad prolongada (Treviño, Oranda, Rivas, Núñez y Morales, 2006).

3.3.1. Tipos de antioxidantes

3.3.1.1. Antioxidantes enzimáticos

Está conformado por un grupo de enzimas especializadas en inactivar especies reactivas de oxígeno (ERO), estas defensas tienen por objetivo evitar la reducción univalente del oxígeno producidas durante la transferencia de equivalentes reductores en la respiración aerobia. Ejemplos son la superóxido dismutasa (SOD) la catalasa (CAT) y glutatión peroxidasa (GSH-Px) (Hicks y otros, 2006).

3.3.1.2. Antioxidantes no enzimáticos

Están conformados por sustancias no enzimáticas pero con capacidad reductora. Resaltan la vitamina E, la vitamina C, riboflavina, los carotenoides, diversos minerales (selenio, zinc), polifenoles (Tur, 2004) y el glutatión en su forma reducida (GSH). Éstos compuestos son esenciales para la defensa contra el daño oxidante debido a que actúan como cofactores de las enzimas antioxidantes y como donadores de equivalentes reductores (HICKS y otros, 2006). Dado que estos compuestos no son sintetizados por el organismo, su efectividad depende del equilibrio entre el consumo endógeno y el aporte a través de la dieta (Zúñiga, 2005).

Los extractos naturales de alimentos vegetales han sido utilizados ampliamente con fines terapéuticos. La presencia y proporción de los compuestos antioxidantes presentes en estos preparados dependerá principalmente de la planta y solvente utilizado en la extracción, aunque suelen estar constituidos por diversos compuestos como polifenoles, isoprenoides, compuestos tiólicos, ácido ascórbico y polisacáridos, con capacidad de servir como antioxidantes biológicos en el consumidor, a través de diferentes mecanismos (Gormaz, 2005).

3.3.1.3. Cuantificación de la Capacidad Antioxidante

Existen diferentes métodos para determinar la capacidad antioxidante, dependiendo del tipo de molécula oxidante. Ejemplos son el DPPH, ABTS, ORAC y

FRAP. El primer método es uno de los más utilizados, consiste en la neutralización del radical libre 2,2 difenildipicrilhidracil. El radical libre y estable, es una sustancia que mide la capacidad de un compuesto para donar equivalentes reductores sin convertirse en un radical libre luego de ser oxidado, como ilustra la Figura 5 (Musa, Abdllah y Haiqi, 2015).

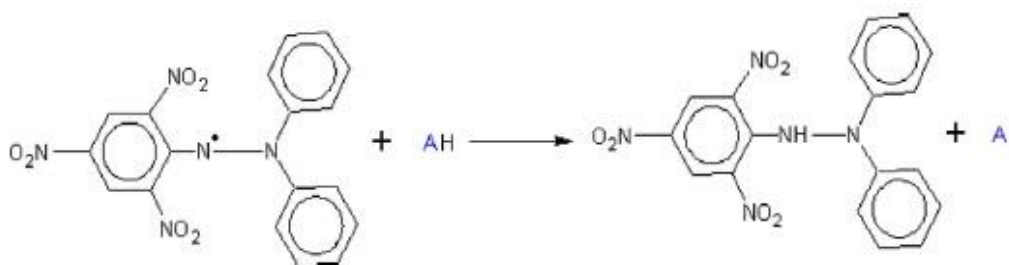


Figura 5. La reacción del radical libre DPPH con antioxidante donde AH es una molécula donante y A es un radical libre (Musa *et al.*, 2015)

3.4. Secado

El secado es un método de conservación de alimentos que se define como el proceso de remoción térmica de sustancias volátiles (Humedad) hasta obtener un producto seco que permite conservar alimentos perecederos (Frutas, hortalizas, pescados, carnes, huevos etc.). Corresponde a una operación unitaria en la que se da el transporte simultáneo de calor y masa (Fito, Andrés, Barat y Albors, 2001).

La transferencia de energía (principalmente energía calorífica) desde el aire circulante para evaporar la humedad de la superficie y la transferencia de la humedad interna hacia la superficie del sólido y su evaporación posterior, depende de condiciones externas como la temperatura, velocidad, humedad del aire, área superficial del material expuesta y presión del sólido (Sandoval, 1998).

El equipo de transferencia de energía para deshidratación generalmente utiliza conducción, convección o radiación para transferir energía de una fuente de calor al material alimenticio. A continuación, se explica brevemente cada mecanismo:

- a. **Convección:** El secado convectivo es el proceso de eliminación de agua con aire a alta temperatura. La energía se transfiere a la superficie del producto por convección y luego se transfiere dentro del producto por difusión o convección, dependiendo de la estructura del producto (Sandoval, Rodriguez, Mendez y Sanchez, 2006). Este flujo de calor provoca un aumento de la temperatura del producto y la evaporación del agua. (Bezerra, 2015).
- b. **Conducción:** El calentamiento por conducción es un proceso de transmisión de calor basado en el contacto directo entre los cuerpos. El calor fluye desde un cuerpo de mayor temperatura a otro de menor temperatura que está en contacto con el primero cuya función principal es la de eliminar agua (Fito, Andrés, Barat y Albors, 2001).
- c. **Radiación:** Consiste en la transmisión de la energía a través del espacio por medio de ondas electromagnéticas. La energía es absorbida selectivamente por las moléculas de agua, por ende mientras el producto se seca, se requiere menos energía. Este método utilizar diferentes fuentes de radiación electromagnética con longitudes de onda desde el espectro solar hasta microondas (0,2 m –0,2 mm), principalmente de tipo infrarrojo (Maisnam, Rasane, Dey, Kaur y Sarma, 2017).

3.4.1. Efecto de la temperatura en los compuestos bioactivos

El procesado térmico de vegetales o frutas provoca importantes cambios en el contenido de los compuestos bioactivos, como los polifenoles y la capacidad antioxidante (Im, Park, Leontowicz, Leontowicz, Namiesnik, Ham, Kang, Najman y Gorinstein, 2011).

3.4.1.1. Compuestos fenólicos

Entre los compuestos fotoquímicos de estructura fenólica más relevantes están los taninos, alcaloides, flavonoides y antocianinas, responsables de inhibir o interrumpir

el proceso de oxidación celular, tanto el envejecimiento como otros daños celulares (Sulaiman, Sajak, Ooi y Sow, 2011). Según Uurrea, Eim, Rosello y Simal, (2012) investigaron el contenido en polifenoles totales de la zanahoria (*Daucus carota* V, *Nantesa*) durante el proceso de secado convectivo a las diferentes temperaturas, al finalizar el proceso de secado se observó una importante degradación cinética del compuesto evaluado, presento una constante de velocidad de reacción entre 9.4×10^{-5} y $1.9 \times 10^{-4} \text{ s}^{-1}$ dentro del intervalo de temperatura estudiado (40 a 90 °C).

3.4.1.2. Actividad antioxidante

La pérdida u oxidación de compuestos fenólicos provocan una disminución en la capacidad antioxidante. La temperatura y el tiempo de secado generalmente provocan la oxidación de compuestos bioactivos por calor o por exposición al oxígeno. Acevedo, Montiel y Avanza (2004) describieron la pérdida de la actividad antioxidante en jugos cítricos (limón, mandarina y naranja) en función del tiempo de tratamiento térmico a temperaturas de 70, 80, 90°C, encontrando una influencia significativa a mayor temperatura y tiempo sobre la degradación de la actividad antioxidante.

3.5. Cinética de secado

Consiste en ajustar la variación de la humedad de un producto durante el tiempo de proceso a una ecuación matemática. Las curvas de secado se representan de diferentes maneras como por ejemplo el contenido de humedad en función del tiempo, la velocidad del secado en función del tiempo o la velocidad de secado en función del contenido de humedad. En el secado de hierbas han sido utilizadas las ecuaciones mostradas en la Tabla 2 para ajustar los modelos de secado (García, 2014).

La relación de humedad de las hierbas durante el secado se calcula usando la ecuación (1).

$$MR = \frac{X - X_{eq}}{X_0 - X_{eq}} \quad \text{Ec. (1)}$$

Donde:

MR : Relación de humedad

X : Contenido de humedad en un tiempo específico (% bs)

X_{eq} : Contenido de humedad en equilibrio (% bs)

X_0 : Contenido de humedad inicial (% bs)

Tabla 4. Modelos matemáticos aplicados en el secado (García, 2014; Rocha, Melo, Corbín, Berbet, Donseles, Tabar, 2012).

Nº. Modelo	Ecuación	Nombre del Modelo	Ec
1	$MR = e^{-Kt}$	Lewis	Ec. (2)
2	$MR = e^{-ht^y}$	Page	Ec. (3)
3	$MR = e^{(-kt)^y}$	Page modificado	Ec. (4)
4	$MR = ae^{-Kt}$	Henderson y Pabis	Ec. (5)
5	$MR = a - e^{-Kt+c}$	Logarítmico	Ec. (6)
6	$MR = ae^{-k_0t} + be^{-k_1t}$	Modelo Dos términos	Ec. (7)
7	$MR = 1 + at + b^t$	Wang y Singh	Ec. (8)
8	$t = a \ln(MR) + b(\ln(MR))^2$	Thompson	Ec. (9)
9	$MR = ae^{-kt} + (1 - a)e^{(kbt)}$	Aproximación de difusibilidad	Ec.(10)
10	$MR = ae^{-kt} + (1 - a)e^{(-gt)}$	Verma	Ec. (11)
11	$MR = ae^{-kt} + be^{-gt} + ce^{-ht}$	Henderson y Pabis modificado	Ec. (12)
12	$MR = ae^{(-kt} + (1 - a)e^{(-kat)}$	Exponencial de dos términos	Ec. (13)
13	$MR = e^{-(kt)n} + bt$	Midilli and Kucuk	Ec. (14)
14	$MR = a + e^{(-c(t-b)}$	Exponencial Decay	Ec. (15)

Donde:

MR : Razón de humedad

T : Tiempo (h)

A, b, c, g, h, k, k0, k1 : Constantes del producto

En la Tabla 4 el contenido de humedad se expresa como el contenido de humedad en base seca (Ecuación 16), definida como la relación entre la masa de agua y la masa de materia seca. La materia seca permanece constante en todo proceso de secado facilitando así el cálculo a diferencia de la masa total que varía durante el proceso (Machado, 2001)

$$CH_{bs} = \frac{W_a}{W_{ms}} \quad \text{Ec. (16)}$$

Donde:

CH_{bs} : Contenido de humedad en base seca (%)

W_a : Peso del agua (g).

W_{ms} : Peso de la materia seca (g).

El contenido de base húmeda (CH_{bh}) puede ser calculado como:

$$CH_{bh} = \left(\frac{w_a}{W_a + W_{ms}} \right) * 100 \quad \text{Ec. (17)}$$

La mayoría de los modelos matemáticos utilizados derivan del modelo difusional de la segunda ley de Fick para diferentes geometrías (Doymaz, 2004; Akpinar, 2006). En esta ecuación es preciso conocer la humedad de equilibrio, la cual puede ser predicha mediante la isoterma de sorción de humedad a una temperatura determinada, considerando que la actividad de agua del alimento iguala la humedad relativa del aire de secado (Vega y Lemus, 2006).

3.6. Actividad de agua

La actividad de agua (a_w) es un parámetro que indica la disponibilidad de agua en un alimento para que existan reacciones químicas y bioquímicas de deterioro, por

ejemplo oxidación de lípidos, reacciones enzimáticas, reacción de Maillard y desarrollo microbiano (Fennema, 2000).

La actividad del agua (a_w) es un concepto introducido por Lewis y Randall en 1923, el cual empezó a aplicarse a los sistemas biológicos (Scott, 1953) derivada de principios fundamentales de termodinámica y física-química. La a_w es definida como la razón de la presión parcial de vapor de agua de un alimento (P) sobre la presión de vapor del agua pura (P_0) a una temperatura dada (Labuza, 1980, citado por Guevara, 2014). Esta definición parte de la relación entre la fugacidad de la a_w solución (f) y la fugacidad del solvente puro (f_0). Se entiende por fugacidad la tendencia del solvente de escapar de la solución (Marques, 2009), de forma que en el equilibrio la se considera igual a la humedad relativa del aire (Clemente, 2003; Marqués, 2009) como indica la Ecuación 18:

$$a_w = \frac{f}{f_0} = \frac{P}{P_0} = \frac{HRE}{100} \quad \text{Ec. (18)}$$

Donde:

P : Presión parcial de vapor de agua en el sistema (alimento).

P_0 : Presión de saturación del agua líquida pura a la misma.

HRE : Humedad relativa de equilibrio.

Generalmente para un material higroscópico la presión de vapor de la superficie es más baja que la presión de vapor del agua pura, debido a la estructura y la porosidad del material, el cual adsorbe moléculas de agua y reduce su movilidad o biodisponibilidad (Heldman y Lund, 2007).

3.6.1. Disponibilidad de agua en los alimentos

En los alimentos el agua puede existir en tres formas según su grado energético y movilidad:

- A. Agua libre:** De $a_w > 0.8$. Es el agua congelable, que se volatiliza fácilmente por tratamiento térmico (secado), está débilmente unida por puentes de hidrogeno.
- B. Agua Ligada:** a_w entre $0.2 < a_w < 0.8$. Es el agua que no se congela a $-20\text{ }^\circ\text{C}$, cuyo contenido es mayoritario en productos secos, se encuentra en un estado pseudo-líquido ligado a moléculas de sólidos.
- C. Agua Ligada (monocapa):** $a_w < 0.2$. Es el agua no congelable, se encuentra atrapada por una superficie viscosa por lo que no puede moverse ni difundirse (agua no disponible) sobre grandes moléculas polares. En esta región el agua prácticamente no se congela incluso a bajas temperaturas ($-40\text{ }^\circ\text{C}$).

El tipo de agua presente en el alimento influye sobre el tipo de reacciones de deterioro que pueden darse en un alimento, según ilustra la Figura 6.

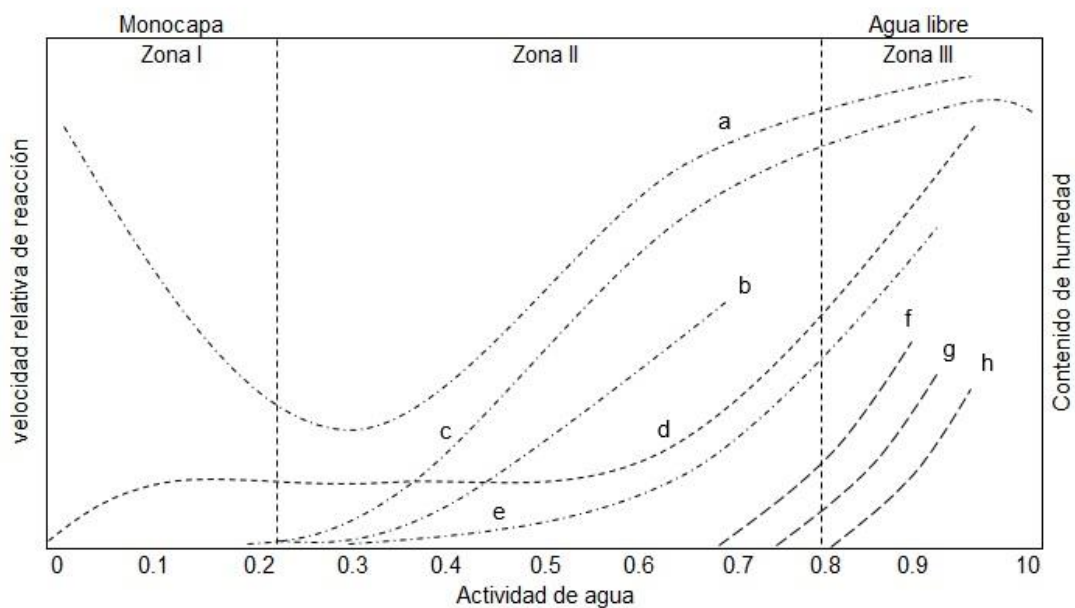


Figura 6. Mapa de estabilidad de los alimentos en función a la a_w (Taoukis y Richardson, 1962). a) ¹Oxidación de lípidos, b) ²Reacciones hidrolíticas, c) ²Pardeamiento no enzimático d), ³Isoterma de adsorción e) ²actividad enzimática f) crecimiento de hongos; g) ⁴crecimientos de levaduras; h) ⁵crecimiento de bacterias.

Fuente: ¹Ramis (1996); ²Iglesias, Chirife, (1982); ³Barbosa, Fontana, Schmidt, Labuza, (2007); ⁴Brumovsky (2015). ⁵Becerra (2016).

3.7. Isoterma de sorción

La isoterma de sorción de humedad describe la relación termodinámica entre la actividad del agua y el contenido de humedad de un producto alimenticio en el equilibrio a temperatura y presión constantes. El conocimiento y comprensión de las isotermas de sorción es muy importante en la ciencia y tecnología de alimentos para el diseño y optimización de equipos de secado, diseño de paquetes, predicciones de calidad, estabilidad, vida útil y predicción de los cambios de humedad que pueden ocurrir durante el almacenamiento (Pumacahua, Gomez, Telis, Villa y Lopes, 2016; Yan, Sousa y Olveira, 2008).

3.7.1. Modelos matemáticos de isotermas de sorción

Existen varios modelos matemáticos teóricos, empíricas y semi-empíricas. Los modelos teóricos procuran explicar interacciones existentes entre el agua y la estructura del alimento, lo que lleva a un mejor conocimiento; mientras que las ecuaciones empíricas corresponden a la gran mayoría de las ecuaciones utilizadas para el ajuste, aunque no permiten que se llegue a una buena comprensión de la interacción agua-alimento (Shafiur, 2003).

3.7.1.1. Modelo de BET (Brunauer Emmet y Teller)

El modelo de BET muestra un buen ajuste para un gran número de variedad de alimentos con baja actividad de agua (0,05-0,45), siendo expresado de la siguiente forma (Viades, 2008).

$$X_e = \frac{X_m C_{BET} a_w}{(1 - a_w)(1 + a_w(C_{BET} - 1))} \quad \text{Ec. 19}$$

Donde:

X_e : Humedad de equilibrio (g agua/g m.s.).

X_m : Humedad de la monocapa (g agua/g m.s.).

a_w : Actividad de agua.

C_{BET} : Constante de BET relacionada al calor de sorción.

3.7.1.2. Modelo de GAB (Guggenheim, Anderson y De Boer)

El modelo de GAB se utilizado para ajustar los datos de sorción de productos alimenticios con actividad de agua (0,05-0,8). Esta ecuación está basada en la teoría de adsorción de BET, la cual da una explicación física a los parámetros involucrados en ella (Heldman y Lund, 2007).

El modelo de GAB se expresa mediante la siguiente ecuación:

$$X_e = \frac{X_m C_{GAB} K_{GAB} a_w}{(1 - K_{GAB} a_w)(1 - C_{GAB}) K_{GAB} a_w} \quad \text{Ec. (20)}$$

Donde:

X_e : Humedad en la monocapa (g agua/g m.s.)

C_{GAB} : Constante de Guggenheim, característica del producto y relacionada con el calor de adsorción de la monocapa

K_{GAB} : Es un factor de corrección relacionado con el calor de sorción de la multicapa.

Las constantes C_{GAB} y K_{GAB} están relacionadas con las interacciones energéticas entre las moléculas de la humedad de la monocapa (X_m) y las subsiguientes, en un determinado sitio de sorción (Zug, 2002). La constante K_{GAB} es la tercera constante de la ecuación de GAB. La cual mide la diferencia del potencial químico estándar entre las moléculas de la segunda etapa y aquellas del estado líquido puro; si K_{GAB} es menor a la unidad, se estimará una sorción menor a la predicha por BET (Zug, 2002). La

constante C_{GAB} se refiere a las interacciones entre los sitios activos del producto y las moléculas de agua (Shafiur, 2003).

3.7.1.3. Modelo de Halsey

Halsey desarrollado en 1948 un modelo basado en el de BET tratando de eliminar sus restricciones, resultando apropiado para varios alimentos como carne, lácteos, hortalizas, en el intervalo de actividad de agua de (0,1 – 0,8) (García, 2014).

La ecuación está dada de la siguiente forma:

$$a_w = \exp\left[\frac{A}{X_e^B}\right] \quad \text{Ec. (21)}$$

Siendo A, B constantes que dependen de la temperatura y naturaleza del producto.

3.7.1.4. Modelo de Oswin

El modelo de Oswin es una ecuación empírica, basado en la expansión de una serie matemática para curvas sigmoidales, se ajusta muy bien entre valores de actividad de agua de $0,0 < a_w < 1,0$ (Andrade *et al.*, 2011), la ecuación de Oswin ajusta cerca del 57% de las isotermas de alimentos. Los parámetros característicos A y B del modelo de Oswin muestran relación con la temperatura para diferentes isotermas.

$$X_e = A\left[\frac{a_w}{(1 - a_w)}\right]^B \quad \text{Ec. (22)}$$

4. MATERIALES Y METODOS

4.1. Lugar de ejecución

La investigación se ejecutó en los Centros de Investigación de Ciencias de Alimentos (CICAL), Centro de investigación en Tecnología de Alimentos (CITAL) y Centro de Ciencias Químicas, pertenecientes a la Facultad de Ingeniería y Arquitectura de la Universidad Peruana Unión (UPeU) (Km 19.5 Carretera Central, - Ñaña - Lima).

4.2. Materiales e insumos

4.2.1. Materia prima

Las hojas de guanábana frescas (*Annona muricata* L.) se obtuvieron del departamento de Libertad, provincia de Ascope distrito de Paijan.

Se consideró una muestra de 5 kg de hojas frescas de guanábana las cuales fueron recolectadas teniendo en cuenta los siguientes criterios: hojas verdes y sin aparente marchites. Las hojas se recolectaron en horas de la mañana de 7:00 a 9:00 horas, luego fueron colocadas en bolsas de polipropileno sin someterlas a presión, las cuales se transportados en caja de cartón evitando el contacto directo con la luz del sol.

4.2.2. Materiales

- Tubos de ensayo de 15 ml
- Micro pipetas de 30,1000 μ l
- Fiola graduadas de 50 y 100 ml
- Probeta graduada de 100 ml
- Pipetas de 10 ml, 1ml, 2 ml
- Vaso precipitado de 200 ml
- Botellas pet de 250 ml
- Tubos de centrifugación de 14 ml
- Varilla de vidrio
- Botellas ámbar de 100 ml

4.2.3. Equipos

- Balanza analítica (Marca: OHUAS., Serie: PA214).
- Horno secador de bandeja (Modelo: HSB01., Serie: 201803)
- Espectrofotómetro (Marca: Thermo Spectronic., Modelo: Genesis 10-uv., Serie: 2G6F302001)
- Molino de hojas (Marca: Fortinox., Modelo: RTE-650., Serie: 080100211)
- Centrifugadora: (Marca: GREETMED., Modelo: Gt119-200)
- Termómetro (Marca: HANNA)
- Mufla (Marca: Wisd., Serie: 1007899576001)
- Estufa (Marca: Ecocell., Serie: D1600376A7703497)
- Campana extractora (Marca: ESCO., Serie: 2013-104861)
- Agitador Vortex (Marca: VWR., Modelo: 9453VWHDEUS)
- Destilador de nitrógeno (Marca: Tecnal., Serie: 0.010312)
- Bomba al vacío (Marca: Tecnal., Modelo: TE-058., Serie: 07122126)
- Ultrasonido (Marca: Branson 2800, Modelo: M2800-E)
- Refrigeradora (Marca: Lg., Modelo: GM-3289C., Serie: 612MREN06316)

4.2.4. Reactivos

- Folin-Ciocalteu
- 2,2-difenil-1picrilhidrazil (DPPH)
- Etanol 90%
- Agua destilada
- Metanol absoluto
- Éter de petróleo (Marca: TEDIA)
- Solución de Carbonato de sodio Na_2CO_3 al 10 % (p/v)
- Etanol absoluto
- Ácido bórico 1 %
- Hidróxido a 10 % (Marca: Fermont)

- Indicador tashiro
- Ácido clorhídrico al 0.05 N
- Ácido sulfúrico
- Indicador verde bromocresol
- Cloruro de litio (LiCl) (Marca: Scharlau)
- Cloruro de calcio (CaCl₂) (Marca: MERCK)
- Cloruro de magnesio (MgCl₂) (Marca: MERCK)
- Nitrato de sodio (NaNO₂) Marca: (Marca: RIEDEL-DE HAEN AG SEELZE-HANNOVER)
- Cloruro de sodio (NaCl) (Marca: CHEMILAB)
- Cloruro de potasio (KCl) (Marca: Matheson Coleman & Bell Div.)

4.3. Métodos de Análisis de la materia prima

4.3.1. Dimensiones de hojas

Se tomó una muestra de hojas individuales de manera aleatoria y se midió con un pie de rey la longitud, ancho y espesor de cada hoja.

4.3.2. Análisis Proximal

Se determinó la composición proximal de las hojas de guanábana. Se ejecutaron los análisis de humedad, por secado en estufa (método AOAC 925.10/60,2000, ver Anexo 2), ceniza, por calcinación en mufla (método AOAC 923.03/90, ver Anexo 2), lípidos, por extracción Soxhlet (método 923.03, ver Anexo 2), y contenido de proteína, por método micro Kheldhal (Anexo 2).

4.4. Cinética de secado

4.4.1. Construcción de la Isotherma de sorción de Humedad

Se construyó la isoterma de sorción de humedad mediante la determinación de la humedad en equilibrio de hojas secas de guanábana en campanas de desecación con humedades relativas conocidas. Las muestras secas de hojas de guanábana fueron

molidas colocadas en placas Petri dentro de en frascos de vidrio de 580 ml con diferentes soluciones sobresaturadas de sales, para simular diferentes humedades relativas como indica la Tabla 5.

Tabla 5. Soluciones hidrosfópicas para controlar la actividad de agua. (Acevedo, Jurado y Cortés, 2015).

N°	Compuesto	Nomenclatura	K _{ps} (g/100 mlH ₂ O)	Aw = p/p ^{sat}
1	Cloruro de litio	LiCl	83.2	0.113
2	Cloruro de calcio	CaCl ₂	74.5	0.295
3	Cloruro de magnesio	MgCl ₂	54.6	0.324
4	nitrato de sodio	NaNO ₂	80.8	0.654
5	Cloruro de sodio	NaCl	39.8	0.750
6	Cloruro de potasio	KCl	34.2	0.834

Los frascos fueron almacenados a temperaturas de 5, 25 y 45 °C, por dos semanas y luego se midió la variación del peso hasta un valor constante. La humedad en equilibrio se calculó con la Ecuación (23)

$$X_{eq} = \frac{m_0 H_0 - (m_f - m_0)}{m_0 (1 - H_0)} \quad \text{Ec. 23}$$

La relación de la humedad en el equilibrio con la actividad de agua se modeló con las ecuaciones de BET, GAB, Oswin y Halsey. Para evaluar el ajuste de cada modelo se determinó el coeficiente de determinación de la regresión lineal (R²), el porcentaje de error relativo medio (Ecuación 24), el error estándar (Ecuación 25):

$$P = \frac{100}{N} \sum_{j=1}^N \left| \frac{y_{jcal} - y_{jexp}}{y_{jexp}} \right| \quad \text{Ec. 24}$$

$$SE = \sqrt{\frac{\sum_{j=1}^N (Y_{jcal} - Y_{jexp})^2}{N - n_p}} \quad \text{Ec. 25}$$

Donde Y_{jcal} y Y_{jexp} son, respectivamente, los valores calculados y experimentales de la variable “y” (contenido de humedad en base seca). Los modelos se compararon según su error porcentual relativo medio (P), el error estándar (SE).

4.4.2. Análisis de proceso de secado

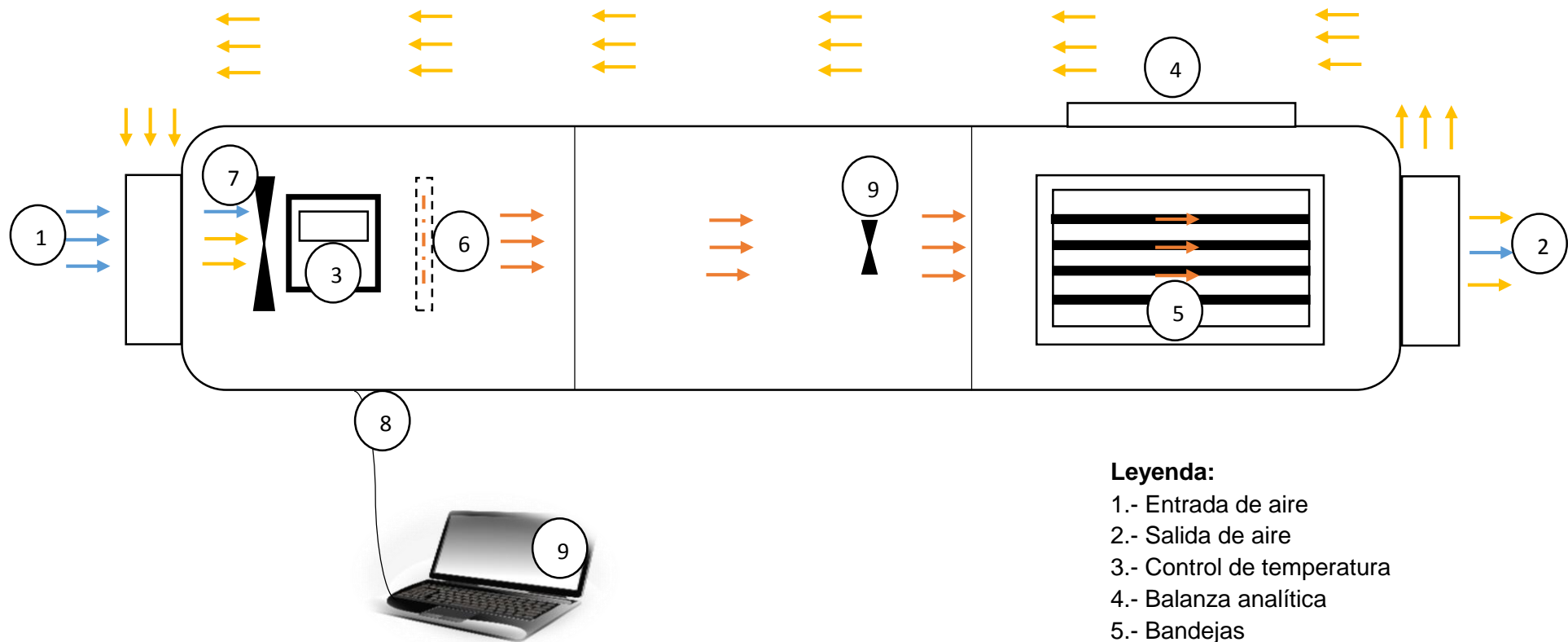
Los ensayos de secado se realizaron utilizando un horno de convección con aire forzada modelo HSB01 ver (Figura 7) a tres temperaturas de secado (50, 60 y 70 °C) y velocidad de viento constante de 1 m/s. Cada ensayo se efectuó por triplicado con muestras de 25 g de hoja (de tamaño uniforme) dispuestas sobre bandejas perforadas. Las muestras fueron secadas hasta peso contante para determinar el contenido de humedad. Los valores de la pérdida de peso de los productos se tomaron usando una balanza digital con una sensibilidad de 0.01 g Marca: Henkel. La toma de datos se realizó cada 20 minutos de forma manual.

4.4.3. Cálculo de difusividad efectiva

Con los datos de variación de peso se calculó el cambio en la humedad en base seca (Ecuación 1) a cada tiempo de secado. El cambio en la humedad con el tiempo de secado se ajustó a la segunda ley de Fick, y se determinó la difusividad efectiva en el secado (Ecuación 26).

$$\frac{X - X_{eq}}{X_0 - X_{eq}} = \frac{8}{\pi^2} \sum_{i=0}^{\infty} \frac{1}{(2i + 1)^2} \exp \left[-\frac{(2i + 1)^2 \pi^2 D_{ef}}{4 L^2} t \right] \quad \text{Ec. (26)}$$

Dónde: X: humedad a cualquier tiempo L: semiespesor
 X_e: humedad de equilibrio t: tiempo de secado
 D_{ef}: difusividad efectiva
 X₀: humedad inicial



Legenda:

- 1.- Entrada de aire
- 2.- Salida de aire
- 3.- Control de temperatura
- 4.- Balanza analítica
- 5.- Bandejas
- 6.- Quemador
- 7.- Ventilador
- 8.- Cable USB
- 9.- Software de datos
- 10.- Anemómetro

Figura 7. Túnel secador de bandeja con aire forzado.

4.5. Obtención del Extracto Líquido de Hojas Secas

La extracción de los compuestos fenólicos se basó en el método propuesto por Poodi y Soheila (2018). 5 g de muestra de hoja seca y molida fue extraída con 50 ml de etanol al 90%, depositado en tubos de plásticos cubiertos con film negro y colocadas en baño con ultrasonido por 25 minutos. Luego se centrifugo a 5000 RPM por 10 min y se filtró el sobrenadante con papel filtro whatman 20 µm. Del sobrenadante filtrado se tomó una alícuota de 2 ml y diluida en una fiola de 50 ml con agua destilada para tener el extracto de hojas de guanábana (HG).

4.5.1. Análisis de compuestos fenólicos y actividad antioxidante

4.5.1.1. Contenido de fenoles

La concentración de fenoles se determinó utilizando el reactivo Folin – Ciocalteu (Singleton y Rossi, 1965). En un tubo de ensayo se depositó 100µL de extracto de H.G. al que se añadió 100 µL de H₂O destilada y 400 µL de extracto de reactivo Folin – Ciocalteu (diluido en relación Folin: H₂O = 1:5) y se agitó a 750 rpm por 1 min en Vortex (VWR). Cumplido el tiempo, se añadió 1000 µL de solución carbonato de sodio al 10 % y el contenido reposó 30 min es oscuridad. La absorbancia a 725 nm fue medida en un espectrofotómetro modelo Génesis 10 UV-VIS. Finalmente, la concentración de fenoles totales, fue determinada utilizando una curva estándar de ácido gálico (Anexo 4). El resultado fue expresado como mg equivalentes de ácido gálico (EAG) por 100 g hoja seca.

$$C.F \left(mg \frac{EAG}{100 g} \right) = \frac{(D.O.muestra - Valor_{intercepto}) \times V_{muestra} \times F.D.}{Valor_{pendiente} \times W_{muestra}} \times 100$$

4.5.1.2. Actividad antioxidante

La capacidad antioxidante de H.G. fue evaluada utilizando el método DDPH (2,2-Difenil-1-Pcrlhidrazilo). Se preparó una solución matriz diluyendo 24 mg de DPPH en 50 ml de metanol absoluto. De esta solución se preparó una dilución en metanol

aproximadamente 1: 5 para tener una solución de trabajo (SDT) que presentara una absorbancia a 515 nm de 1,00.

Para la reacción, en un tubo de centrífuga de 1,5 ml (forrado con film negro) se depositó 1300 µL de la SDT de DPPH y 30 µL del extracto filtrado de H.G. La solución se dejó reposar en oscuridad por 30 min a temperatura ambiente. La absorbancia de la reacción resultante fue medida a 515 nm en un espectrofotómetro UV-Vis modelo Genesys 10, utilizando metanol absoluto como blanco. En base a la diferencia de absorbancias se calculó el Porcentaje de Inhibición:

Se preparó una curva estándar (% Inhibición vs. Concentración de Trolox) preparando soluciones de Trolox (diluidas en etanol absoluto) con concentraciones entre 150 a 750 µM. La capacidad antioxidante fue expresada como µmol equivalente de trolox (ET) por 100 g de H.G. secas.

$$\text{Inhibición (\%)} = \left(\frac{D.O.\text{blanco} - D.O.\text{muestra}}{D.O.\text{blanco}} \right) \times 100$$

$$CA \left(mg \frac{ET}{100 g} \right) = \frac{\text{Inhibición}_{\%} - \text{Valor}_{intercepto}}{\text{Valor}_{pendiente} \times W_{muestra}} \times 100$$

4.6. Metodología Experimental

En esta etapa se desarrolló las operaciones para determinar los análisis de la hoja de guanábana como se observa en la Figura 8. A continuación se detallara los procesos unitarios.

Recepción de materia prima: Las hojas de guanábana que se utilizaron en el proceso de investigación estaban en estado fresco.

Selección: Las hojas recolectadas se seleccionaron teniendo como criterios hojas verdes en buen estado y sin marchites.

Lavado: Las hojas fueron sometidas a un lavado por inmersión en tinas, con el fin de eliminar las sustancias extrañas las cuales se encontraban adheridas a las superficies, teniendo cuidado que las hojas no sufra daño mecánico.

Secado manual: se escurrió el agua de las hojas y fueron colocadas en mesas para que se ore 15 min para luego ser secadas la humedad restante de las hojas con papel absorbente.

Acondicionamiento: En esta etapa se escogieron las hojas de un mismo tamaño para el siguiente proceso, la cual se midió con un pie de rey.

Secado por convección: Los experimentos de secado se realizaron en un secador de bandejas con aire caliente. En su interior el secador cuenta con sensores de temperatura en cada nivel de las cuatro bandejas perforadas y cuatro sensores distribuidos en todo el ambiente del secador, también cuenta con un hidrómetro para ver la humedad relativa del ambiente. La velocidad de aire fue medida por un termo anemómetro. Cuenta con una balanza con la finalidad de monitoria la pérdida de humedad conectada a la laptop, la toma de datos se realizó durante el proceso de secado a diferentes temperaturas (°C) y tiempos (min) según el diseño DCC.

Molienda: Las hojas después del tratamiento fueron molidas en un molino de hojas.

Análisis del producto: Las muestras fueron colocadas en envases de vidrio las cuales fueron cubiertas con film negro, para su posterior análisis humedad, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante.

OPERACIONES	Selección de materia prima	Lavado y secado	Análisis de Materia prima	Acondicionamiento de materia prima	Secado de muestras en relación al tiempo	Molienda	Análisis del producto procesado
CONDICIONES Y/O PARÁMETRO	Hojas frescas de guanábana (<i>Annona muricata</i> L.)	Secar superficialmente las hojas con papel absorbente	→	Hojas de guanábana del mismo tamaño ancho y largo (cm)	Temperaturas (°C): $T_1: 70$ $T_0: 60$ $T_{-1}: 50$ Tiempo (min): $t_1: 180$ $t_0: 120$ $t_{-1}: 60$	Tamaño de partícula 0.56 mm	-
ANÁLISIS Y/O OBSERVACIONES	Eliminación de materias extrañas y otros materiales ajenos.	Eliminación de suciedad.	Análisis proximal de ceniza, humedad, lípidos y proteína según la metodología recomendada por la (AOAC)	→	→	Enfriamiento y empaquetado las muestras en embases de vidrio	Análisis de humedad, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante

Figura 8. El diagrama de flujo de proceso experimental.

4.7. Diseño estadístico

Para la optimización de la concentración de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante durante el secado se utilizó un Diseño Central Compuesto circunscrito (DCC), con dos variables independientes temperatura (x_1) y tiempo (x_2). Los niveles utilizados, en valores naturales y codificados, se detallan en la Tabla 6, la codificación es definida en la Ecuación 27. Como variables dependientes se analizó el Contenido de humedad, Compuestos fenólicos y Capacidad antioxidante.

Tabla 6. Niveles de los factores

Factor	Niveles				
	-1.4142	-1	0	1	1.4142
Temperatura X_1	45.858	50	60	70	74.142
Tiempo X_2	35.148	60	120	180	204.852

$$X_i = \frac{X_i - X_0}{\Delta X_i} \quad \text{Ec. 27}$$

Donde

X_i : Valor de la variable independiente codificada.

X_i : Valor real de la variable independiente.

X_0 : Valor real de la variable independiente en el punto central.

ΔX_i : Incremento de la variable independiente entre el punto central y el punto +1

El DCC constó de 11 experimentos, que engloban a 4 puntos factoriales, 4 puntos axiales (α de rotabilidad = 1.4142) y 3 puntos centrales. La distribución de este modelo se observa en la Tabla 7.

Tabla 7. Diseño experimental.

Tratamientos	Nivel de Codificación	
	X ₁	X ₂
1	-1	-1
2	-1	1
3	1	-1
4	1	1
5	-1.4142	0
6	1.4142	0
7	0	-1.4142
8	0	1.4142
9	0	0
10	0	0
11	0	0

Los resultados fueron analizados mediante el análisis de varianza (ANOVA) para encontrar los factores significativos que actúan sobre cada variable dependiente. La variación en las variables dependientes respecto a los factores (en valores codificados) se ajustó a una regresión múltiple de segundo grado (Ecuación 28).

$$Y_k = \beta_{k_0} + \sum_{i=0}^3 \beta_{k_i} X_i + \sum_{i=1}^3 \beta_{k_i} X_i^2 + \sum_{kj=2}^3 \beta_{k_i} X_i X_j \quad \text{Ec. (28)}$$

Donde:

Y_k : Función respuesta.

β_{k_0} : Término independiente.

$\beta_{k_i} \beta_{k_i} \beta_{k_j}$: Coeficiente de los términos lineales, cuadráticos y de interacción de las variables independientes codificadas.

X_1, X_{ii}, X_{ij} : Términos lineales, cuadráticos y de interacción de las variables independientes codificadas.

Se analizó la significancia de cada coeficiente de la regresión, reportando el coeficiente de determinación r^2 , coeficiente de determinación ajustado r^2_{adj} para verificar la idoneidad de la regresión para describir los cambios en la variable dependiente. Se generó las superficies de respuesta para cada variable dependiente, y se determinó los valores óptimos que minimicen el contenido de humedad, y maximicen el contenido de polifenoles y la capacidad antioxidante. El punto óptimo en estas tres variables se determinó superponiendo las superficies de respuesta y mediante la función de Deseabilidad.

Todos los análisis se llevaron a cabo en el programa STATISTICA v. 13 (Statsoft Co, 2014) utilizando un nivel de significancia de 0,05.

5. RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.1. Caracterización de materia prima

Las dimensiones de la hoja de guanábana se muestran en la Tabla 8. Terminado el proceso de secado, la composición de las hojas es mostrada en la Tabla 9.

Tabla 8. Dimensiones de hojas de guanábana.

Dimensiones	Valores¹
Largo (cm)	13.110 ± 0.800
Ancho (cm)	5.682 ± 0.2464
Espesor (cm)	0.065 ± 0.076

¹: resultados expresados como "promedio ± SD" (n = 5)

Tabla 9. Composición proximal de la hoja de guanábana.

Componente	Contenido (g/100 g hoja seca)¹
Humedad	7.76 ± 0.07
Cenizas	11.29 ± 0.15
Proteína	3.85 ± 0.04
Lípidos	15.35 ± 2.38

¹: resultados expresados como "promedio ± SD" (n = 3)

El contenido de humedad fue 7.76 ± 0.07 , similar a otro reportado en la literatura, como 7.09 ± 0.07 % según Vergara, Páucar, Morales, Castro, Pizarro y Díaz (2018), en hojas de guanábana recolectadas en el vivero Fortu (Km 23 Panamericana Sur, de Lima).

En cuanto el contenido de ceniza han sido reportados contenidos menores para la hoja de guanábana secas, como 7.80 y 8,71% (Cuello y otros, 2017), 8.43 % (Vergara y *et al.*, 2018) y 7.17 % (Vit y otros 2014), aunque para otros tipos de hojas se han encontrado contenidos de ceniza superiores como 9.85 en hojas de moringa (Guevara y Rovira, 2012). Según Cuello y otros (2017) los minerales presentes en la hoja de guanábana más importantes son B (42.57 mg/L), Ca (5657 mg/L), Cu (13 mg/L), Fe (116 mg/L), k, Mg (400 mg/L), Mn (23.18 (mg/L), P (1967 mg/L) y Zn (18.18 mg/L), En base a esta investigación se puede deducir que el alto contenido de ceniza que se observa en la Tabla 9 es debida a estos tipos de minerales.

El contenido de proteína obtenido en la Tabla 9 es similar a otros reportados, como $3.92 \pm 0.016\%$ (Barahona, 2013). Aunque el contenido es relativamente alto (en comparación a otras fuentes vegetales) fue inferior a otras procedencias como $21.22 \pm 1.01 \%$ (Usunobun, Okolie, Anyanwu y Adegbeji, 2014). Estudios realizados en Venezuela reportan que se identificaron 38 compuestos químicos de aceite esencial, el componente mayoritario resulto ser el trans-cariofileno con 21.3% de abundancia relativa, seguido por 14.2 % de germacreno A, 8.8 % de germacreno D y 7,9 % de α -E-bergamoteno (Meccia, Vit, Roja, Carmona, Santiago y Usubillaga, 2015).

5.2. Análisis de cinética de secado

5.2.1. Determinación de humedad en equilibrio

En base a los resultados del cambio en el contenido de humedad, los parámetros encontrados para los modelos de GAB, BET, Oswin y Halsey son mostrados en la Tabla 10. De ellos los modelos de GAB y Halsey tuvieron mayores ajustes en el coeficiente de determinación y presentaron menores errores relativos porcentuales.

Tabla 10. Parámetros estimados y criterios de ajustes de los modelos a los datos experimentales de isoterma.

Modelo	T = 5 °C	T = 25 °C	T = 45 °C
GAB			
C	-102.701	-41.286	40.427
K	0.963	0.938	0.850
Xo	0.049	0.036	0.046
P(%)	5.376	5.184	5.337
ES	0.019	0.007	0.006
r ²	0.937	0.982	0.966
BET			
C	-19.547	-12.393	-11.401
Xo	0.043	0.031	0.028
P(%)	12.226	18.066	35.165
ES	0.023	0.020	0.032
r ²	0.956	0.982	0.960
Oswin			
A	0.115	0.087	0.079
B	0.416	0.344	0.363
P(%)	13.711	12.812	5.517
ES	0.030	0.014	0.005
r ²	0.925	0.905	0.979
Halsey			
A	0.018	0.005	0.005
B	1.640	1.950	1.867
P(%)	8.292	8.140	3.132
ES	0.022	0.009	0.003
r ²	0.958	0.958	0.991

5.2.2. Curva de secado de hojas de guanábana

En la Figura 9 se muestran la disminución del contenido de humedad (base seca) en el tiempo a las tres temperaturas de estudio (velocidad de aire de 1 m/s). Se observa que a mayor temperatura hay una disminución más rápida en la humedad, sugiriendo que la temperatura es el parámetro más importante que influye en el secado de la hoja de guanábana. Esto es corroborado por Belghit, Kouhila y Boutaleb (1999) quienes indican que la temperatura es el principal factor en el control de velocidad de secado del producto. De la Figura 9 se puede apreciar tiempos de secado de 300 min a 50° C, 140 min a 60° C, y 50 min a 70° C.

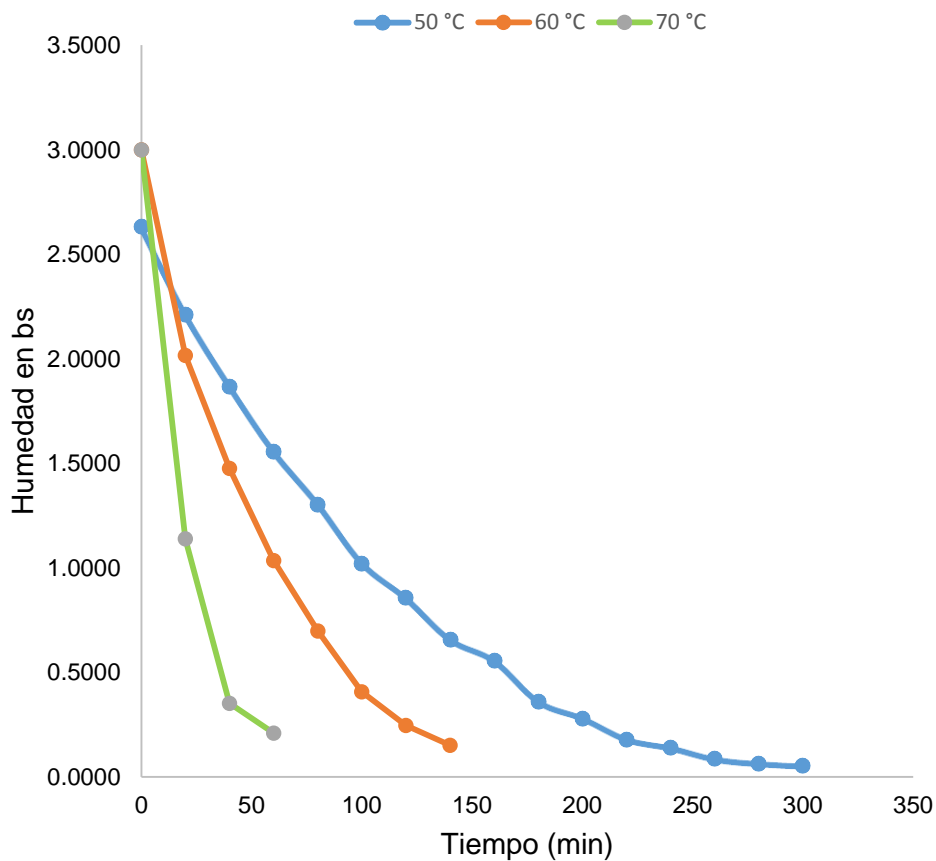


Figura 9. Curva experimental de secado de la hoja de guanábana.

5.2.2.1. Cálculo del coeficiente de difusividad efectiva

Los valores calculados de la difusividad efectiva para las hojas de guanábana están representados en la Tabla 11, observando que la difusividad efectiva aumenta con el aumento de la temperatura del aire en el rango de temperaturas con la que se trabajó (50 a 70 °C), evidenciando la reducción de las resistencias internas de difusión del agua con la elevación de la temperatura (Espinoza, 2015).

Tabla 11. Valores de la difusividad efectiva (D_{ef}) obtenidos para las hojas de guanábana en diferentes temperaturas de secado.

Temperatura	Difusividad x 10 ³ (mm ² /h) ¹	r ²
50	3.817 ± 0.485	0.94
60	6.3470 ± 0.821	0.96
70	10.9750 ± 1.037	0.98

¹: resultados expresados como "promedio ± SD" (n = 3)

Los resultados obtenidos en la Tabla 11 concuerdan con otros autores como Da Rocha, Melo, Corbín, Berbert, Donzeles y Tabar (2012) quienes estudiaron el secado de hojas de tomillo reportando Difusividades de 3.689×10^{-12} a $1.190 \times 10^{-10} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}$ a temperaturas entre 30 a 70° C, donde la D_{ef} aumenta con la temperatura del aire de secado. De igual manera Doymaz, (2010) indica valores de difusividad de 1.097 a $5.991 \times 10^{-9} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}$ también en hojas de Tomillo en el rango de temperaturas de 40 a 60 °C y velocidad de aire de $2 \text{ m}\cdot\text{s}^{-1}$.

Algo semejante ocurre con el secado de las hojas de menta, donde se encontró valores de difusividad que van de 0.96 a $1.9 \times 10^{-11} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}$ para la temperatura de 60 a 70 °C según Therdthai y Zhou, (2009). Silva, (2008) encontró valores de D_{ef} para las hojas de cilandro (*Coriandrum sativum*) que oscilan entre 3.48×10^{-13} a $23.97 \times 10^{-13} \text{ m}^2/\text{s}$ para el intervalo de temperatura de 50 a 80 °C.

El cambio en los valores de la difusividad efectiva (D_{ef}) en función a la temperatura del aire de secado se puede presentar de esta manera como se observa en la Figura 10, al ajustarse a la ecuación de Arrhenius.

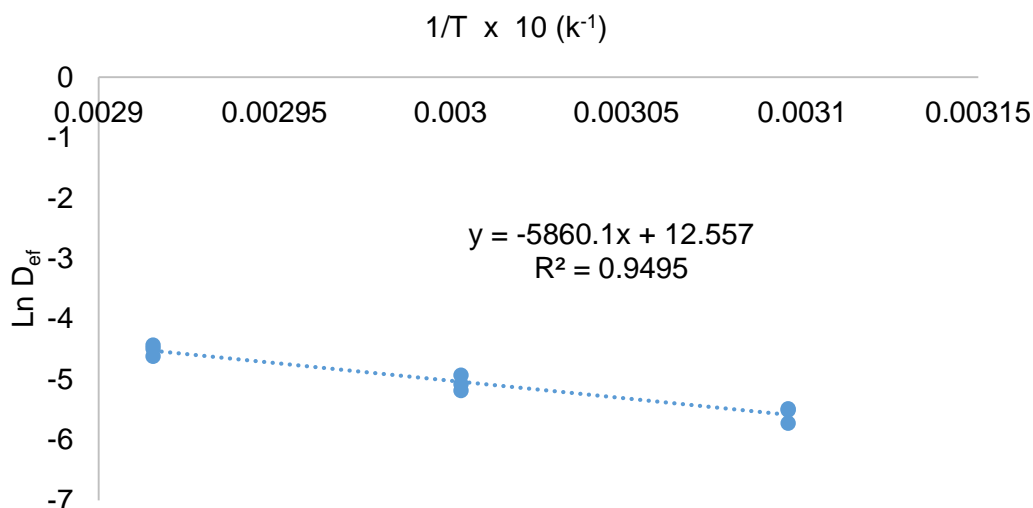


Figura 10. Relación de tipo Arrhenius entre el coeficiente de la difusividad efectiva y la temperatura absoluta del aire de secado de las hojas de guanábana.

5.2.2.2. Cálculo de energía de Activación y factor de Arrhenius

La influencia de la temperatura sobre la difusividad, se calculó a través de energía de activación E_a lo cual hace referencia a la energía requerida por la humedad de la hoja de guanábana, para ser eliminada durante el proceso de secado por aire caliente, la cual se determinó con la Ecuación de Arrhenius. Los resultados de energía de activación E_a y D_0 el factor de Arrhenius se muestran en la Tabla 12.

Tabla 12. Energía de activación E_a y D_0 el factor de Arrhenius.

V (m/s)	D_0 (mm^2/h)	E_a (KJ/mol)
1	284076.8	48.7208

La energía de activación para la difusión de agua para las hojas de guanábana en condiciones estudiadas fue de 48.7208 KJ/mol, este valor es muy próximo a lo reportado por Rodríguez, (2013) al trabajar en el secado de hojas de tomillo siendo el valor encontrado 49.42 KJ/mol. Por otro lado Galindo, (2016) encontró 45 .3922 KJ/mol en el secado de hojas de salvia. De igual manera Barbosa *et al.*, (2007) encontraron valores para hojas de limón 31.79 KJ/mol.

La energía de activación es un factor importante en el proceso de secado en las hojas de guanábana. En la Tabla 12 se observa que a medida que aumenta la temperatura mayor será la transferencia de calor y por ende mayor será la energía de activación necesaria para la difusión del agua.

Por otra parte, el factor de Arrhenius generalmente se considera, más un parámetro estructural que cinético. Valores altos de D_o implican una débil resistencia a la difusión (Turhan y Kaletunc, 1992), esto quiere decir que el resultado D_o 284076.8 mm²/h es elevado, esto indica que existe menor resistencia a la difusión del agua en la hoja de guanábana.

5.3. Influencia de las variables de estudios

5.3.1. Análisis Estadístico

En la Tabla 13 se muestran los resultados de compuestos fenólicos, actividad antioxidante, humedad (base húmeda) de cada tratamiento para el diseño central compuestos circunscrito.

La metodología de superficie de respuesta ajusta los resultados a una regresión polinomial múltiple de segundo grado. En la Tabla 14 se muestra el análisis de varianza de los componentes lineales y cuadráticos de las regresiones a las que se ajustaron los resultados de la Tabla 13. En la Tabla 15 se muestra el efecto de las variables independientes estudiadas sobre cada variable dependiente.

Tabla 13. Resultados de DCC para las variables respuestas humedad %, fenoles y antioxidante.

Corrida	Nivel de codificación		Temperatura (°C)	Tiempo (min)	Humedad (%)	Fenoles (mg ác.galico/100g de muestra) ²	Antioxidante (umol/g)
1	-1	-1	50	60	46.63 ± 1.55	10.61 ± 0.35	40.06 ± 3.57
2	-1	1	50	180	18.44 ± 0.31	15.87 ± 0.55	56.78 ± 5.21
3	1	-1	70	60	5.61 ± 0.11	23.60 ± 1.02	70.77 ± 2.93
4	1	1	70	180	5.59 ± 0.05	19.30 ± 0.17	74.30 ± 4.29
5	-1.4142	0	45.858	120	47.39 ± 0.21	13.13 ± 0.52	56.39 ± 1.43
6	1.4142	0	74.142	120	1.55 ± 0.02	21.36 ± 0.10	81.50 ± 1.67
7	0	-1.4142	60	35.148	39.42 ± 0.74	12.45 ± 0.41	48.00 ± 2.67
8	0	1.4142	60	204.852	2.56 ± 0.20	24.33 ± 1.24	84.35 ± 2.09
9	0	0	60	120	7.76 ± 0.06	23.00 ± 0.83	69.78 ± 1.73
10	0	0	60	120	6.48 ± 0.06	22.09 ± 0.43	77.31 ± 2.80
11	0	0	60	120	5.93 ± 0.24	24.07 ± 0.52	78.17 ± 0.79

¹: resultados expresados como "promedio ± SD" (n = 3). ²: Expresados en base húmeda

Tabla 14. Análisis de varianza (ANOVA) de los términos lineales, cuadrático y de interacción del modelo de regresión.

Fuente de Variación	GL	Humedad			Fenoles			C. Antioxidante		
		SS	F	p-valor	SS	F	p-valor	SS	F	p-valor
Modelo	5	738.568	11.200	0.0000	5740.394	240.551	0.0000	10026.068	45.220	0.0000
Lineal	2	7702.780	292.032	0.0000	413.551	43.325	0.0000	4555.876	51.371	0.0000
Cuadrático	2	1728.878	65.546	0.0000	256.351	26.856	0.0000	1053.905	11.884	0.0002
Interacción	1	594.410	45.071	0.0000	68.665	14.387	0.0008	130.612	2.945	0.0976
Error	27	356.083			128.863			1197.264		
R ²		0.964			0.84110			0.822		
R ² _{Ajust}		0.958			0.81167			0.788		

^a GL: Grados de libertad, ^b SS: Suma de cuadrados, En rojo: Términos significativos bajo un $\alpha = 0.05$.

Tabla 15. Análisis de varianza de las variables independientes sobre las variables respuestas.

Variable	GL	Humedad			Fenoles			C. Antioxidante		
		SS	F	p-valor	SS	F	p-valor	SS	F	p-valor
Temperatura	2	6354.637	240.921	0.0000	449.866	47.129	0.0000	3027.458	34.137	0.0000
Tiempo	2	3077.022	116.658	0.0000	220.037	23.052	0.0000	2582.323	29.118	0.0000
Interacción	1	594.410	45.071	0.0000	68.665	14.387	0.0007	130.612	2.945	0.0976
Error	27	356.083			128.863			1197.264		

^a GL: Grados de libertad, ^b SS: Suma de cuadrados, En rojo: Términos significativos bajo un $\alpha = 0.05$.

De la Tabla 14 se observa que los diferentes términos de la regresión para los compuestos fenólicos, actividad antioxidante y humedad fueron altamente significativos (p -valor $< 0,001$), donde los componentes lineales, cuadrático e interacción fueron altamente significativos para explicar el cambio en el contenido de humedad y compuestos fenólicos (p -valor $< 0,01$), sólo en el caso de la actividad antioxidante la interacción entre el tiempo y la temperatura no resultó significativa (p -valor $> 0,05$). Esto sugiere la existencia de un punto máximo o mínimo debido a que la componente cuadrática de las regresiones es significativa.

Se obtuvieron valores de R^2 mayores de 0.80 para modelos de regresión de la humedad ($R^2 = 0.964$), compuesto fenólicos ($R^2 = 0.841$) y capacidad antioxidante ($R^2 = 0.822$). El coeficiente R^2 es definida como la relación de la variación explicada por la regresión a la variación total; los resultados indican que una alta proporción de la variabilidad de las variables dependientes es explicada por los modelos de regresión de segundo grado. Según Joglekar y May (Citados por Sin *et al.*, 2006) un valor de R^2 superior a 0.8 indica que el modelo de regresión describe adecuadamente la variación de la variable respuesta. Aunque debido a que el coeficiente R^2 es calculado de los datos de la muestra, la idoneidad de estos modelos queda manifestado mediante el análisis de varianza (Mendenhal y Sincich, 1997).

Además del coeficiente R^2 otros estadístico relevante es el coeficiente R^2 ajustado (R^2_{Ajust}), el cual proporciona un valor más confiable que el R^2 dado que su valor no siempre aumenta cuando se le añade variables al modelo, es más si se agregan variables no significativas el R^2_{Ajust} disminuye (Montgomery 2004).

En la Tabla 14 se muestra que los valores del R^2_{Ajust} y el R^2 son muy cercanos para las regresiones del contenido de humedad, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante, presentando diferencias menores al 4% (0.04), lo que ratifica la idoneidad de los modelos para describir la variación en las variables dependientes estudiadas. En el caso de la actividad antioxidante los valores de R^2 y R^2_{ajust} son menores a las de las

otras variables, sugiriendo la existencia de otras variables no estudiadas en el diseño y que podrían influir en sus resultados.

En el análisis de varianza de la Tabla 15 se muestra que tanto la temperatura como el tiempo de secado tuvieron un efecto altamente significativo sobre las tres variables dependiente (p -valor < 0.001). La interacción sólo fue significativa en el contenido de humedad y fenoles, no así en la capacidad antioxidante (p -valor = 0.0976). De la suma de cuadrados se observa que los términos que tienen mayor efecto de mayor a menor son: temperatura $>$ tiempo $>$ interacción para el cambio en las variables dependientes.

Los coeficientes de la regresión se muestran en la Tabla 16, donde todos son altamente significativos para describir el cambio en las tres variables dependientes analizadas. Todas las variables generaron valores de $p < 0.005$, pero no es significativo en la interacción de la capacidad antioxidante. El modelo de regresión de segundo grado es desarrollado por la Ecuación 29

Regresión general:

$$Y_k = \beta_0 + \beta_1x_1 + \beta_2x_2 + \beta_{11}x_1^2 + \beta_{22}x_2^2 + \beta_{12}x_1x_2 \quad \text{EC: 29}$$

Tabla 16. Coeficiente de los modelos de regresión polinomiales de segundo grado.

Termino	Humedad		Fenoles		C. Antioxidante	
	Coef	p valor	Coef.	p valor	Coef	p valor
Independiente (β_0)						
bo	6.728	0.000	23.054	0.000	75.086	0.000
Términos lineal						
b1 (temp L)	-14.835	0.000	3.507	0.000	10.469	0.000
b2 (tiempo L)	-10.044	0.000	2.221	0.000	8.957	0.000
Términos cuadrático						
b11 (temp Q)	7.959	0.000	-3.022	0.000	-4.841	0.006
b22 (tiempo Q)	6.221	0.000	-2.449	0.000	-6.227	0.001
Términos de Interacción						
b12 (interacción)	7.038	0.000	-2.392	0.001	-3.299	0.098

En rojo: términos significativos bajo un $\alpha = 0.05$.

5.3.2. Influencia sobre el contenido de humedad

El análisis de varianza (ANOVA) de la Tabla 14 mostró que los términos lineales, cuadráticos y el intercepto fueron altamente significativos ($p < 0.0001$). Por lo tanto, las variables independientes influenciaron en el contenido de humedad. En la Figura 11 se puede observar que la humedad disminuye al aumentar la temperatura y el tiempo hasta llegar a un valor mínimo, al que se le puede considerar como el valor óptimo.

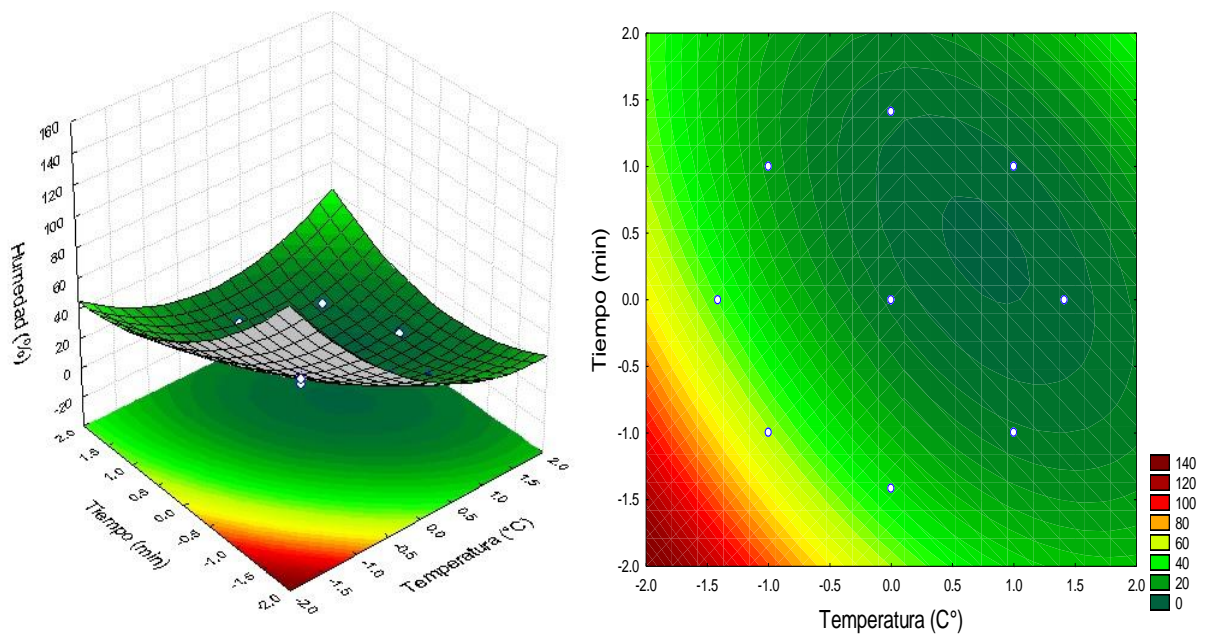


Figura 11. Grafica de superficie de respuesta y de contorno de humedad.

De los resultados mostrados en la Tabla 13, la humedad más alta se alcanzó en el tratamiento 5 (45° C x 120 min) con una humedad de 47.39 ± 0.21 %, por otro lado la menor humedad se obtuvo en el tratamiento 6 (74° C x 120 min) con 1.55 ± 0.02 %, mostrando el efecto significativo de la temperatura para reducir el contenido de humedad. No obstante prolongar el tiempo de secado o incrementar la temperatura, podría generar degradación de compuestos bioactivos, por lo que debe compararse la pérdida de humedad con la de compuestos bioactivos. En este sentido el tratamiento 8 (60° C x 204 min) muestra una mejor conservación en los compuestos bioactivos.

5.3.1. Influencia sobre el contenido de compuestos fenólicos

Del ANOVA mostrado en la Tabla 15 se observó que tanto la temperatura, como el tiempo afectan significativamente al contenido de compuestos fenólicos ($p < 0.0007$). A partir de la superficie de respuesta y el diagrama de contorno mostrados en la Figura 12 se observa que inicialmente el contenido de polifenoles incrementa con la temperatura y el tiempo hasta un valor óptimo para luego disminuir.

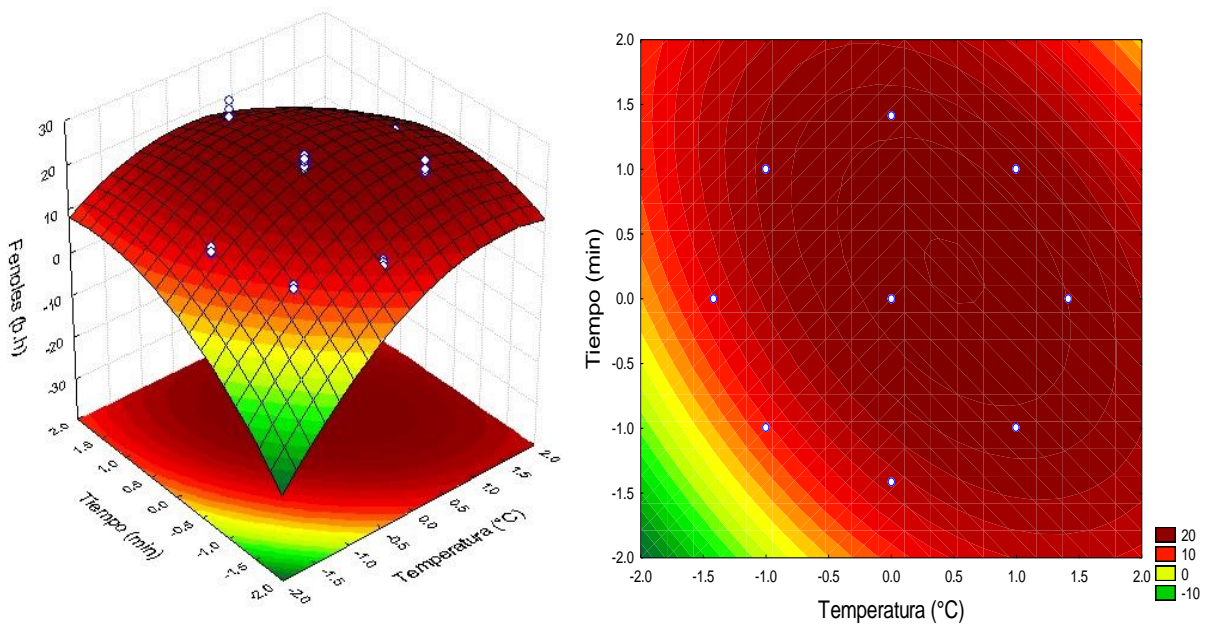


Figura 12. Superficie de respuesta y diagrama de contorno para compuestos fenólicos de Hoja de guanábana.

En la Tabla 13 se observa que el mínimo valor de compuestos fenólicos fue en el tratamiento 1 (50° C x 60 min) con 10.61 ± 0.35 mg ác.gálico/100g de muestra y el resultados más alto en el tratamiento 8 (60° C x 204 min) con 24.33 ± 1.24 mg ác.gálico/100g de muestra. Esto puede deberse a que con el tiempo de secado los polifenoles van concentrándose en el producto como resultados de la pérdida de agua, sin embargo a tiempos de secado o temperaturas excesivas la degradación térmica genera su oxidación y una menor concentración según los métodos utilizados cuantificar los polifenoles. Esto explicaría el punto óptimo mostrado en la Figura 12.

Juániz, Ludwig, Huarte, Caro, Cid y Peña, (2016) mencionan que los tratamientos térmicos aumentan la concentración de compuestos fenólicos en los vegetales, lo que sugiere una destrucción térmica de las paredes celulares y los comportamientos subcelulares durante el proceso de cocción y secado favorecen la liberación de estos compuestos bioactivos. Por lo tanto, la aplicación de tratamiento térmico convectivo aplicada en las hojas de guanábana facilita la extracción posterior de los compuestos fenólicos, sin embargo, a temperaturas mayores a 70 °C hay degradación de los compuestos fenólicos.

Las hojas de los vegetales son fuentes ricas en fenoles esto se debe a que los compuestos fenólicos son sintetizados en las hojas y luego son transportados a otros tejidos y órganos. Por lo tanto, la cantidad total de estos compuestos en las hojas son mayores que en otros órganos y tejidos de las plantas (Oziyigit, 2008).

Los compuestos fenólicos vegetales aumentan la rigidez de las paredes celulares de la planta actuando como puentes moleculares entre los componentes de la pared celular (Fry, 1986), la lignina es un polímero fenólico principal en las plantas y se producen por acción de las peroxidasas mediante la polimerización de estos compuestos fenólicos en caso de lesiones, estrés o para protegerse del medio ambiente, por lo tanto tienden a aumentar sus propiedades bioactivos en las hojas en defensa de las adversidades del entorno de la planta (Lewis y Yamamoto, 1990; Ewané, Lepoivre, Bellaire y Lapeyre, 2012).

Otros de los factores que causa el incremento de compuestos fenólicos en las hojas de las plantas pueden variar dentro de un mismo individuo en respuesta a factores genéticos, ontogénicos, bióticos y abióticos. Por otro parte, los carbohidratos formados durante la fotosíntesis, tienen una gran influencia en la cantidad y calidad de los compuestos fenólicos producidos en la planta (Matsuki, 1996).

Debe señalarse también que el incremento de la concentración de los fenoles se debe, con el manejo que regularmente se da a los arboles de cualquier cultivo con el objeto de mejorar e incrementar tanto calidad y productividad, la mayoría de las veces inherente a la estructura física del árbol. Entre esos manejos destacan la poda, la sequía y la defoliación los cuales causan daño físico y fisiológico y por consiguiente incremento en la concentración de fenoles (Vargas, Soto, Gonzáles, Engleman y Martínez, 2005)

5.3.2. Influencia sobre el contenido de capacidad antioxidante

Del ANOVA mostrado en la Tabla 14 se observa que la temperatura y el tiempo de secado afectaron significativamente a la capacidad antioxidante ($p < 0.001$). En la Figura 13 se aprecia la superficie de respuesta y el diagrama de contorno, observando un punto máximo similar al obtenido en la superficie de los compuestos fenólicos.

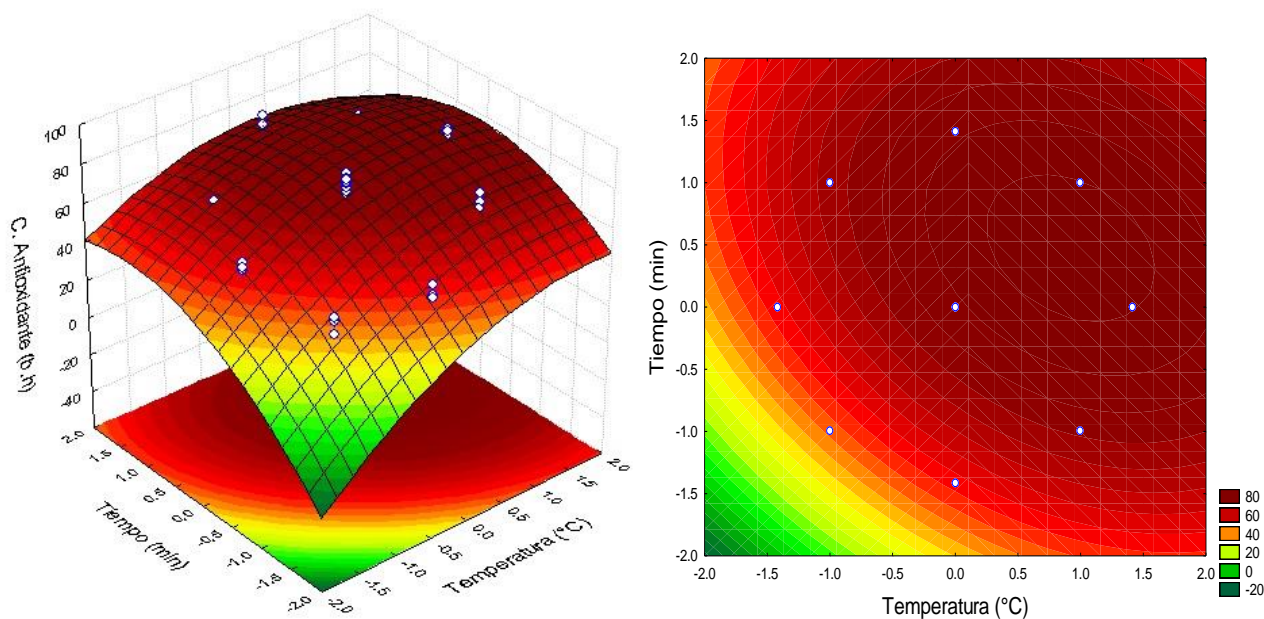


Figura 13. Superficie de respuesta y diagrama de contorno para capacidad antioxidante de hoja de guanábana.

En la Tabla 13 se encontró una mínima capacidad antioxidante en el tratamiento 1 (50° C x 60 min) y un valor máximo en el tratamiento 8 (60° c x 204 min) con resultados de 40.06 ± 3.57 y 84.35 ± 2.09 $\mu\text{mol/g}$ respectivamente. En el caso de los compuestos

fenólicos también se encuentran los valores máximo y mínimo en los tratamientos 1 y 8, sugiriendo la relación entre estas dos variables. Esta relación se ilustra en la Figura 14, obteniendo un coeficiente de correlación de 0.8516 (raíz cuadrada del r^2) lo que indica la fuerte relación entre contenido de polifenoles y actividad antioxidante.

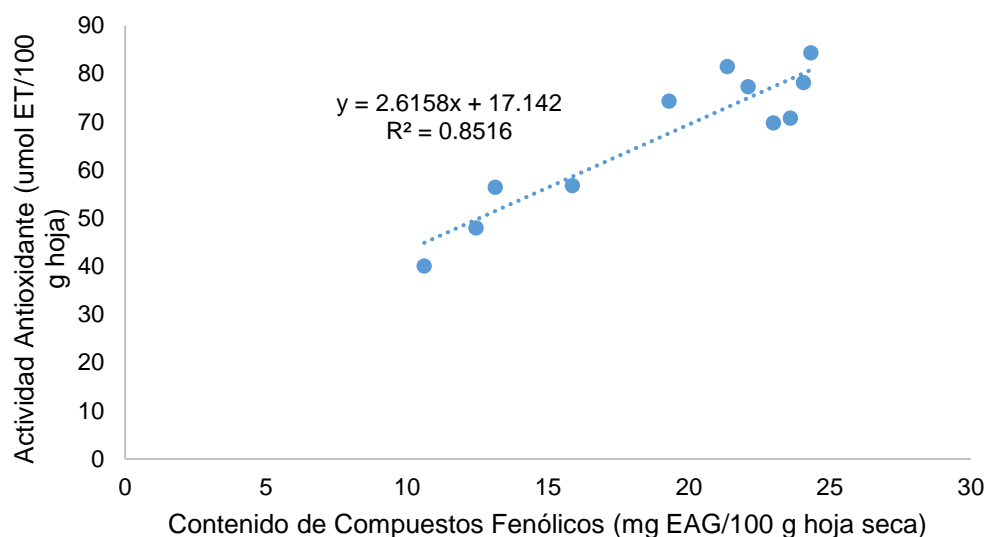


Figura 14. Relación entre Contenido de Compuestos Fenólicos y Capacidad Antioxidante

Es conocido el efecto antioxidante de hojas de plantas, por ejemplo ha sido reportado para la hoja de la quinua INIA 420 Negra Collana una capacidad antioxidante de 6414.35 $\mu\text{mol/g}$ (Corimayhua, 2018). Pero las condiciones de secado afectan a esta capacidad. Uurrea y otros (2012) investigaron la pérdida de capacidad antioxidante en zanahoria durante el secado convectivo en un rango de temperatura de 40 a 90 °C indicando que un aumento de la temperatura y tiempo de incrementa la degradación de compuestos bioactivos. Según Maillard y Berset, (1995) existes tres mecanismos para explicar la reducción del contenido fenoles de las muestras secas a altas temperaturas: liberación de compuestos fenólicos; degradación parcial de lignina que podría conducir a la liberación de ácido fenólico y el inicio de la degradación térmica de los compuestos fenólicos.

Por otro parte se menciona que las condiciones externas influyen en el contenido de la capacidad antioxidante. Según Huda (2009) el poder antioxidante depende no solo de la calidad original de la planta, sino también del origen geográfico, condiciones climáticas, fecha de cosecha y almacenamiento, y factores tecnológicos postcosecha. Por lo que estas condiciones podrían considerarse para incrementar la actividad antioxidante.

5.4. Ubicación de los valores óptimos

Para determinar un punto óptimo común a la variación de humedad, compuestos fenólicos y capacidad antioxidantes, se superpuso las superficies de contorno, tal como se muestra en la Figura 15, observando que existe congruencia entre las tres superficies, con un óptimo aproximado a una temperatura de 0,8 y tiempo de 0,5 (expresados en valores codificados).

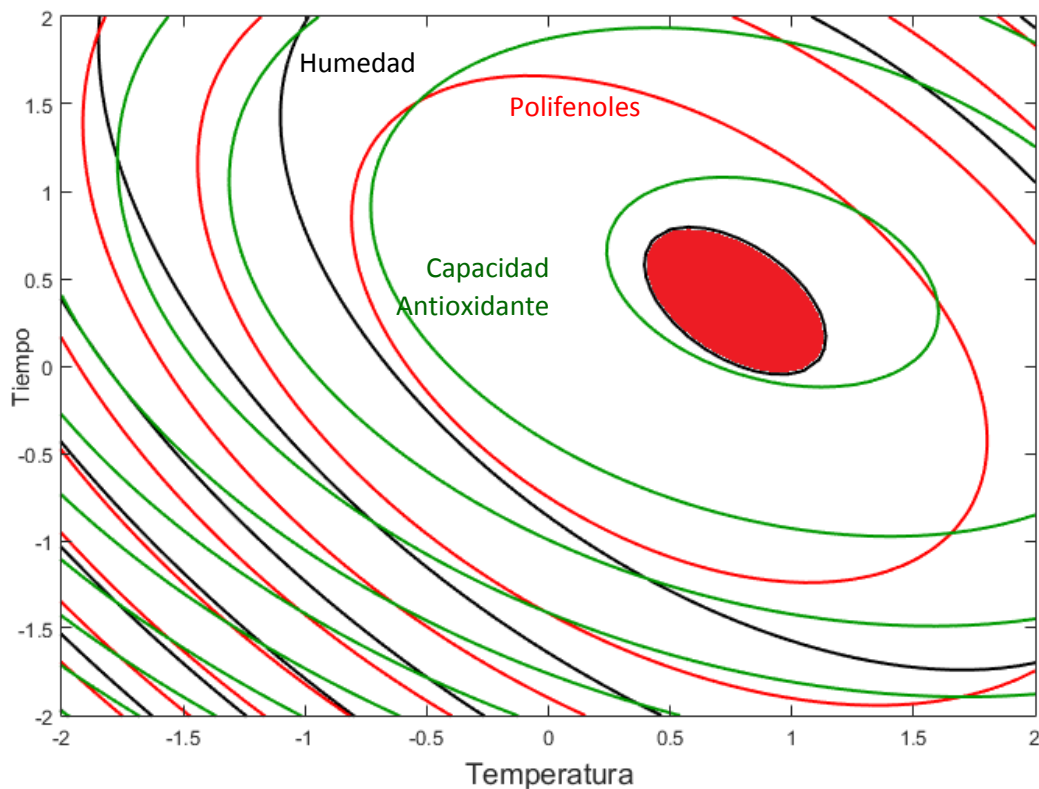


Figura 15. Superposición de los diagramas de contorno para establecer las condiciones óptimas.

La función deseabilidad es un método para ubicar de forma más precisa el valor óptimo común a varias variables dependientes. Según esta función la aproximación general consiste primero en convertir cada respuesta (y_n) en una función de deseabilidad individual (d_n) que varía de 0 a 1 donde, si la respuesta está en su objetivo entonces $d_n = 1$, y si la respuesta está fuera de la región aceptable $d_n = 0$. El programa STATISTICA reduce este caso a algoritmos no lineales con restricciones con numerosas iteraciones para alcanzar convergencia al valor deseado (Ravi y Sucheelamma, 2005). Los resultados de este método se ilustran en la Figura 16.

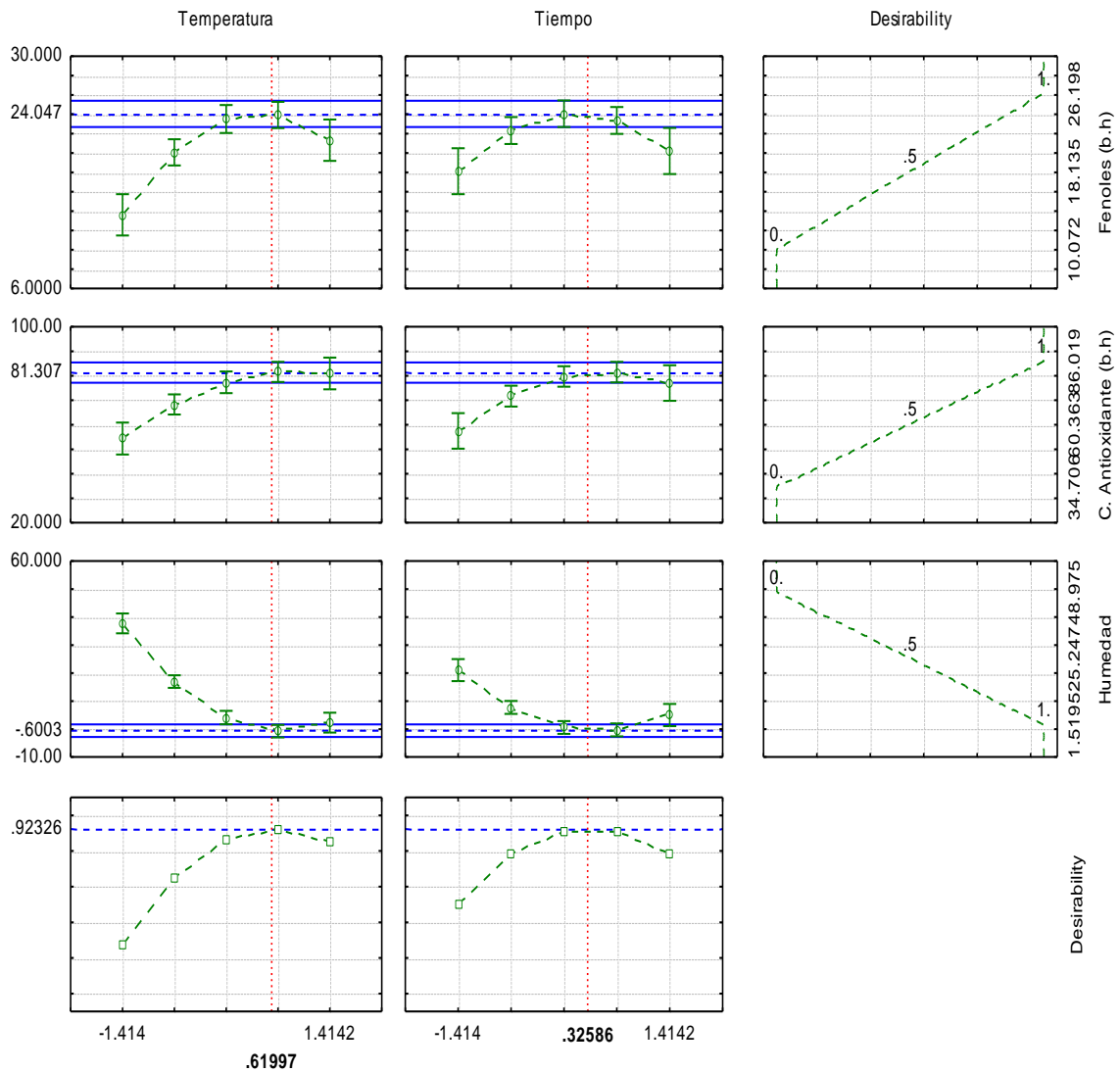


Figura 16. Aplicación de deseabilidad para hallar la ubicación óptima de las variables independientes.

De la Figura 16 se encuentra un óptimo en torno a 0.619 de temperatura y 0.325 de tiempo (valores codificados), su conversión a valores naturales se muestra en la tabla 17, encontrando condiciones óptimas de secado de 66,20° C por un tiempo de 139.56 min. Estos valores son cercanos a las condiciones óptimas para maximizar el contenido de polifenoles y reducir la humedad.

Tabla 17. Valores codificados de las variables independientes.

Variable	Datos del Diseño		Fenoles		C. Antiox		Humedad		Simultáneo	
	Xo	ΔX	Cod	Nat	Cod	Nat	Cod	Nat	Cod	Nat
Temperatura (C°)	60	10	0.497	64.97	0.919	69.19	0.767	67.67	0.619	66.20
Tiempo (min)	120	60	0.211	132.64	0.476	148.56	0.374	142.41	0.325	139.56
Predicho				24.159		82.028		-0.835		

Cod: codificado, Nat: natural

6. CONCLUSIONES

Las propiedades fisicoquímicas de la hoja de guanábana mostraron valores de humedad 7.76 ± 0.07 , ceniza 11.29 ± 0.15 , proteína 3.85 ± 0.04 y lípidos 15.35 ± 2.38 Contenido (g/100 g hoja).

Las isoterma de sorción para la hoja de guanábana (*Annona muricata* L.) a las temperatura de 5°C, 25 °C y 45 °C, en donde el mejor modelo que tuvo mayor ajustes es el modelo GAB y Halsey, siendo el primero el que proporcionó constantes físicas como la humedad de monocapa. En el modelo de GAB se encontró que el valor de K aumenta con la temperatura, y el valor de C disminuye, sin embargo, no se encontró una tendencia con la humedad de monocapa.

Las curvas de secado a las temperaturas de 50 ° C, 60 °C y 70 °C, se observó tiempos de secado de 300 min a 50° C, 140 min a 60° C, y 50 min a 70° C. La cinética de secado se evaluó utilizando la Ley de Fick, donde se observó un incremento de la difusividad efectiva con la temperatura y que fue modelado con la ecuación de Arrhenius encontrando una energía de activación de 48.7208 kJ/mol y una constante de ajuste D_0 284076.8, mm²/hora.

Los efectos del proceso de secado sobre el contenido de humedad, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante utilizando un diseño central compuesto circunscrito, se observó que el tratamiento 8 (60 °C a 204 min) fue el óptimo teniendo como resultado para humedad 2.56 ± 0.20 %, compuestos fenólicos 24.33 mg ác.galico/100g de muestra y capacidad antioxidante 84.35 μmol/g. Por otro lado, los parámetros óptimos de secado obtenidos con la función Deseabilidad fueron de temperatura 66.20 °C y tiempo 139. 56 min.

7. RECOMENDACIONES

- Investigar que otros factores influyen en la concentración final de los compuestos fenólicos y el valor de la capacidad antioxidante.
- Se recomienda realizar el estudio del secado de las hojas de guanábana, sobre el color, y desarrollar la evaluación de las características sensoriales de las hojas.
- Realizar un estudio más profundo en las hojas de la guanábana sobre el contenido de fenoles totales y su capacidad antioxidante.
- Se recomienda realizar estudios de secado a otras hojas de hierbas como paico, lechuguilla y otros.
- Elaborar un filtrante de la hoja de guanábana con otras hojas aromáticas y evaluar sus propiedades bioactivos en las infusiones.

8. REFERENCIA BIBLIOGRAFICA

- Acevedo, B., Montiel, M., Avanza, J. (2004). Estudio cinético de la degradación de la actividad antioxidante hidrosoluble de jugos cítricos por tratamiento térmico. *Facena*, Vol. 20 (4), p 91-95.
- Acevedo, E., Jurado, W., Cortés, F. (2015). Efecto of the temperatura in adsorption phenomena of wáter onto Sub-Bituminous coal. *Boletín de Ciencias de la tierra* (39), p 57-64. ISSN: 0120 – 3630. Disponibilidad libre en: <http://www.scielo.org.co/pdf/bcdt/n39/n39a07.pdf>
- AOAC. (1888) Official methods of analysis. 17 th ed. Association of Official Analytical Chemists. Washington.
- Adnan, M., Umer, D., Ahmad, I., Hayat, K., Shakeel, S. 2014. In vitro evaluation of biological activities of citrus leaf extracts. *Sains Malaysiana* 43 (2): p 185 - 194
- Alarcón, V. (2013). Caracterización químico proximal de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) Orgánica en diferentes sistemas de producción. Universidad autónoma agraria “Antonio Nabarro”. México.
- Álvarez, A. (2017). Valor nutricional de la Moringa oleífera. Mito o Realidad sistematización de experiencias prácticas de investigación e intervención. Universidad San Francisco de quito USFQ.
- Adewole, S., Martins, E., (2006). Morphological Changes and Hypoglycemic Effects of *Annona Muricata* Linn. (Annonaceae) Leaf Aqueous Extracto n Pancreatic B-Cells of Streptozotocin-Treated Diabetic Rats. *African Journal of Biomedical Research*, Vol. (9), p 173-187. ISSN 1119 – 5096.
- Adewole, S., Ojewole, J. (2009). Protective effects of *annona muricata* Linn. (Annonaceae) Leaf aqueous extracts on serum lipid profiles and axidative

stress in hepatocytes of streptozotocin – treated diabetic Rats. Afr.J. Trad. CAM. Vol (1), p 30-41. ISSN 0189-6016.

Andrade, D., Lemus, R y Pérez, E. (2011). Models of sorption isotherms for food: Uses and Limitations. Vitae, Revista de la Facultad de Química Farmacéutica. Universidad de Antioquia, Medellín Colombia. Volumen 18, n: 3, p 325 – 334. ISSN: 0121-4004.

Barahona, V. (2013). Evaluación de la actividad antioxidante y valor Nutracéutico de las hojas y frutos de la guanábana (*Annona muricata*). Escuela superior politécnica de Chimborazo.

Barbosa, G., Fontana, A., Schmidt, S., Labuza, T. (2007). Water Activity in Foods. Fundamentals and Applications. ISBN-13: 978-0-8138-22408-6.

Becerra, E. (2016). Agua y actividad de agua. Universidad Nacional de San Agustín, Facultad de Ingeniería de Procesos.

Belghit, A., Kouhila, M., Boutaleb, B. (1999). Experimental study of drying kinetics of sage in a sage in a drying tunnel working in forced convection. Revuedes Energies Renouvelables, 2 (1), p. 17 – 26.

Bezerra, C. V., Meller da Silva, L. H., Corrêa, D. F., Rodrigues, A. M. C. (2015). A modeling study for moisture diffusivities and moisture transfer coefficients in drying of passion fruit peel. International Journal of Heat and Mass Transfer, 85, 750–755. doi:10.1016/j.ijheatmasstransfer.2015.02

Brumovsky, L. (2015). El agua y la concentración de los alimentos. Universidad nacional de misiones, Facultad de Ciencias Exactas Químicas y Naturales.

Calle, I. (2015). Los fertilizantes orgánicos y su incidencia en la germinación de la semilla botánica de guanábana (*Annona muricata L.*) en el invierno experimental de la

cantuta. Universidad Nacional de Educación. Facultad de Agropecuario y Nutrición.

Campos, L. (2017). El poder antioxidante: Escuela de Sanidad y Salud.

Cedeño, S. (2017). Efecto de los diferentes procesos de secado en los compuestos bioactivos de murtila (*Ugni molinae Turcz*) y su bioaccesibilidad. Universidad Austral de Chile.

Chambi, L., Karen, Q. (2017). Extracción de aceite esencial de tomillo (*Thymus Vulgaris L.*) y su evaluación aplicada a la conservación de embutidos tipo chorizo. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa.

Chemat, F., Rombaut, N., Fabian, A., Pierson, J., Bily, A. (2015). Green Extraction: From Concepts to Research Education and Economical Opportunities. Green Extraction of natural products: Theory and Practice, p 381.

Clemente, G. (2003). Efecto de la contracción en la cinética de secado de músculo de jamón. Universidad Politécnica de Valencia.

Coria, A., Montalvo, E., Yahia, E y Obledo, E. (2018). “*Annona muricata*: A comprehensive review on its traditional medicinal use, phytochemicals, pharmacological activities, mechanisms of action and toxicity.” King Saud University. Arabian Journal of chemistry. 11, p 662-691.

Corimayhua, A. (2017). Optimización de los parámetros de extracción de compuestos fenólicos totales de hojas de quinua (*chenopodium quinoa Willd*) variedad INIA 420 - Negra collana. Para optar el grado de ingeniero de alimentos. Universidad Peruana Unión.

Cristancho C y Melo O. 2005. Optimización de sistemas de respuestas dual, una aproximación compromiso. Revista Colombia de Estadística. 28 (2): p 155 – 171.

- Cuello, M., Jarramillo, G., Canchingre, E., Perez, J., Castro, C., Cabrera, O. (2017). Determination of nutritional components present in the dry leaves of *Annona muricata* L. (Soursop). Revista CUMBRES. Vol (1), p 09 – 16. ISSN: 1390-9441.
- Cui, W., Eskin, M., Han, N., Duan, Z., Zhang, X. 2001. Extraction process and use of yellow mustard gum. Patente No: 6 194 016. United States Patent. Disponibilidad libre en: <http://www.freepatentsonline.com/>
- Da Rocha, R., Melo, E., Corbín, J., Berbert, P., Donzeles, S., Tabar, J. (2012). Cinética del secado de tomillo. Revista brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental. Vol. 16 (6), p 675-683.
- Doymaz, I. (2004). Drying Kinetics White mulberry. Journal of Food Engineering 61, p 341-346.
- Doymaz, I. (2010). Drying of thyme (*thymus vulgaris* L.) and selection of a suitable thin-layer drying model. Journal of Food Processing and Preservation. Vol 1, p 1-8.
- ENCINA C, UREÑA M, REPO-CARRASCO R. (2004). Determinación de compuestos bioactivos del Aguaymanto (*Physalis peruviana*, Linnaeus, 1753) y de su conserva en almíbar maximizando la retención de ácido ascórbico. Revista del Encuentro Científico Internacional. 1(4):6-10. ISSN: 1813-0194. Disponibilidad libre en: http://www.guzlop-editoras.com/web_des/ing01/alimentaria/pld0292.pdf
- Espierriz, J. (2011). Obtención de curvas de secado de hierbas limón (*Cymbopogon citratus*). Universidad de Viscosa, Minas Gerais, Brasil.
- Espinoza, M. (2015). Deshidratación de la punamuña (*Satureja boliviana*) en secador de bandejas. Universidad Nacional de José María Arguedas. Escuela profesional de Ingeniería Agroindustrial.

- Ewané, C., Lepoivre, P., Lapeyre de Bellaire. (2012). Involvement of phenolic compounds in the susceptibility of bananas to Crown rot. A review. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 16 (3), p 193 – 404.
- Fennema, O. (2000). *Química de los alimentos*. 2º Edición. Editorial ACRIBIA – España.
- Fito, P., Andrés, A., Barat, J y Albors, A. (2001). *Introducción al secado de alimentos por aire caliente*. Editorial: Universitat Politècnica de València. ISBN: 978-84-9705-025-8.
- Fry, S. (1986). Cross – linking of matrix polymers in the growing cell walls of angiosperms. *Ann. Rev. Plant Physiol.* (37), p 165-186.
- FUNIBER (2017). *Composición nutricional de composición de alimentos*. Disponibilidad libre en: <https://www.composicionnutricional.com/alimentos/MENTA-1>
- García F, (2014). *Evaluación del efecto del proceso de secado sobre la calidad de Estevia, (Stevia Rebaudiana Bertoni) y la hierba buena (Mentha spicata)*. Universidad Nacional de Colombia.
- Galindo, C. (2016). *Secado de hojas de salvia (Salvia officinalis) y su influencia de color en el color y propiedades sensoriales*. Universidad Nacional José Arguedas. Andahuaylas-Apurímac-Ayacucho.
- Gil, A. (2a Ed.). (2010). *Tratado de Nutrición: Composición y Calidad Nutritiva de los Alimentos*. España: Editorial Médica Panamericana, p 786. ISBN: 9788498353471
- Gormaz, A. 2005. *Extracto hidroalcohólico de bluddleja globosa y extracto seco de rosamarinus officinales como preservantes de filetes de oncorhynchus mykiss*. Optar título de bioquímico. Universidad de Chile de la faculta de ciencia química y farmacéutica, departamento de química y farmacológica y toxicológica, laboratorio de farmacología. Santiago Chile. p 38.

- Guevara, D. (2014). Condiciones de almacenamiento de dos variedades de granos de kiwicha (*Amaranthus caudatus*) a través de modelos matemáticos de isotermas de Adsorción. Universidad Nacional José María Arguedas.
- Guevara, J., Rovira, M. 2012. Caracterización de tres extracto de moringa olifeira y evaluación de sus condiciones de infusión en sus características fisicoquímicas. Zamora-Honduras.
- Harborne, J. B. (1989). Methods in plant biochemistry: Plant Phenolics. J.B. Harborne, Eds.). Academic Press.
- Hamizah, S.; Roslida, A.; Fezah, O.; Tan, K.; Tor, Y.; Tan, C. 2012. Chemopreventive Potential of *Annona Muricata* L Leaves on Chemically-Induced Skin Papillomagenesis in Mice. Asian Pacific Journal of Cancer Prevention. 13 (2012): p 2533 - 2539.
- Heldman, D., Lund, D. (2007). Handbook of Food Engineering. 2da edic. Editorial. CRC Press. Florida –EE.UU.
- Hicks, J., Ramos, Y., Vargas, M. (2006). Estrés oxidante. Concepto y clasificación. Revista de Endocrinología y Nutrición Vol. 14, No.4, pp 223-226.
- Huda, F., Noriham, A., Norrakiah, A., Babji, A. (2009). "Antioxidant activity of plants methanolic extracts containing phenolic compounds. African Journal of Biotechnology Vol." 8 (3), p 484 – 489. ISSN: 1684 – 5315.
- Hudson, I. (1990). Food Antioxidants. Elsevier applied food science series. ISBN: 13:978-97-010-6824-6.
- Iglesias, H., Chirife, J. (1982). Handbook of food isotherms: watersorption parameters for food and food componentes. Food science and Technology.
- Im, M., Park, Y., Leonyowicz, H., Leontowicz, M., Namiesnik, J., Ham, K., Kang, S., Najman, K., Gorinstein, S. (2011). The thermostability, bioactive compounds

and antioxidant activity of some vegetables subjected to different durations of boiling: Investigation in vitro. LWT – Food Science and Technology 44. p 92-99.

Jordá, A. (2015). Los compuestos fenólicos como antioxidantes naturales para superar situaciones de estrés abiótico.

Juániz, I., Ludwig, I., Huarte, E., Caro, G., Cid, J., Peña, M. (2016). Influence de heat treatment on antioxidant capacity and (poly) phenolic compounds of selected vegetables. Food chemistry 197 p 466 – 473.

Kiranoudis, C., Maroulis, Z and Marinos, D. (1992). Drying kinetics of onion and Green pepper. Drying Technology, 10 (4), p 995-1011.

Larrauri, J., Ruperez, P., Calixto. (1997). Efecto de drying temperatura on the stability of polyphenols and antioxidant activity of red grape pomace peels. J.Agric. Food Chem. (45), p 1390 – 1393.

Lewis, N., Yamamoto, E. (1990). Lignin: Occurrence, biogenesis and biodegradation. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. (41), p 455-496.

Lockett, C., Calvert, C., Grivetti, L. (2000). Energy and micronutrient composition of dietary and medicinal wild plants consumed during drought. Study of rural Fulani, Northeastern Nigeria. International journal of food Science and nutrition (51), p 195-208.

Machado, J. (2001) Características físico mecánicas y análisis de calidad de grano. Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá, Facultad de Ingeniería. Departamento de Ingeniería Agrícola. ISBN 9587011821.

Maillard, M y Berset, C (1995). Evaluation of antioxidant activity during kilning: Role insoluble bound phenolic acids of barley and malt. J. Agric. Food Chem (43), p 1789-1793.

- Maisnam, D., Rasane, P., Dey, A., Kaur, S., Sarma, C. (2017). Recent advances in conventional drying of foods. *J Food Technol Pres.* Vol (1). 25-35.
- Manaku, N. (2018). Hoja de guanábana sobre fondo plano. 123RF.
- Marques, M. 2009. Influência de encapsulantes e do método de secagem nas propriedades físico-químicas e atributos de qualidade de polpa de maracujá (*passiflora edulis f. flavicarpa*) em pó. Universidad Estadual Paulista.
- Matsuki, M. (1996). Regulation of plant phenolic Synthesis: From Biochemistry to Ecology and Evaluation. *Australian Journal of Botany*, (44), pp 613 – 634.
- Mendenhall, W., Sincich, T (1997). Probabilidad y estadística para ingeniería y ciencias. 4ª ed. Mexico: Prentice – Hall Hispanoamericana S.A. 1182 p.
- Meccia, G., Vit, P., Rojas, L., Carmona, J., Santiago, B., Usubillaga, A. (2015). Composición química del aceite esencial de hojas frescas de *Annona muricata* L., de Mérida, Venezuela. *Rev Fac Farn.* 57 (2), p 2 - 7.
- Millones, C., Mori, G., Bacalla, J., Vásquez, E y Tafur, R. (2014). Obtención de un filtrante de anín de monte (*Tagetes fitifolia* Lag.) edulcorado con hojas de estevia (*Stevia rebaudiana* Bertoni). Universidad Nacional de Trujillo. *Scientia Agropecuaria* 5, p 45-51.
- Milton, K., Dintzis, F. (1981). Nitrogen to protein conversion factors for tropical plant samples. *Biotropica*, 12 (3), p 177 - 181.
- Miranda, M., Maureira, H., Rodríguez, K., Vegas, A. (2009). Influence of temperatura on the drying kinetics, physicochemical properties, and antioxidant capacity of *Aloe Vera* (*Aloe Barbadensis* Miller). *Gel. Journal of food Engineering* 91 (7), p 297 – 304.
- Moghadamtousi, S., Fadaeinasab, S., Nikzad, S., Mohan, G., Ali, h., Kadir, H. (2015) *Annona muricata* (Annonaceae): A Review of Its Traditional Uses, Isolated

Acetogenins and Biological Activities. International Journal of Molecular Sciences. (16) p (15625 – 15658).

Moghadamtousi, S.; Karimiah, H.; Rouhollahi, E.; Paydar, M.; Fadaeinasab, M.; Kadir, H. (2014). *Annona muricata* Leaves induce G1 Cell Cycle Arrest and Apoptosis Through Mitochondria-Mediated Pathway in Human HCT-116 and HT-29 colon Cancer Cells. *Journal of Ethnopharmacology*. 156 (2014): 277 – 289.

Montgomery D. 2004. *Diseño y Análisis de experimentos*. Mexico: Editorial. Limusa Wiley. 686.

Muñoz, B., Torres, G., Núñez, J., Garcia, J., Ayala, F., Álvarez, E. (2017). Nuevo acercamiento a la interacciones del reactivos de Folin-Ciocalteu con azúcares durante la cuantificación de polifenoles totales. *Sciencedirect*. V 20. p 23 – 28.

Musa, K., Abdullad, A y Al-Haiqi, A. (2015). Determination of DPPH free radical scavenging activity: application of artificial neural networks. *Food Chemistry*, 194, p 705 – 711.

Ozyigit, I. (2008). Phenolic changes during in vitro organogénesis of cotton (*Gossypium hirsutum* L.) shoot tips. *African Journal of Biotechnology* Vol. 7 (8), pp. 1145 – 1150. ISSN: 1684 – 5315.

Penny, M., Zavaleta, M., Lemay, M., Liria, M., Huaylinas, M., Alminger, M., Mc Chesney, J., Alcaraz, F., Reddy, M. (2009). Hoja de coca. *Food and nutrition bulletin*. Gain.

Ponce, A y Rodríguez, F (2014). Evaluación del efecto de secado en los compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.). Universidad Nacional del Centro del Perú.

- Poodi, M., Soheila, A.(2018). (Intensification of bioactive compounds extraction from feijo (*Feijoa sellowiana* Berg.) leaves using ultrasonic waves. Food and Bioproducts Processing, 108, p 37-50.
- Pumacahua, A., Gomez, J., Telis, J., Villa, H and Lopes, J. (2016). Isotherms and isosteric heat of sorption of two varieties of Peruvian quinoa. Scientia Agropecuaria. 7 (4) p. 409-417.
- QuimiNet. (2012). Los múltiples de usos de la menta. Disponible libre en: <https://www.quiminet.com/articulos/los-multiples-usos-de-la-menta-2824534.htm>
- Quispe, M. (2017). Exportación de filtrantes a base de hojas de guanábana a Nuevo York - Estados Unidos. USMP. Facultad de Ciencia Administración y Recursos Humanos.
- Ramis, M. (1996). Microbiología de alimentos: Características de los patógenos microbianos. ICMSF (International Commission on Microbiological Specifications for Foods.). Editorial: Acribia, S.A. Zaragoza. ISBN: 84-200-0854-0.
- Ravi, R., Susheelamma, N. 2005. Simultaneous Optimization of a Multiresponse System by Desirability Function Analysis of Bonndi-meking: Aca Case Study. Journal of Food Science. Vol. 70, Nr. 8.
- Robbins, R. J. (2003). Phenolic Acids in Foods: An Overview of Analytical Methodology. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 51(10), p 2866 – 2887.
- Rocha, R., Melo, E., Corbín, P., Berbert, P., Donzeles, S., Tabar, J. (2012). “Cinética del secado de tomillo. Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental.” V. 16, n.6, p 675 – 683.

- Rodriguez, J. (2013). Contribución al estudio de la intensificación del proceso de secado de tomillo (*Thymus Vulgaris L.*): Aplicación de ultrasonidos de potencia y secado intermitente. Universidad Politécnica de València.
- Sabarez, H. T. (2014). Mathematical Modeling of the Coupled Transport Phenomena and Color Development: Finish Drying of Trellis-Dried Sultanas. *Drying Technology*, 32(5), 578–589. doi:10.1080/07373937.2013.846366
- Sandoval, A. (1998). Determinación de los coeficientes de transferencia de masa y calor durante el secado de Hojuelas de Avena. Instituto Tecnológico de Celaya.
- Sandoval, S., Rodriguez, J., Mendez, L., Sanchez, J. (2006). Rapidez de secado reducida: una aplicación al secado convectivo de plátano *Roatán*. *Revista mexicana de Ingeniería Química* Vol. 5, p. 35-38. ISSN: 1665-2738.
- Santhoshkumar, M & Brindha, D. (2015). Evaluation of antioxidant and free radical scavenging activity of annona muricata. *European Journal of Experimental Biology*, (3), 39-45.
- Scott, W.J. 1953. Water relations of *Staphylococcus aureus* at 30°C. *Australian Journal of Biological Science* 6(4), 549–564.
- Shafiur, R. (2003). *Manual de Conservación de los alimentos*. Editorial ACRIBIA - España.
- Sin H, Yusof S, Sheikh N, Rahman R. 2006. Optimization of hot water extraction for sapodilla juice using response surface methodology. *J. Food Eng.* 74 p 352 – 358
- Singleton, V., Rossi, J. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *Am J Enol Vitic.* 16. p 144-158

- Soplin, H. (2015). Propagación botánica de *Annona muricata* L. Guanábana, bajo cuatro sustratos en Iquitos-Perú. Universidad de la Amazona Peruana, Facultad Deagronómia.
- Sousa, O., Vieira, G., Pinho, J., Yamamoto, C., Alves, M. (2010). Antinociceptive and Anti-Inflammatory Activities of the Ethnol Extract of *Annona muricata* L. Leaves in Animal Models. *International Journal of Molecular Sciences*. (11), p 2067 – 2078. ISSN: 1422-0067.
- Strail, P., Klejdus, B & Kubán, V. (2007). Determination of phenolic compounds and their antioxidant activity in fruits and cereals. *El Sevier*. (71), p 1741 – 1751.
- Taoukis, S., Richardson, M. (1962). Principles of intermediate- moisture foods and related technology.
- Therdthai, N., Zhou, W. (2009). Characterization of microwave vacuum drying and hot air drying of mint leaves (*mentha cordifolia* Opiz ex Fresen). *Journal of Food Engineering*. Vol 91, p 482-489.
- Treviño, N., Oranda, C., Rivas, M., Verde star, M., Núñez, G., Morales, R. (2006). Potencial antioxidante en cactáceas. *Fac. de Ciencias Biológicas. UANL Pedro de alba S/N Ciudad Universitaria*. doi:10.1111/j.1365-2621.1992.tb11269.x
- Turhan, M y Kaletunc, G. (1992). Modeling of Salt Diffusion in White Cheese during Long – term Brining. *Journal of Food Science*. 57 (5), p 1082 – 1085.
- Tur, J. (2004). Los antioxidantes en la Dieta Mediterránea. *Universidad de les Illes Balears. Rev Esp Nutr Comunitaria* (10(4), p 198 - 207.
- Usunobun, U., Okolie, N., Anyanwu, O., Adegbegi, A. (2014). Phytochemical screening and proximate composition of *annona muricata* leaves. *European Journal of Botany Plant Science and Pathology*. Vol. 2, No. 1, p 18 - 28.

- Uurrea, D., Eim, V., Rosello, C & Simal, S. (2012). Modelos cinéticos de degradación de carotenoides, polifenoles y actividad antioxidante durante el secado convectivo de zanahoria (*Daucus carota* V. Nantes). Revista de la Asociación Colombia de Ciencia y Tecnología de Alimentos. Vol 21, No 27.
- Vargas, D., Soto, M., Gonzales, V., Engleman, E., Martinez, A. (2005). Variación del contenido de flavonoides en hojas de guayaba en condiciones de estrés. Revista Chapingo serie Horticultura, Vol. 11, p 89 - 92.
- Vega, A., Lemus, M. (2006). Modelo de la cinética de la papaya chilena (*Vasconcellea pubescens*). Información Tecnológica – Vol. 17 N° 3, p 23-31. Disponibilidad libre en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642006000300005>
- Vergara, A., Páucar, K., Morales, C., Castro, O., Pizarro, S., Diaz, J. (2018). Obtención de extracto de hojas de *Annona muricata* L. (Guanábana) Inducidos por su efecto inhibitor de la corrosión. Rev Soc Quím. Vol (1), p 119 - 131.
- Viades, T. (2008). Adsorción de agua en alimentos. Isotherma de adsorción de Guggenheim, Anderson y de Boer (GAB). Seminario de Investigación: Fenómenos de Superficie, Postgrado en Ciencias Químicas. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Vit, P., Santiago, B., Pérez, E. (2014). Composición química y actividad antioxidante de pulpa, hoja y semilla de guanábana *Annona muricata* L. Interciencia, Vol. 39, núm. 5. p 350-353. ISSN: 0378-1944.
- Zaragosa. (2010). Cultivo de la guanábana: Recomendaciones para solucionar problemas de floración, Cuajado y Aborto de Flores.
- Zúñiga, M. (2005). Caracterización de fibra dietaria en orujo y capacidad antioxidante en vino, hollejo y semilla de uva. Universidad de Chile. 68 p.

Zug, J. (2002). Isoterma de Sorción de tres Etapas y Modelos de Sorción Restringida.

Universidad de Buenos Aire

9. ANEXO

Anexo 1. Acondicionamiento de la materia prima.



Figura 1. Recepción de hojas de guanábana.



Figura 2. Lavado y secado



Figura 3. Secado de hojas

Anexo 2. Determinación fisicoquímica de la hoja de guanábana.

A. Determinación de Humedad.

La determinación del contenido de humedad (AOAC 930.15) se realizó pesando 2 g. de hojas frescas que fueron secadas en estufa a 135°C por 2 h hasta peso constante. Luego, la muestra será transferida a una campana de desecación hasta alcanzar la temperatura ambiente. El peso final se registró y se expresara el contenido de humedad (base húmeda, b.h.) mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Contenido de humedad } \left(\frac{gH_2O}{100g} \right) = \left(\frac{W_{inicial} - W_{final}}{W_{inicial}} \right) \times 100$$



Figura 4. Determinación de humedad

B. Determinación de ceniza.

Se determinó según el método oficial AOAC 923.03. Se pesaron 2 g de hojas de guanábana secas en un crisol por triplicado. Luego, se ubicaron en una mufla a 550°C por aproximadamente 8 horas hasta que la muestra adoptó un color gris claro. Finalmente, se retiró, enfrió y registro el peso del crisol en una balanza analítica. El contenido de cenizas (b.h.) sera expresada mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Contenido de cenizas} \left(\frac{g \text{ cenizas}}{100 g} \right) = \left(\frac{W_{\text{cenizas}}}{W_{\text{muestra seca}}} \right) \times 100$$

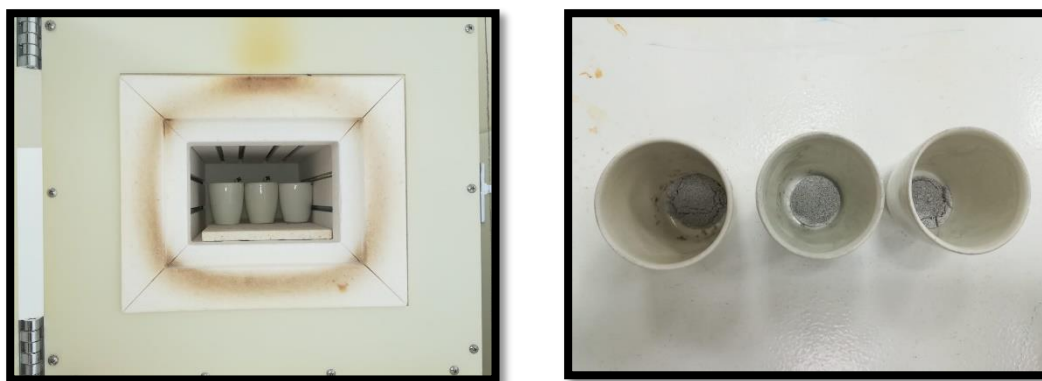


Figura 5. Determinación de ceniza

C. Determinación de Lípidos

Se determinara según el método oficial AOAC 920.85 (Association of Official Analytical Chemists, 2000). Se pesaran 2 g de hojas de guanábana secas que serán contenidas en un cartucho de papel filtro N° 4. La muestra serán ubicadas en el equipo Soxhlet y la extracción se llevara a cabo calentando 250 ml de éter de petróleo en un balón de vidrio por 5 h. El color transparente del éter de petróleo en el equipo Soxhlet durante la condensación será el indicador para finalizar la extracción. El balón con la muestra lipídica extraída se retirara y se colocara en una estufa a 100°C por 30 min.

Finalmente, se registrara el peso del balón y el contenido de lípidos (b.h.) se expresara mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Contenido de lípidos} \left(\frac{\text{g lípidos}}{100 \text{ g}} \right) = \left(\frac{W_{\text{lípidos}}}{W_{\text{muestra seca}}} \right) \times 100$$

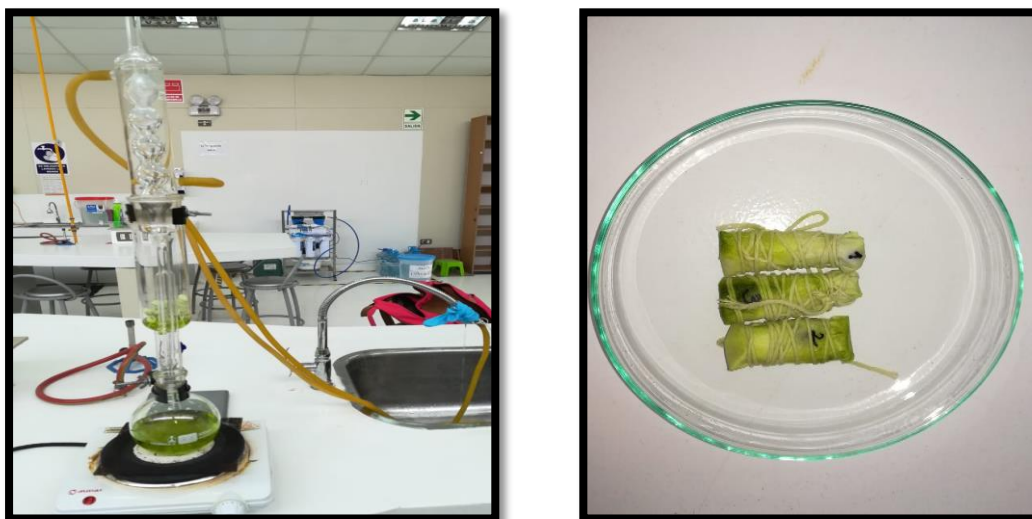


Figura 6. Determinación de lípidos

D. Determinación de proteínas

Se determinara de acuerdo al método oficial AACC 46 – 13 (AACC, 2000). En un tubo de digestión se colocaran 0.2 g de hojas de guanábana, 1 g de catalizador (0.25 g de $\text{CuSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ + 100 g de K_2SO_4) y 3 ml de ácido sulfúrico. La digestión se llevara a cabo dentro de una campana de extracción a una temperatura de 350°C por 4 horas. La muestra catalizada y transparente se ubicara en el vaso principal del destilador micro Kjeldahl, a la cual se adicionaran 10 ml de NaOH al 80%, 6 ml de agua destilada y 3 gotas de fenolftaleína al 1% para alcalinizar la muestra. En la base del destilador micro Kjeldahl se ubicara un vaso graduado con 5 ml de ácido bórico al 4% para la recepción del amoníaco (NH_3) de la muestra. Luego, se añadirá 3 gotas de Indicador verde bromocresol a la solución de ácido bórico. Finalmente, la titulación se realizara con solución de HCl 0.05 N y el gasto será registrado. Los cálculos para el contenido de

nitrógeno (b.h.) y proteína (Milton & Dintzis, 1981) fueron realizados mediante las siguientes fórmulas:

$$\text{Nitrógeno (\%)} = \frac{(\text{ml HCl} - \text{ml HCl blanco}) \times N \text{ HCl} \times \text{peso equivalente N} \times 100}{\text{peso de muestra (mg)}}$$

$$\text{Proteína cruda} \left(\frac{\text{g}}{100 \text{ g}} \right) = \text{Nitrógeno (\%)} \times 4.4$$



Figura 7. Determinación de proteína

Anexo 3. Isotherma de sorción.

Humedad en equilibrio

Para la isoterma de sorción se utilizó las sales que se muestran en la siguiente tabla 1.

Tabla 1. Sales para isotermas.

N°	Compuesto	Nomenclatura	aw
1	Cloruro de litio	LiCl	0.113
2	Cloruro de calcio	CaCl ₂	0.295
3	Cloruro de magnesio	MgCl ₂	0.324
4	nitrato de sodio	NaNO ₂	0.654
5	Cloruro de sodio	NaCl	0.750
6	Cloruro de potasio	KCl	0.834

Para las isotermas se utilizó frascos de vidrio herméticos de 580 ml, para el soporte se utilizó plásticos perforados y placa Petri donde se colocó las muestras de hojas de guanábana como se muestra en la figura 8.

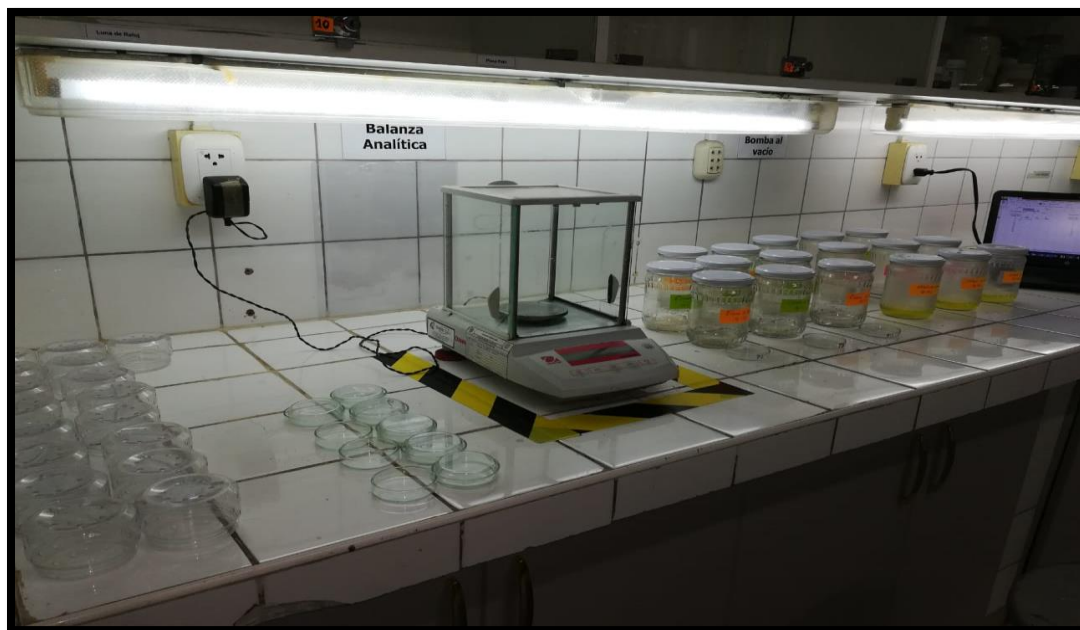


Figura 8. Materiales para la isoterma de sorción.

A continuación en la siguiente figura 9 se muestra el proceso de elaboración de la isoterma de sorción

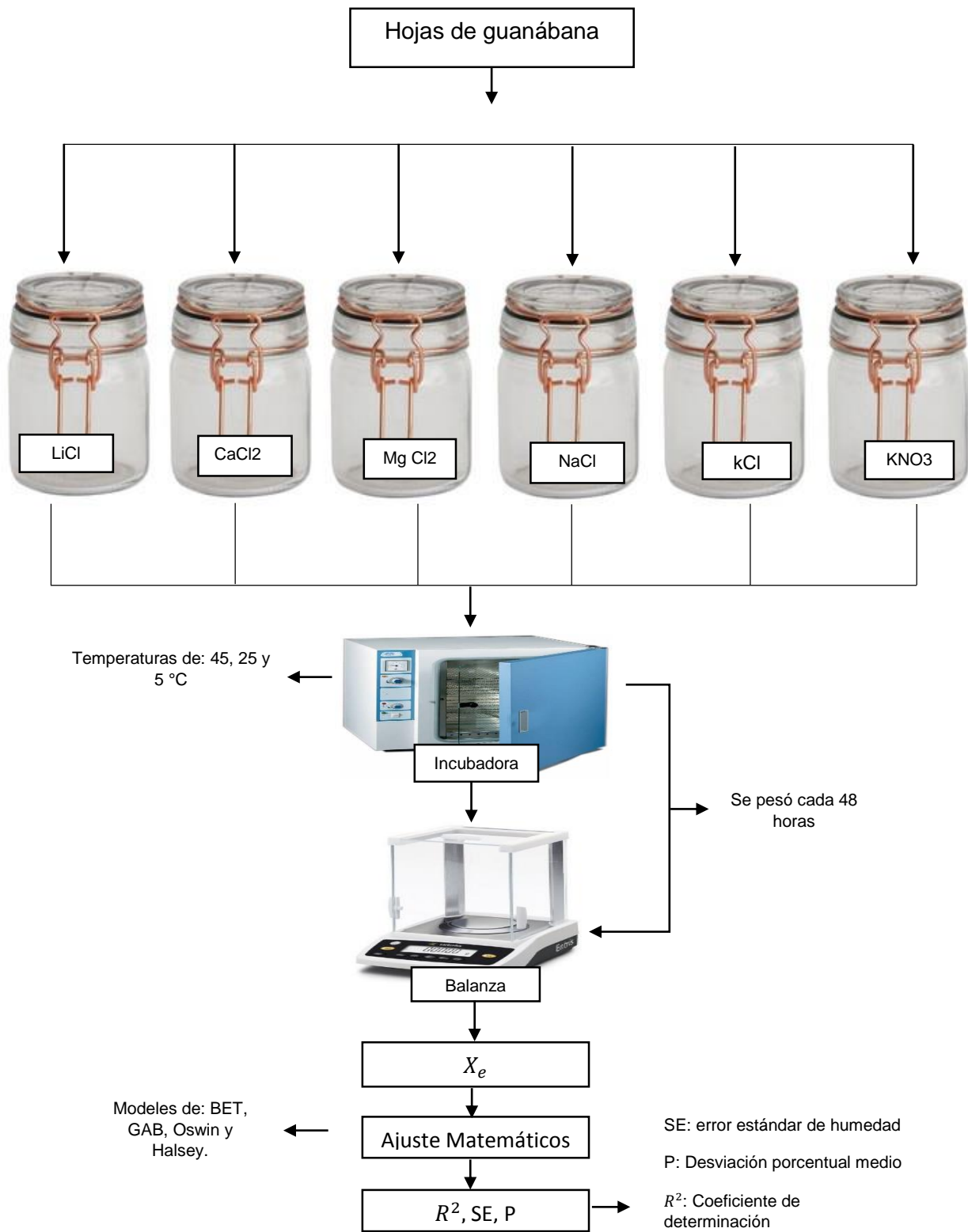


Figura 9. Flujograma de elaboración de isothermas de sorción

Anexo 4. Secado de hojas.

El secado de hojas de guanábana se realizó mediante un equipo secador de bandeja por aire forzado como se observa en la siguiente figura 10. El equipo cuenta con bandejas perforadas la cual sirvió para colocar las hojas. Para la cinética de secado se tomó en cuenta la humedad en equilibrio (X_{eq}) 0.039, 0.038 y 0.036 para 50 °C 60 °C y 70 °C.

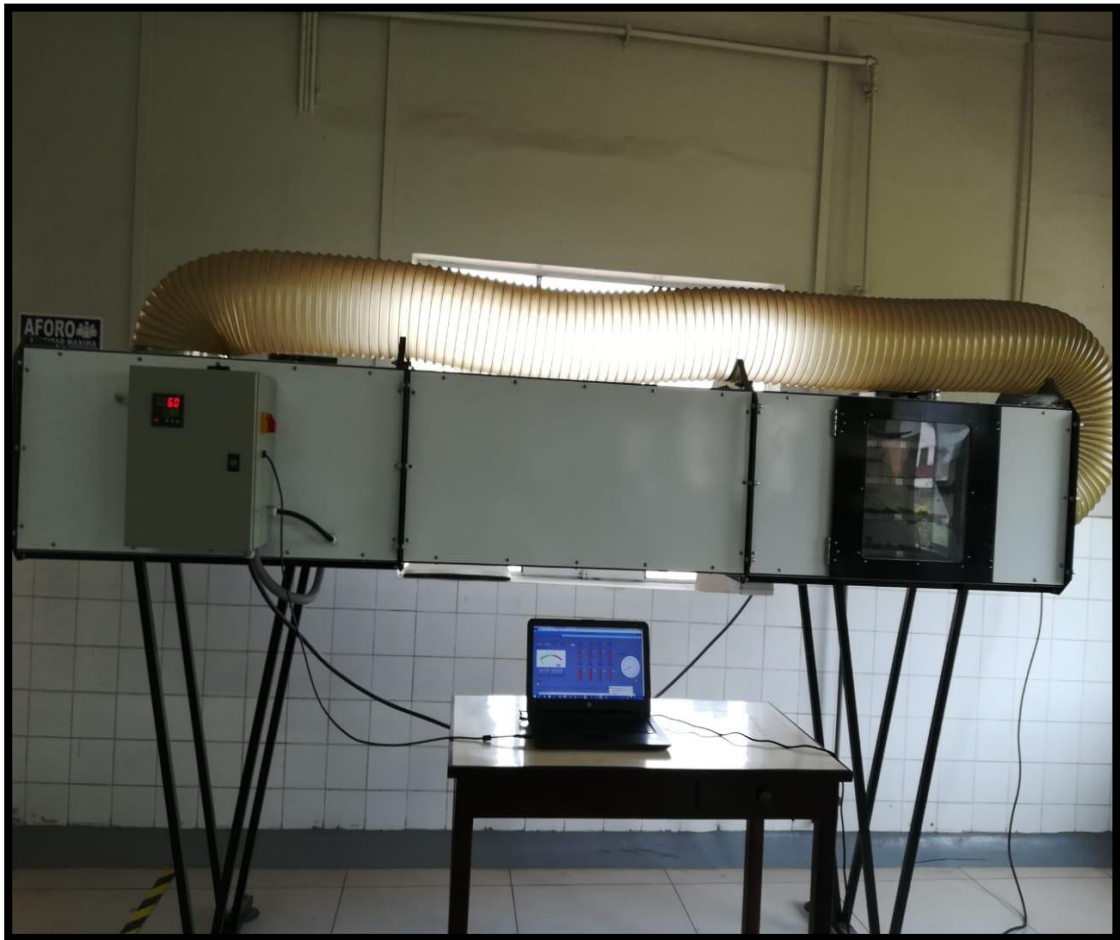


Figura 10. Secador de bandeja por aire forzado.



Figura 11. Secado de hojas a temperaturas de (50, 60, 70 °C).

La toma de datos durante el secado de las hojas se realizó cada 20 min, pérdida de peso, humedad relativa, velocidad de viento, temperaturas por nivel de bandejas.

Anexo 5. Procedimiento de extracción de compuestos fenólicos.

A. Extracción hidroalcolica al 90 % de muestras secas de hoja de guanábana.



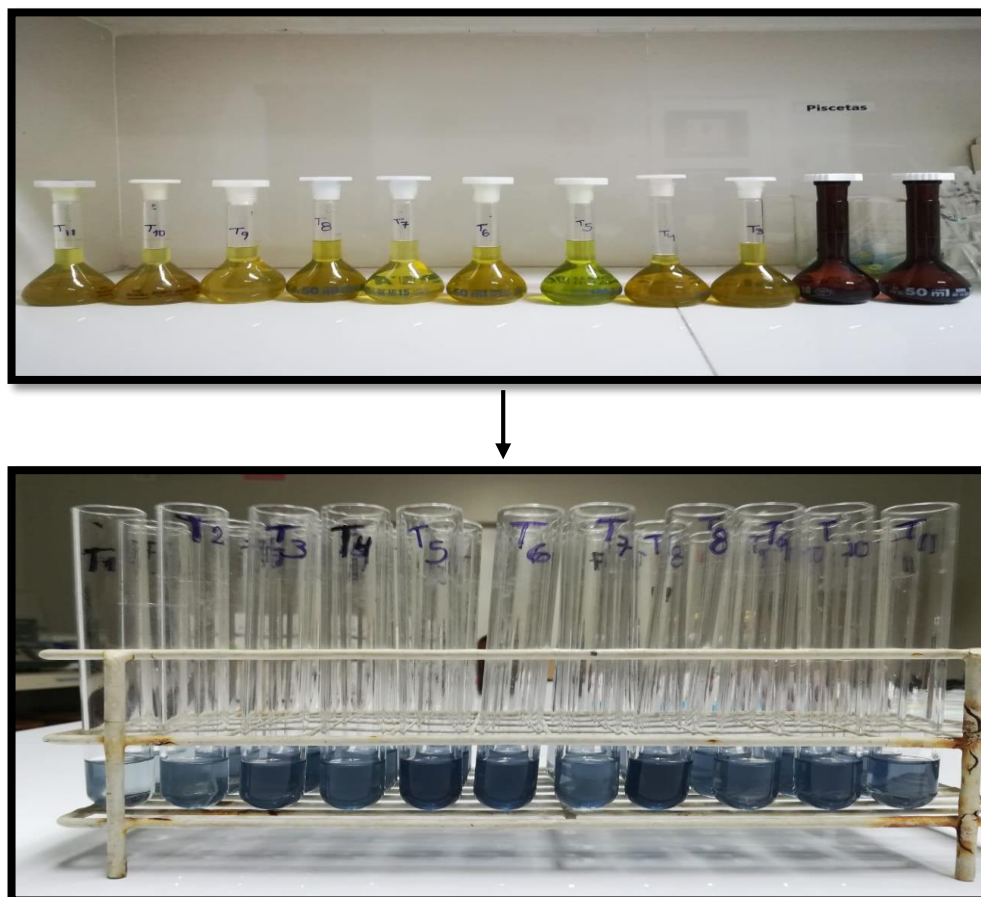


Figura 15. Proceso de cuantificación de fenoles por absorbancia.

B. Curva patrón para compuestos fenólicos

Los datos obtenidos en la Tabla 2 se muestra la curva patrón, para cuantificar el contenido de compuesto fenólicos de la H.G.

Tabla 2.- Curva de patrón de ácido gálico para Folin -Ciocalteu

Tubo	V agua	V ac.gal	C (ppm)	Abs
1	4.8	0.2	8	0.068
2	4.5	0.5	20	0.148
3	4	1	40	0.301
4	3	2	80	0.559
5	2.5	2.5	100	0.701
6	3.5	1.5	60	0.416
7	2	3	120	0.835

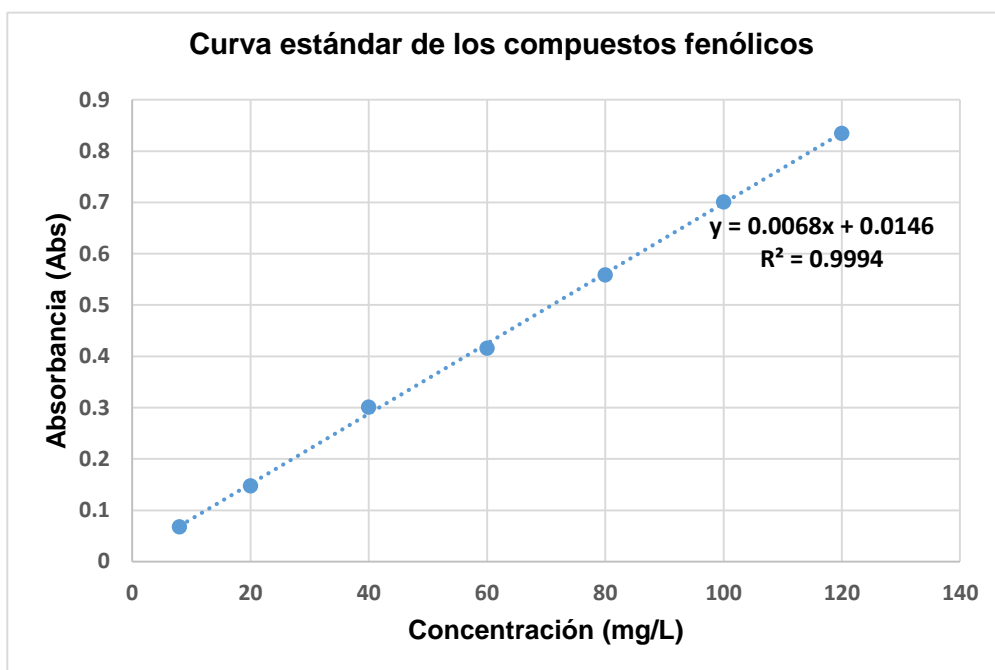


Figura 16. Curva de calibración de ácido gálico para Folin – Ciocalteu

Anexo 6. Resultado de capacidad antioxidante.

A. Curva de calibración para antioxidantes

Los datos obtenidos en la tabla 3 se muestra la curva patrón, para cuantificar el contenido de antioxidante de la H.G.

Tabla 3. Curva patrón para antioxidante

Tubo	V trolox	V etanol	C (umol/L)	Abs
1	0.5	4.5	186.98	0.944
2	1	4	373.97	0.829
3	1.5	3.5	560.95	0.734
4	2	3	747.93	0.675
5	3	2	1121.90	0.562
6	4	1	1495.86	0.198

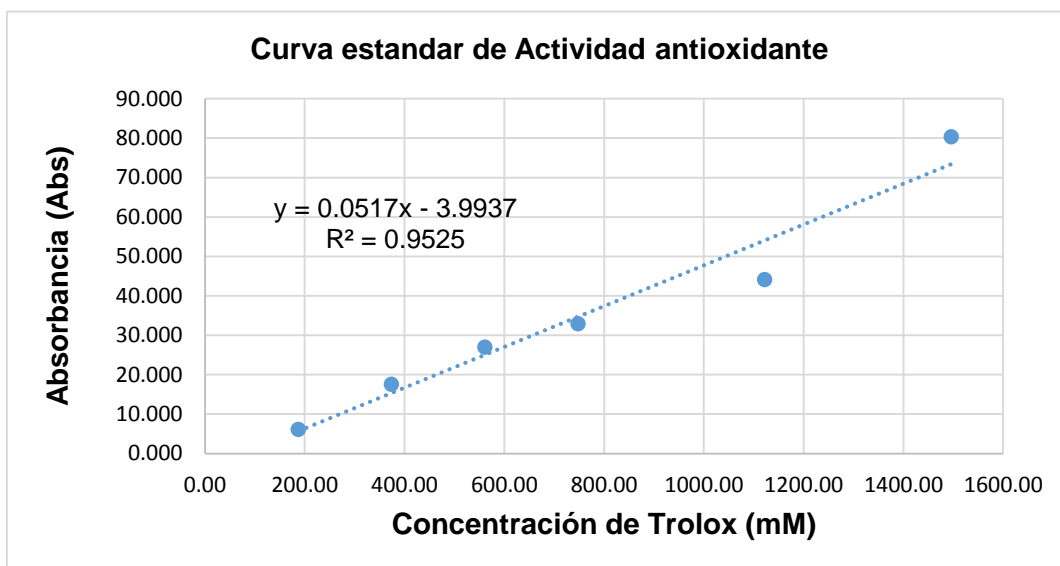


Figura 17. Curva de calibración de actividad antioxidante