

UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ MARÍA ARGUEDAS
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



**EFFECTO DE LIOFILIZACIÓN SOBRE LOS COMPUESTOS
BIOACTIVOS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN LA
PULPA DE AGUAYMANTO (*Physalis peruviana L.*)**

Presentado por

Bach. DINA HUACHUHILLCA LIZARME

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGROINDUSTRIAL**

ANDAHUAYLAS – APURÍMAC – PERÚ

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ MARÍA ARGUEDAS
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



Presentado por

Bach. DINA HUACHUHUILLCA LIZARME

**EFECTO DE LIOFILIZACIÓN SOBRE LOS COMPUESTOS
BIOACTIVOS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN LA
PULPA DE AGUAYMANTO (*Physalis peruviana L.*)**

Asesor

Ing. GINA GENOVEVA TORO RODRIGUEZ

ANDAHUAYLAS – APURÍMAC – PERÚ

2017

DEDICATORIA

A Dios por darme la vida, guiarme, protegerme, darme fuerza para seguir adelante y cumplir mis objetivos y sueños.

A mis padres, Juana y Manuel, por su comprensión, cariño, apoyo moral, económico e incondicional en cada paso de mi vida, para salir adelante.

A mis hermanos, Percy, Lourdes, Gloria y Trudes; a mi cuñado Alfredo y sobrino Kevin por brindarme sus apoyos, alegrías y estar presentes en todo momento.

A mis amigos, Abel, Froilán, Ridher y Olimpio. Quienes con su apoyo fueron mis hermanos en los momentos de la vida Universitaria.

Dina H. L.

La inteligencia consiste no solo en el conocimiento,
sino también en la destreza de aplicar los
conocimientos en la práctica.

Aristóteles.

AGRADECIMIENTO

- A la Universidad Nacional José María Arguedas y en especial a la Facultad de Ingeniería Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial por haberme acogido en sus aulas prestigiosas durante los 5 años, brindarme la biblioteca especializada y sus laboratorios para realizar la parte experimental de esta investigación.
- A todos los docentes de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional José María Arguedas por sus conocimientos y experiencias compartidas durante los 5 años, y de manera especial a mi asesora Ing. Gina Genoveva Toro Rodriguez por su apoyo y confianza incondicional, desde las primeras ideas hasta el informe final de esta investigación.
- A la Universidad Nacional del Santa – Ancash, a la Facultad de Ingeniería e Instituto de Investigación Tecnológica Agroindustrial, por facilitarme los laboratorios. De manera especial al Dr. Gilbert Rodríguez Paúcar, Director del IITA por sus conocimientos compartidos y a todos encargados de los laboratorios, quienes me han brindado su tiempo durante el desarrollo de la parte experimental de esta investigación; estoy eternamente agradecida por su amistad, cariño y confianza.
- Al Instituto de Biotecnología – Tecnología Industrial de la Universidad Nacional Agraria la Molina por haberme facilitado su laboratorio para los análisis.
- A mis jurados dictaminadores Ing. David Juan Ramos Huallpartupa, Ing. Juvenal Rivas Leguía, Ing. Denis Hernán Gutiérrez Martínez por formar parte de esta de investigación, por su paciencia y el soporte cognitivo aportado.
- Agradezco a todas aquellas personas que en forma directa o indirecta contribuyeron a que esta investigación pudiera llevarse a cabo.

ÍNDICE

DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTO	vi
ÍNDICE	vii
ÍNDICE DE TABLAS	xii
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
ÍNDICE DE ANEXOS	xiv
ABREVIATURAS	xv
RESUMEN	xvi
ABSTRACT	xvii
CAPÍTULO 1 INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO 2 REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Antecedentes	4
2.2. Aguaymanto	6
2.2.1. Clasificación botánica	7
2.2.2. Origen y distribución	7
2.2.3. Nombres populares	7
2.2.4. Caracterización físico - química	7
2.2.5. Composición nutricional	8
2.2.6. Usos	9
2.3. Compuestos bioactivos	9
2.3.1. Ácido ascórbico	10
2.3.1.1. Estructura	11
2.3.1.2. Degradación de ácido ascórbico	11
2.3.1.3. Estabilidad de ácido ascórbico	12
2.3.2. Carotenoides	12
2.3.2.1. Carotenoides en la salud	13

2.3.2.2.	Uso de los carotenoides	14
2.3.3.	Compuestos fenólicos.....	14
2.4.	Capacidad antioxidante	16
2.4.1.	Radicales libres	18
2.5.	Actividad de agua	18
2.5.1.	Definición.....	18
2.6.	Liofilización	19
2.6.1.	Definición.....	19
2.6.2.	Desarrollo histórico	20
2.6.3.	Etapas de la liofilización.....	21
2.6.3.1.	congelación	22
2.6.3.2.	Sublimación o secado primario	22
2.6.3.3.	Desorción o secado secundario	22
2.6.4.	Influencia de las condiciones de operación sobre el proceso de liofilización	23
2.6.4.1.	Velocidad de congelación	23
2.6.4.2.	Flujo de calor	24
2.6.4.3.	Temperatura	24
2.6.4.4.	Presión	24
2.6.5.	Cambios estructurales durante la liofilización	25
2.6.5.1.	Colapso	25
2.6.5.2.	Porosidad	26
2.6.5.3.	Color.....	26
2.6.6.	Ventajas y desventajas de la liofilización	26
2.6.6.1.	Ventajas.....	26
2.6.6.2.	Desventajas.....	27
2.6.7.	Aspectos tecnológicos	27
2.6.8.	Efecto de la liofilización sobre los alimentos.	28

2.6.9.	Almacenamiento de productos liofilizados	29
2.7.	Frutas en polvo	29
CAPÍTULO 3 MATERIALES Y MÉTODOS		31
3.1.	Lugar de ejecución	31
3.1.1.	Localidad e institución donde se realiza la tesis.....	31
3.2.	Material de estudio	31
3.2.1.	Universo y/o población.....	31
3.2.2.	Muestra.....	32
3.3.	Equipos, materiales y reactivos	32
3.3.1.	Equipos.....	32
3.3.2.	Materiales	32
3.3.3.	Reactivos.....	33
3.4.	Unidad de análisis	33
3.5.	Metodología para la obtención de pulpa fresca y pulpa liofilizada.	36
3.5.1.	Selección de materia prima.....	37
3.5.2.	Pesado	37
3.5.3.	Lavado.....	37
3.5.4.	Desinfección	37
3.5.5.	Extracción de pulpa	37
3.5.6.	Almacenamiento de la pulpa.....	37
3.5.7.	Concentración de la pulpa	37
3.5.8.	Congelación.....	38
3.5.9.	Sublimación	38
3.6.	Metodología para cuantificar el ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos en la pulpa fresca y liofilizada de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>)	38
3.6.1.	Pulpa fresca.....	38
3.6.1.1.	Metodología para cuantificar el ácido ascórbico.....	38

3.6.1.2.	Metodología para cuantificar los carotenoides totales (β -caroteno) ...	38
3.6.1.3.	Metodología para cuantificar los compuestos fenólicos	39
3.6.1.4.	Metodología para determinar la capacidad antioxidante en la pulpa fresca de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).....	39
3.6.2.	Pulpa liofilizada.....	39
3.6.2.1.	Metodología para determinar la capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).....	39
3.7.	Metodología para determinar las propiedades físico-químicos en la pulpa fresca y liofilizada de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).....	39
3.7.1.	Metodología para determinar humedad	39
3.7.2.	Metodología para determinar acidez.....	40
3.7.3.	Metodología para determinar sólidos solubles	42
3.7.4.	Metodología para determinar pH	43
3.7.5.	Metodología para determinar actividad de agua	44
CAPÍTULO 4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....		45
4.1.	Resultados y discusión de cuantificación del ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos en pulpa fresca y pulpa liofilizada. .	45
4.2.	Resultados y discusión de capacidad antioxidante en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.	51
4.3.	Análisis comparativo del efecto de la liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa de aguaymanto.	53
4.4.	Resultados y discusión de determinación de las propiedades físico-químicos en la pulpa fresca y liofilizada.	56
4.4.1.	Humedad.....	56
4.4.2.	Acidez.....	57
4.4.3.	Solidos solubles.....	58
4.4.4.	pH.....	58
4.4.5.	Actividad de agua	59
4.5.	Perfil de temperatura en el proceso de liofilización	60

CONCLUSIONES.....	64
RECOMENDACIONES.....	65
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	66
ANEXOS.....	72

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Caracterización físico-química de la pulpa.....	8
Tabla 2. Composición nutricional por cada 100 g de pulpa de aguaymanto	8
Tabla 3. Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante del aguaymanto.....	10
Tabla 4. Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa.....	10
Tabla 5. Matriz de diseño experimental DCA.....	35
Tabla 6. Parámetros para la concentración de la pulpa	38
Tabla 7. Ácido ascórbico en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.....	45
Tabla 8. ANOVA para el ácido ascórbico en la pulpa fresca y liofilizada	46
Tabla 9. Carotenoides (β – caroteno) en la pulpa fresca y pulpa liofilizada	47
Tabla 10. ANOVA para los carotenoides en la pulpa fresca y pulpa liofilizada ..	48
Tabla 11. Compuestos fenólicos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.....	49
Tabla 12. ANOVA para los compuestos fenólicos totales en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.	50
Tabla 13. Capacidad antioxidante en la pulpa fresca	51
Tabla 14. ANOVA para capacidad antioxidante de pulpa fresca y liofilizada	52
Tabla 15. Porcentaje de retención de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la liofilización.	53
Tabla 16. Propiedades físico-químicos en la pulpa y pulpa liofilizada.....	56
Tabla 17. Media y desviación estándar de humedad.....	56
Tabla 18. Media y desviación estándar de acidez	57
Tabla 19. Media y desviación estándar de solidos solubles.....	58
Tabla 20. Media y desviación estándar de pH	58
Tabla 21. Actividad de agua	59

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Frutos de aguaymanto.	6
Figura 2. Estructura de ácido ascórbico	11
Figura 3. Estructura de ácido gálico	16
Figura 4. Curvas típicas de las isotermas de adsorción y desorción de los alimentos.	19
Figura 5. Diagrama de fases de agua y sistemas de secado.	21
Figura 6. Etapas de liofilización.....	23
Figura 7. Sistema básico de liofilización.....	28
Figura 8. Estructura porosa del alimento.....	29
Figura 9. Diagrama experimental	34
Figura 10. Diagrama de flujo para la obtención de pulpa liofilizada	36
Figura 11. Análisis de humedad.....	40
Figura 12. Análisis de acidez	42
Figura 13. Análisis de sólidos solubles.....	42
Figura 14. Análisis de pH	43
Figura 15. Análisis de actividad de agua.....	44
Figura 16. Variación de los compuestos bioactivos en la pulpa de aguaymanto por efecto de liofilización.	54
Figura 17. Variación de capacidad antioxidante en la liofilización.	54
Figura 18. Curva de congelación de la pulpa	60
Figura 19. Curva de sublimación de la pulpa	62
Figura 20. Curva de calibración para el ácido ascórbico	84
Figura 21. Cuantificación de ácido ascórbico	85
Figura 22. Cuantificación de carotenoides totales	87
Figura 23. Cuantificación de compuestos fenólicos totales	89
Figura 24. Capacidad antioxidante.....	91

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Características de materia prima, color externo e interno y características del aguaymanto en diferentes estados de madurez.	73
Anexo 2. Equipos usados de laboratorio.....	74
Anexo 3. Obtención de la pulpa fresca y pulpa liofilizada de aguaymanto	77
Anexo 4. Relación de tiempo y temperatura de congelación de la pulpa.....	80
Anexo 5. Relación de tiempo y temperatura de sublimación de la pulpa.....	81
Anexo 6. Variables de operación para la liofilización de la pulpa	82
Anexo 7. Metodología para cuantificar el ácido ascórbico.....	83
Anexo 8. Metodología para cuantificar los carotenoides totales (β -caroteno) en la pulpa fresca y liofilizada.....	86
Anexo 9. Metodología para cuantificar los compuestos fenólicos en la pulpa fresca y liofilizada.	88
Anexo 10. Metodología para determinar la capacidad antioxidante con el reactivo ABTS.....	90
Anexo 11. Distribución de probabilidad para los compuestos bioactivos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>).	92
Anexo 12. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en el contenido de ácido ascórbico.....	93
Anexo 13. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en el contenido de carotenoides totales.....	95
Anexo 14. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en el contenido de compuestos fenólicos.	97
Anexo 15. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en la capacidad antioxidante.	99
Anexo 16. Resumen del análisis estadístico de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante.....	101
Anexo 17. Cálculos de energía	102
Anexo 18. Matriz de consistencia.....	107

ABREVIATURAS

A_w	: Actividad de agua
AA	: Ácido Ascórbico
b.h	: Base húmeda
b.s	: Base seca
ABTS	: Ácido 2.2 azino-bis-3-etilbezotiazolin-6-6 sulfúrico
DPPH	: 2.2 difenil-1-picrihidrazil
Equi.	: Equivalente
IBT	: Instituto de Biotecnología
NTP	: Norma Técnica Peruana
NTC	: Norma Técnica Colombiana
INCOTEC	: Instituto Colombiano de Normas Técnicas y de Certificación
ml	: Mililitro
BHT	: Butilhibroxitolueno
AOAC	: Asociación de químicos analíticos oficiales
ppm	: Partes por millón
DCA	: Diseño completamente al azar
g	: Gramos
T	: Temperatura
t	: Tiempo
AGE	: Ácido gálico equivalente

RESUMEN

En la presente investigación se determinó el efecto de liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*), el cual se realizó en los laboratorios de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional José María Arguedas, de la Universidad Nacional del Santa y de la Universidad Nacional Agraria la Molina, cuantificándose los compuestos bioactivos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada por espectrofotometría, capacidad antioxidante usando el reactivo ABTS y determinándose las propiedades fisicoquímicas. Los compuestos bioactivos en la pulpa fresca reportó ácido ascórbico 35 ± 2.41 b.h (182.32 ± 0.39 b.s) mg de AA /100 g, carotenoides 2.76 ± 0.15 b.h (14.17 ± 0.62 b.s) mg β -caroteno Equi./100 g y compuestos fenólicos 44.03 ± 0.29 b.h (228.70 ± 6.94 b.s) mg β -caroteno Equi./100 g, asimismo la capacidad antioxidante 1132.27 ± 26.03 b.h (5879.57 ± 168.27 b.s) μ mol Equi. Trolox/100 g, una humedad de 80.73 ± 0.64 por ciento y actividad de agua de 0.96, con estas características la pulpa fue concentrada a 16 °Brix y sometida a liofilización en un equipo marca LABCONCO modelo 7754040 con una temperatura inicial de 19.6 °C, la temperatura de congelación que alcanzó fue de -36 °C manteniéndose esta constante, seguidamente la sublimación alcanzó a 30 °C con una presión de vacío de 0.110 mbar, el tiempo de liofilización fue de 19 horas, en la pulpa liofilizada los compuestos bioactivos reportó ácido ascórbico 127 ± 9.7 mg de AA /100 g, carotenoides 14.17 ± 0.62 mg β -caroteno Equi./100 g y compuestos fenólicos 223 ± 3.02 mg AGE/100 g, asimismo, la capacidad antioxidante 5581.81 ± 38.81 μ mol Equi. Trolox/100 g, con una humedad de 6.80 ± 1.05 por ciento y actividad de agua de 0.40, donde se reportó la retención del ácido ascórbico 70.17 por ciento, β -caroteno 41.71 por ciento, compuestos fenólicos 97.70 por ciento y capacidad antioxidante 94.94 por ciento en respecto a la pulpa fresca; empleando el análisis de varianza se encontró diferencias significativas en los compuestos bioactivos, mientras no hay diferencias significativas en los compuestos fenólicos. Demostrándose que el proceso de liofilización tiene un efecto significativo frente a los compuestos bioactivos disminuyendo a esta y su capacidad antioxidante, sin embargo este proceso retiene a los compuestos fenólicos no evidenciando un efecto significativo.

Palabras claves: Aguaymanto, liofilización, β -caroteno, capacidad antioxidante.

ABSTRACT

In the present research the effect of freeze-drying on the bioactive compounds and antioxidant capacity in the aguaymanto pulp (*Physalis peruviana L.*) was determined, which was carried out in the laboratories of the Professional School of Agroindustrial Engineering of the National University José María Arguedas. The National University of Santa and the National Agrarian University of La Molina. The bioactive compounds were quantified in the fresh pulp and lyophilized pulp by spectrophotometry, antioxidant capacity using the ABTS reagent and the physico-chemical properties. Bioactive compounds in fresh pulp reported ascorbic acid 35 ± 2.41 bh (182.32 ± 0.39 bs) mg of AA / 100 g, carotenoids 2.76 ± 0.15 bh (14.17 ± 0.62 bs) mg β -carotene Equi./100 g and phenolic compounds 44.03 ± 0.29 bh (228.70 ± 6.94 bs) mg β -carotene Equi./100 g, also the antioxidant capacity 1132.27 ± 26.03 bh (5879.57 ± 168.27 bs) μ mol Equi. Trolox / 100 g, a humidity of 80.73 ± 0.64 percent and water activity of 0.96, with these characteristics the pulp was concentrated at 16 ° Brix and subjected to lyophilization in a LABCONCO brand equipment model 7754040 with an initial temperature of 19.6 ° C , The freezing temperature reached -36 ° C being maintained constant, then the sublimation reached 30 ° C with a vacuum pressure of 0.110 mbar, the lyophilization time was 19 hours, in the lyophilized pulp the bioactive compounds Reported ascorbic acid 127 ± 9.7 mg AA / 100 g, carotenoids 14.17 ± 0.62 mg β -carotene Equi./100 g and phenolic compounds 223 ± 3.02 mg AGE / 100 g, likewise, antioxidant capacity 5581.81 ± 38.81 μ mol Equi. Trolox / 100 g, with a moisture of 6.80 ± 1.05 percent and water activity of 0.40, with a retention of ascorbic acid 70.17 percent, β -carotene 41.71 percent, phenolic compounds 97.70 percent and antioxidant capacity 94.94 percent in With respect to fresh pulp; Using analysis of variance was found significant differences in bioactive compounds, while there are no significant differences in phenolic compounds. It is demonstrated that the freeze-drying process has a significant effect on the bioactive compounds, reducing its antioxidant capacity, but this process retains the phenolic compounds not showing a significant effect.

Keywords: Aguaymanto, freeze-drying, β -carotene, antioxidant capacity.

CAPÍTULO 1 INTRODUCCIÓN

En la actualidad las frutas nativas son poco conocidos como el caso de aguaymanto (*Physalis peruviana*). Esta fruta se consume principalmente en forma natural sin mayor grado de procesamiento, posee diversos beneficios para la salud humana, debido a su alto valor nutritivo y propiedades medicinales, además es rico en compuestos bioactivos, los cuales son valorados como una de las posibles fuentes de antioxidantes. Los antioxidantes se pretende controlar y reducir el daño oxidativo en alimentos al retrasar o inhibir el proceso de oxidación causada por especies reactivas del oxígeno, aumentando así la vida útil y la calidad de los productos.

El aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) es un arbusto perteneciente a la familia de las solanáceas, con una raíz fibrosa que se ha encontrado a más de 60 cm de profundidad en el suelo. Posee un tallo algo quebradizo de color verde, las hojas son enteras, similares a un corazón pubescente y de disposición alterna (Calvo, 2009). Contiene compuestos bioactivos como el ácido ascórbico, β -caroteno (provitamina A) y compuestos fenólicos, entre otras vitaminas que podría proporcionar efecto fisiológicamente en la salud, en el funcionamiento del organismo o en el bienestar, mayor que el proporcionado por los nutrientes sencillos que contiene, dado que se conoce que existe un efecto sinérgico entre los compuestos que presenta un alimento con estas características (Repo *et al.*, 2012).

Después de la cosecha de frutas ocurre un proceso de deterioro debido al alto contenido de actividad de agua y esto a su vez conlleva al cambio de las propiedades fisicoquímicas como la humedad, el pH, la acidez y sólidos solubles, también la degradación de los compuestos bioactivos como el ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos y su capacidad antioxidante. El secado ha sido, desde los tiempos más antiguos, un medio de conservación de los alimentos. La conservación es el motivo principal, aunque no el único, por el que deshidratamos los alimentos.

Varias técnicas de secado se han empleado para conservar alimentos. La liofilización es una técnica de conservación por deshidratación aplicada a productos químicos, farmacéuticos, médicos, biológicos y alimenticios. El proceso es también llamado criodesecación porque consiste primero en congelar un

producto húmedo y luego en vaporizar directamente el hielo a baja presión Gómez *et al.*, (2003).

Algunas de las ventajas de esta técnica es reducir el peso, volumen y retardar las reacciones de degradación como el pardeamiento enzimático. Sin embargo, el tiempo de secado es largo debido a la fuerza de accionamiento de presión de vapor más baja del liofilizador, en comparación con el de los métodos de secados convencionales. Además, el costo de operación de la liofilización es alta.

En algunos estudios anteriores, se han reportado pérdidas de vitaminas del alimento y el valor nutricional debido a la liofilización (Chang *et al.*, 2006). También es evidente que la composición de algunos antioxidantes y su actividad antioxidante de los frutos se ven afectados por la liofilización (Shofian *et al.*, 2011). Hasta el momento se desconocen las variables de proceso de liofilización de pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) y los efectos de esta tecnología sobre los compuestos bioactivos como el ácido ascórbico, beta caroteno y compuestos fenólicos, asimismo en su capacidad de antioxidante en la pulpa a partir de esta fruta.

Un polvo alimentario obtenido a partir de las frutas, podría tener un buen perfil como producto exportable por su contenido de compuestos bioactivos y características fisicoquímicos especiales, del mismo modo puede ser utilizado en elaboración de bebidas refrescantes con adición de polvos naturales de tipo nutracéutico Vargas, (2015); por lo cual se hace necesario el estudio del efecto de la liofilización que permite predecir los cambios fisicoquímicos como la humedad, la acidez, el pH, los sólidos solubles y actividad de agua, compuestos bioactivos como el ácido ascórbico, carotenoides y compuestos fenólicos, igualmente la actividad antioxidante, que puede sufrir el producto durante el almacenamiento después de la cosecha.

Para lo cual se ha planteado lo siguiente:

El problema, la hipótesis y los objetivos de la tesis.

- **Problema de la investigación**

¿Cuál es el efecto de liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidantes presentes en la pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)?

- **Hipótesis**

La liofilización tiene efecto significativo sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante presentes en la pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).

- **Objetivo general**

Determinar el efecto de liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).

- **Objetivos específicos**

1. Cuantificar ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos en la pulpa fresca de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).
2. Cuantificar ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos en la pulpa liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).
3. Determinar la capacidad antioxidante en la pulpa fresca de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).
4. Determinar la capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).
5. Determinar las propiedades físico-químicos en la pulpa fresca y liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).

CAPÍTULO 2 REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

Shofian *et al.* (2011), en su investigación “Efecto del secado por congelación de los compuestos antioxidantes y actividad antioxidante de las frutas tropicales seleccionadas” investigaron el efecto de la liofilización en los componentes antioxidantes y la actividad antioxidante en cinco frutas, carambola (*Averrhoa carambola L.*), mango (*Mangifera indica L.*), papaya (*Carica papaya L.*), melón (*Cucumis melo L.*), y sandía (*Citrus lanatus (Thunb.)*), donde encontraron que la liofilización afecta notablemente la actividad antioxidante de las frutas.

Huaraca (2011), en su investigación “Evaluación nutritiva y nutracéutico de la frutilla (*Fragaria vesca*) deshidratada por el método de liofilización y comparación con la obtenida por deshidratación en microondas”, demostró que la liofilización es mejor método de deshidratación que el método de microondas, teniendo como indicador de eficiencia el proceso de liofilización. Determinó que la frutilla deshidratada por liofilización, conserva sus características organolépticas, el valor nutritivo y nutracéutico de la fruta, la mayor cantidad de sus componentes se concentran.

Ramírez (2006). En su libro “Liofilización de alimentos” menciona, el proceso de liofilización en alimentos se ha considerado como el mejor método de deshidratación que además de conservar las características organolépticas y nutritivas de los alimentos. Este método no altera la estructura fisicoquímica del material, pero permite su conservación indefinida sin cadena de frío, con menos del 15 % de humedad y alta estabilidad microbiológica.

Vargas (2015), en su investigación “Efecto de la liofilización sobre propiedades fisicoquímicas y vida útil de cocona (*Solanum sessiliflorum Dunal*) en polvo”. Evaluó el efecto del proceso de liofilización sobre propiedades fisicoquímicas y vida útil de cocona (*Solanum sessiliflorum Dunal*) en polvo. Donde concluye, que la liofilización como método de conservación de pulpa, pulpa + semillas y pulpa + semillas + epidermis de cocona en polvo, es recomendable, debido a que conservan propiedades propias de la fruta fresca, genera productos altamente estables en el almacenamiento con A_w menores a 0.4, retiene alto porcentaje de

ácido ascórbico, incrementa la claridad (no pardeamiento), y la pureza de color (mayor viveza), y conserva el tono característico de la pulpa.

Tarín *et al* (2015), en su investigación “Evaluación de la calidad funcional de extractos de mora y fresa liofilizada” evaluaron el efecto de la liofilización y de la adición de goma arábica (1.2%) sobre los principales compuestos bioactivos (fenoles y carotenoides) y la actividad antioxidante de fresa y mora. Los resultados mostraron que la liofilización parece una buena alternativa para obtener un producto en polvo con un alto contenido en compuestos bioactivos. La mora presentó mayor contenido en compuestos bioactivos que la fresa, así como una mayor actividad antioxidante. En la fresa el procesado no ocasionó cambios significativos en el contenido en fitoquímicos, mientras que en la mora se produjeron pérdidas en los fenoles.

Amores (2011), en su investigación “Evaluación Nutritiva y Nutracéutico de la Mora de castilla (*Rubus glaucus*) deshidratada por el método de liofilización y comparación con la obtenida por la deshidratación en microondas y secador en bandejas”. Menciona, al comparar los valores fisicoquímicos y % de pérdidas de vitamina C y antocianos de los 3 métodos de deshidratación (microondas, bandejas y liofilización), evidenciamos que el tratamiento de secado que mejor conserva los parámetros antes mencionados es la deshidratación por liofilización, debido principalmente al uso de bajas temperaturas.

Bautista *et al.*, (2014), en su investigación “obtención de aguaymanto (*Physalis peruviana*) liofilizado” obtuvieron aguaymanto (*Physalis peruviana*) liofilizado, ésta fue secado por liofilización con la finalidad de preservar sus características: fisicoquímicas, nutricionales y organolépticas, para ello se realizaron las siguientes operaciones: lavado con agua potable, selección, retiro de cáscara, desinfección, enjuague con agua potable, cortado en mitades y secado por liofilización. La humedad inicial del fruto en promedio fue de 75.56 %, con 15.1 °Brix, y la humedad final de 5.63 %, conservándose la vitamina C en un 94 % respecto al fruto fresco. El tiempo de liofilización fue de 72.5 horas y alcanzó -30 °C en el punto más bajo y 40 °C en el secado. La incorporación hasta en un 20 % del liofilizado en yogurt comercial fue aceptable para el panel de degustadores.

Odette (2012); en su investigación, “Obtención de pulpa de frambuesa liofilizada y aplicación en yogurt saborizado como colorante natural”. Determinó un protocolo de liofilización para pulpa de frambuesa cuyo ciclo de congelación alcanzó hasta

-40 °C en 135 min, seguido por un ciclo de secado primario a 15 °C durante 1140 min y un secado secundario a 25 °C durante 120 min, ambas temperaturas de secado se realizaron bajo una presión programada de 200 mTorr. La pulpa de frambuesa liofilizada obtenida logró una humedad de 6.9 ± 1.2 % y una actividad de agua de 0.28 ± 0.07 .

2.2. Aguaymanto

Es un arbusto perteneciente a la familia de las solanáceas, con una raíz fibrosa que se ha encontrado a más de 60 cm de profundidad en el suelo. Posee un tallo algo quebradizo de color verde, las hojas son enteras, similares a un corazón pubescente y de disposición alterna (Calvo, 2009).

El fruto es una baya carnosa en forma de globo, con un diámetro que oscila entre 1.25 y 2.5 cm y con un peso entre 4 y 10 g, está cubierto por un cáliz formado por cinco sépalos que le protege contra insectos, pájaros, patógenos y condiciones climáticas extremas. La pulpa presenta un sabor semiácido y contiene de 100 a 300 semillas pequeñas de forma lenticular como se muestra en la figura 1 (Calvo, 2009).

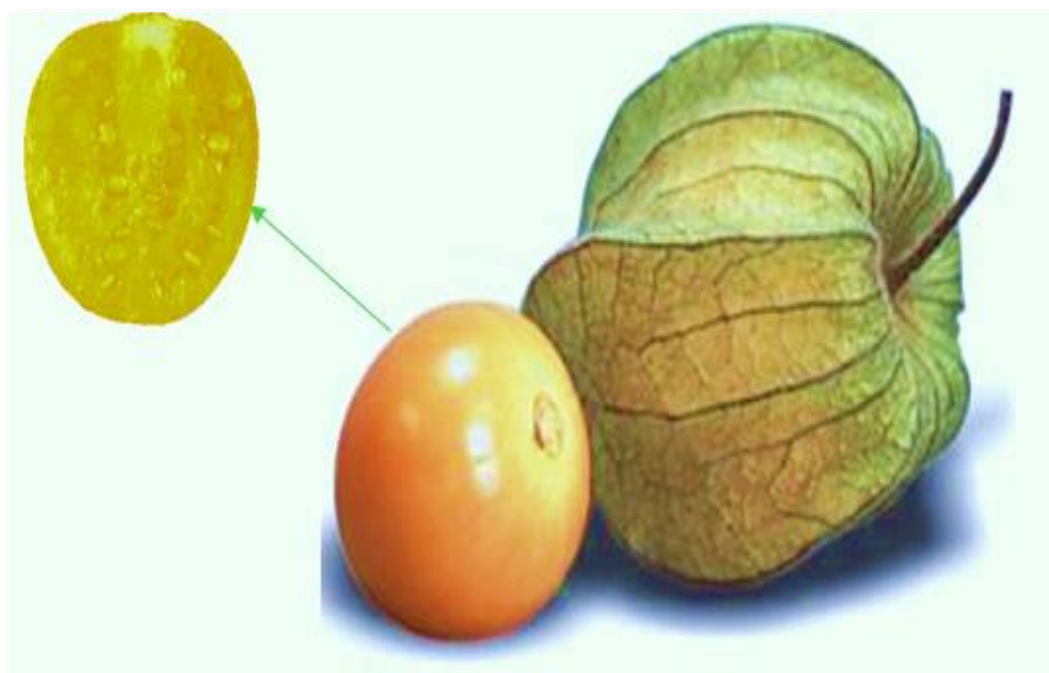


Figura 1. Frutos de aguaymanto.

Fuente: Fischer (1995).

El tiempo de vida útil de la uchuva con cáliz es de un mes, mientras que sin cáliz es de 4 a 5 días aproximadamente. En estado de refrigeración el fruto sin cáliz puede llegar a durar hasta un mes y medio en condiciones óptimas (Cedeño y Montenegro, 2004).

2.2.1. Clasificación botánica

Se clasifica de la siguiente manera:

Reino	: Plantae
División	: Angiosperma
Subdivisión	: Fanerógama
Clase	: Dicotyledónea
Subclase	: Gamopétala
Orden	: <i>Tubiflora</i>
Familia	: <i>Solanácea</i>
Género	: <i>Physalis</i>
Especie	: <i>Physalis peruviana L.</i>

Fuente: Brito, (2009).

2.2.2. Origen y distribución

Es una planta originaria de los Andes sudamericanos, específicamente de Perú. Se caracteriza por producir su fruto envuelto en un cáliz protector contra insectos, pájaros y condiciones climáticas extremas (Cerón *et al.*, 2010).

2.2.3. Nombres populares

Fischer (1995), manifiesta que existen muchos nombres con los que se le conoce y son: Capulí o Moto globo embolsado (Bolivia); Uchuva, Uvilla, Guchuba (Colombia); Capulí, Guinda serrana, Aguaymanto, (Perú); Topo-topo (Venezuela); Capulí o amor en bolsa (Chile); Cereza del Perú (México); Groun/andeancherry, cape gooseberry, husktomto, (Estados Unidos); Alquequenje (España).

2.2.4. Caracterización físico - química

Estos frutos presentan niveles de humedad altos propios de los vegetales frescos, una alta actividad de agua como se observa en la siguiente tabla 1.

Tabla 1. *Caracterización físico-química de la pulpa*

Análisis	Duque <i>et al.</i>, (2011)	Málaga (2013)
Humedad (%)	86.10 ± 0.45	85.80
Actividad de agua	0.99 ± 0.00	-
Sólidos solubles (°Brix)	13.60 ± 0.59	13.70 ± 0.60
pH	3.80 ± 0.1	3.58 ± 0.15
Acidez (*)	1.59 ± 0.11	1.59 ± 0.13

(*) Reportada como porcentaje de ácido cítrico.

2.2.5. Composición nutricional

El aguaymanto es un fruto azucarado y con buen contenido de vitamina A, además de hierro, fósforo, pectinas y almidones. También se encuentra varios ácidos que le dan el carácter ácido y contribuyen a sus propiedades físicoquímicas y sensoriales (Torres, 2011). Se muestra en la siguiente tabla 2.

Tabla 2. *Composición nutricional por cada 100 g de pulpa de aguaymanto*

Componentes	Contenido por 100 g
Calorías	54.0
Agua	79.6 %
Proteína	1.10 g
Grasa	0.40 g
Carbohidratos	13.1 g
Fibra	4.80 g
Cenizas	1.00 g
Calcio	7.00 mg
Fósforo	38.0 mg
Hierro	1.20 mg
Vitamina A	1.1 mg (648 UI)
Tiamina	0.18 mg
Riboflavina	0.03 mg
Niacina	1.30 mg
Ácido ascórbico	26.0 mg

Fuente: Torres, (2011).

2.2.6. Usos

Fischer (1995), menciona la uchuva está compuesta aproximadamente de 70 % de pulpa, 6.4 % de cáliz y 23.6 % de semillas + cáscara, además mencionan. Se elaboran principalmente:

- **Pulpa** natural para edulcorado, congeladas o pasterizadas, con y sin semillas.
- **Bebidas** (néctares y refrescos) con diferentes formulaciones.
- **Uchuvas** parcialmente deshidratadas, enteras, mediante osmosis directa como pasa (simples o los recubiertos con chocolate) o con otros productos.
- **Conservas** de uchuva en jarabes, salsas, almíbar y compotas.
- **Concentrados** en forma de mermeladas, bocadillos o dulces.
- **Otros:** uchuvas liofilizadas, aromática de uchuva, uchuva fresca recubierta de chocolate sobre palito, etc.

Uso medicinal

- Purifica la sangre.
- Disminuye la albúmina de los riñones.
- Reconstruye y fortifica el nervio óptico.
- Alivia las afecciones de garganta.
- Es calcificador de primer orden.
- Lo pueden comer los diabéticos.
- Es aconsejable para destruir tricocéfalos, parásitos intestinales y amebas.

2.3. Compuestos bioactivos

El aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) contiene entre otras nutrientes compuestos bioactivos tales como ácido ascórbico, β -caroteno (provitamina A) y compuestos fenólicos, entre otras vitaminas que podría proporcionar efecto fisiológicamente en la salud, en el funcionamiento del organismo o en el bienestar, mayor que el proporcionado por los nutrientes sencillos que contiene, dado que se conoce que existe un efecto sinérgico entre los compuestos que presenta un alimento con estas características (Repo *et al.*, 2012).

En la tabla 3 y tabla 4 se muestran los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante presentes en el fruto y pulpa de aguaymanto.

Tabla 3. *Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante del aguaymanto.*

Componentes		Contenido
Ácido ascórbico (mg/100 g)		28.55±0.10
Carotenos totales (mg de β-caroteno/100 g)		1.77±0.02
Compuestos fenólicos (mg de ácido clorogénico/100 g)		79.23±0.41
DPPH		249.23±8.01
Capacidad Antioxidante (µg eq. trolox/g)	Hidrofílica	288.95±3.62
	Lipofílica	297.51±4.23

Fuente: Repo *et al.*, (2012).

Tabla 4. *Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa.*

Componentes	Base húmeda	Base seca
Ácido ascórbico (mg/100 g)	22.28±0.44	156.93 ±3.11
Carotenos totales (mg de β-caroteno/100 g)	2.58±0.44	18.15±3.08
Compuestos fenólicos (mg de AGE/100 g)	55.07±2.65	387.81±18.63
Capacidad Antioxidante (µg eq trolox/g)	Hidrofílica	3.65±0.20
	Lipofílica	0.30±0.6
	Total	3.96±0.23

Fuente: Málaga, (2013).

Se le han atribuido muchas propiedades medicinales tales como antiasmático, diurético, antiséptico, sedante, analgésico, fortifica el nervio óptico, alivia problemas de garganta, elimina parásitos intestinales; además se reportan sus propiedades antidiabéticas, recomendando el consumo de 5 frutos diarios (Rodríguez *et al.*, 2007).

2.3.1. Ácido ascórbico

Shofian *et al.*, (2011) mencionan. “Los compuestos antioxidantes tales como ácido ascórbico juegan papeles terapéutico y preventivo contra varias enfermedades tales como el envejecimiento, la inflamación y ciertos tipos de cáncer”.

El ácido ascórbico es el ácido orgánico más importante de las frutas y verduras, en relación con su valor nutricional, es un ácido hidrosoluble, sensible al calor y a las reacciones de oxidación, característica que demuestran que el ácido ascórbico se puede destruir fácilmente en presencia de oxígeno o aumento de temperatura.

La oxidación también depende del pH, ya que la forma ionizada es más sensible que la forma no ionizada (Meléndez *et al.*, 2004).

Encina (2006), menciona que está presente en el fruto alrededor de 28.55 mg/100 g y se requiere para el crecimiento y reparación de tejidos en todas las partes del cuerpo. Es necesario para formar, el tejido cicatricial, los tendones, los ligamentos y los vasos sanguíneos. El ácido ascórbico tiene actividad de vitamina C, además es un antioxidante y como tal es un nutriente que bloquea parte del daño causado por los radicales libres.

2.3.1.1. Estructura

Existen varias sustancias que presentan una actividad biológica de vitamina C, pero con excepción del ácido L-ascórbico y el ácido L-deshidroascórbico (producto de la oxidación del anterior), las demás tienen una importancia nutricional insignificante; sólo los isómeros L de estos dos vitámeros actúan como tal, ya que, por ejemplo, el ácido D-ascórbico no es activo. El ácido L-deshidroascórbico representa aproximadamente un 80% de la potencia vitamínica del ácido L-ascórbico como se muestra en la figura 2 (Badui, 2006).

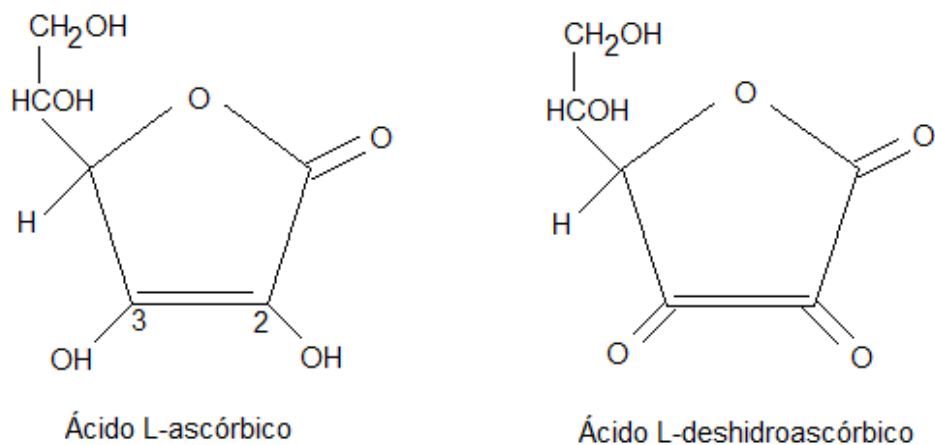


Figura 2. Estructura de ácido ascórbico

Fuente: Badui (2006).

2.3.1.2. Degradación de ácido ascórbico

Su oxidación está en función de muchas variables, principalmente disponibilidad del oxígeno, temperatura, pH (más estable a pH ácidos), metales de transición (hierro y cobre) y luz; además, influyen algunas sales, la actividad del agua, los

peróxidos, ciertas enzimas (el ácido ascórbico oxidasa que contiene cobre) y la presencia de otras vitaminas, sobre todo de la riboflavina por ser fotosensible. Al procesar un alimento se presentan condiciones en las que actúan muchas de estas variables conjuntamente de manera sinérgica, y sólo en sistemas modelo se estudia individualmente cada una de ellas. (Badui, 2006, p.299)

El contenido de ácido ascórbico de un producto está influenciada por una variedad de factores como el grado de madurez, las prácticas culturales, las condiciones de cultivo y manejo pre y post-cosecha y almacenamiento (Belitz y Grosh, 1988).

El contenido de ácido ascórbico puede disminuir en tratamiento de altas temperaturas, ya que su degradación química implica la oxidación de ácido ascórbico a ácido deshidroascórbico, seguido por hidrólisis a ácido 2,3-dicetogulónico y polimerización adicional para formar otros productos nutricionalmente inactivos (Chang *et al.*, 2006).

Algunos estudios informan que la liofilización puede retener la cantidad de ácido ascórbico gracias a que el tratamiento se realiza con bajas temperaturas, obteniendo el mínimo deterioro de esta vitamina hidrosoluble (Shofian *et al.*, 2011).

2.3.1.3. Estabilidad de ácido ascórbico

Los alimentos se deterioran principalmente por contaminaciones microbianas, y también por actividad enzimática y reacciones químicas; para evitar estos cambios y conservarlos por largo tiempo, se someten a uno de los procesos, o a una combinación de ellos, basados en altas temperaturas (escaldado, pasteurización, esterilización), en bajas temperaturas (refrigeración, congelación), en la eliminación del agua (deshidratación), en el control de la actividad del agua (concentración, alimentos de humedad intermedia), en el empleo de aditivos (benzoatos sorbatos), en el control de pH (acidificación, fermentación), en el uso de radiaciones, etc. (Badui, 2006, p.391).

2.3.2. Carotenoides

Estos compuestos se encuentran ampliamente difundidos en los vegetales, en forma de pigmentos rojos, naranjas y amarillos. El betacaroteno es el carotenoide más conocido y se puede encontrar en casi todas las frutas y hortalizas de color anaranjado, así como en los vegetales de hojas verdes. El betacaroteno es un precursor de la vitamina A (Palencia, 2010).

Fennema *et al.*, (2000), menciona el compuesto tenga actividad de vitamina A o de provitamina A, debe exhibir al menos un anillo β -ionona no oxigenado intacto y una cadena lateral isoprenoide en un alcohol, aldehído o función carboxilo.

Badui (2006), indica la vitamina A se encuentra sólo en el reino animal, principalmente en el hígado, así como en la leche, el huevo, el pescado, etc. en forma de retinoides, de alcohol o retinol, de aldehído o retinal y de ácido retinoico. En los vegetales no existe como tal, pero sí como sus provitaminas o precursores carotenoides, de los cuales existen más de 500, aun cuando el β -caroteno es el más importante.

Al respecto, Fennema *et al.*, (2000) describe la degradación de los carotenoides puede ser por oxidación directa o por acción de los radicales libres, dándole degradación durante el procesado de los alimentos, como causa de la habitual exposición al oxígeno que conlleva la manipulación asociada; la degradación puede darse también durante el almacenamiento. La pérdida de actividad vitamina A de los retinoides y carotenoides en los alimentos se produce principalmente mediante reacciones que afectan a la cadena lateral de los isoprenoides insaturados, como la oxidación y la isomerización geométrica, la cual puede ser inducida por el calor, la luz y los ácidos.

2.3.2.1. Carotenoides en la salud

Se considera que algunos de los problemas que causan son las enfermedades crónicas del corazón y de los pulmones, así como artritis y hasta cáncer; también se relacionan con el proceso de envejecimiento con la producción de radicales libres. Para protegerse contra agentes generadores de radicales libres, el ser humano cuenta con defensas naturales, entre otras con la acción de las vitaminas C, E y del β -caroteno. En el ser humano, como en todos los animales, los carotenoides son introducidos al organismo a través de los alimentos (Badui, 2006).

Los carotenoides tienen la función de proteger las células vegetales de la oxidación y, por consiguiente, de la descomposición. Protegen las membranas celulares de la acción de los radicales libres. Los radicales libres son capaces de destruir las paredes celulares, inactivar enzimas, debilitar la capacidad defensiva y dañar el material genético hereditario, lo que vuelve al organismo más propenso a la aparición del cáncer. Además, pueden ser causantes de otras enfermedades humanas crónicas no transmisibles como arteriosclerosis, trastornos del sistema

nervioso central (Alzheimer y Parkinson), envejecimiento de la piel y cataratas, entre otras. Los estudios han demostrado que los carotenoides favorecen la producción de anticuerpos que actúan en forma específica contra las sustancias o elementos extraños que pueden afectar el organismo (Palencia, 2010).

Los carotenoides encontrados en naranjilla (*Solanum quitoense Lam.*) son el β -caroteno, la luteína y zeaxantina. Además es una importante fuente de vitaminas y minerales que contribuyen a la salud, en el tratamiento y prevención de enfermedades cardiovasculares, oftalmológicas y diversas formas de cáncer. También, determinaron que la pulpa del tomatillo (*Solanum betaceum Cav.*) es de color naranja oscuro. Algunos autores han reportado que la pulpa del tomate de árbol cultivado en Ecuador, presenta propiedades para prevenir enfermedades neurodegenerativas y arterosclerosis, así como una importante actividad antioxidante y principales compuestos fenólicos. Además, realizaron estudios en compuestos antioxidantes del aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) señalando que es fuente de provitamina A y vitamina C, algunas del complejo B, proteína y fósforo (Cerón *et al.*, 2010).

2.3.2.2. Uso de los carotenoides

Los carotenoides se utilizan en una gran variedad de productos alimenticios a base de agua (jugos, refrescos, sopas, gelatinas, postres, pastas, productos de repostería, panadería y productos cárnicos), sustitutos cárnicos a base de triglicéridos (margarina, aceites, mantecas vegetales, mantequilla, quesos y productos lácteos), y se añaden a la alimentación de aves para mejorar el color de piel y de la yema de huevo (Badui, 2006).

2.3.3. Compuestos fenólicos

Webb (2007). Los compuestos fenólicos tienen a lo menos un anillo aromático al menos un grupo hidroxilo OH unido a él. Siendo las estructuras básicas las siguientes.

- Ácidos fenólicos: Son derivados hidroxilados del ácido benzoico y su componente principal es el ácido gálico.
- Hidroxicinamatos: Tienen un anillo aromático y una cadena lateral acida de tres carbonos.

- Estilbenos: Son polifenoles de dos anillos aromáticos unidos por un puente de dos carbonos; son producidos en las plantas en respuesta al ataque por microbios patógenos.
- Flavonoides: Son polifenoles que tienen dos anillos aromáticos unidos por un puente de tres carbonos. Constituyen el mayor grupo de compuestos fenólicos y se encuentran a menudo en la epidermis de las hojas y frutas. Se subdividen en flavonoles, flavonas, antocianidinas, flavononas e isoflavonas.

Existen una gran variedad de compuestos fenólicos con actividad biológica, que contienen uno o más anillos aromáticos y que son constituyentes naturales de los alimentos vegetales y proporcionan en gran medida, el flavor, color y textura. Las sustancias fenólicas más simples incluyen los monofenoles con un anillo benceno único tales como el 3-etilfenol y el 3,4-dimetilfenol, encontrados en frutas y semillas, el grupo del ácido hidroxicinámico, que incluye todos los ácidos ferúlico caféico, los flavonoides y sus glucósidos que incluyen las catequinas, proantocinas, antocianidinas y los flavonoles. Los taninos son un grupo complejo escasamente definido de sustancias fenólicas puede llegar a ser de 1 g por día (Pokorny *et al.*, 2001).

Entre los compuestos fenólicos de los productos vegetales se ha identificado un gran abanico de sustancias con un amplio espectro de actividades funcionales. Tradicionalmente, estos compuestos se han considerado importantes en los vegetales por su participación en flavor y color (especialmente en pardeamiento enzimático) pero actualmente también despiertan un gran interés por sus potenciales efectos benéficos para la salud, actividad antioxidante y acciones antimicrobianas. En los términos químicos más simples, los compuestos fenólicos por un anillo aromático hidroxilado como fenol, p-creso y 3-etilfenol. Los compuestos fenólicos disminuyen con el grado de madurez en las frutas, pero aumentan como respuesta al estrés producido por magulladoras y por infecciones fúngicas (Fennema *et al.*, 2000).

Según Ramadán (2011), en el aguaymanto el principal compuesto fenólico es la quercitina, seguido a la miricetina y kaempferol. Sin embargo, Muñoz *et al.*, (2007), indican que el ácido clorogénico y el ferúlico son fenoles mayoritarios, seguidos del ácido cafeico y la rutina, estando presente la quercitina en menor cantidad en comparación con dichos compuestos.

Según Murillo (2005), menciona los compuestos fenólicos presentan un número variable de grupos hidroxilo fenólicos y excelentes propiedades de quelación del hierro y otros metales de transición, lo que les confiere una gran capacidad antioxidante, por ello desempeñan un papel esencial en la protección frente a los fenómenos de daño oxidativo y tienen efectos terapéuticos en un elevado número de patologías, incluyendo la aterosclerosis o el cáncer.

El método de determinación de compuestos fenólicos se involucra la oxidación de los poli fenoles con el reactivo Folin & Ciocalteu's Phenol, dando como resultado una reacción colorimétrica con el viraje de amarillo a azul, medido a 760 nm en un espectrofotómetro UV / VIS frente a una curva estándar de ácido gálico (figura 3) reportándose en mg ácido gálico/100 g muestra (Gerogé *et al.*, 2005).

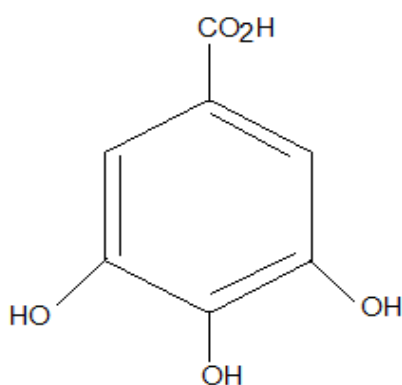


Figura 3. Estructura de ácido gálico
Fuente: Delgado *et al.*, (2010).

2.4. Capacidad antioxidante

Según Fennema *et al.*, (2000), la capacidad o actividad antioxidante es una propiedad de algunas sustancias (antioxidantes), por la cual retrasan el comienzo o reducen la velocidad de oxidación de las sustancias oxidables, inhibiendo la formación de radicales libres en la fase de iniciación o interrumpiendo la cadena de propagación de radicales libres. La eficacia de un antioxidante está relacionada con numerosos factores como la energía de activación, las constantes de velocidad, el potencial de oxidación reducción, la facilidad de destrucción del antioxidante y las propiedades de solubilidad. Adicionalmente, su eficacia se ve influida por su capacidad de retrasar o frenar la reacción en cadena, su volatilidad y su carácter anfifílico.

Los compuestos fenólicos y la vitamina C son antioxidantes y junto a otros, constituyen el sistema. La ingesta constante de alimentos ricos en antioxidantes naturales como frutas, vegetales, té y vino tinto se correlacionan bien con una reducción del riesgo de padecer enfermedades coronarias; además, pueden ejercer efectos anti carcinogénicos y se asocian a un menor riesgo de padecer enfermedades degenerativas, se ha demostrado que son capaces de proteger frente a la oxidación en enfermedades como la arteriosclerosis. Los poli fenoles y flavonoides poseen acciones antitumorales, antialargénicas y antiinflamatorias, en particular se ha observado una correlación inversa entre el consumo de alimentos ricos en metabolitos secundarios biológicamente activos como poli fenoles y flavonoides con las enfermedades cardiovasculares. Esta correlación se explica en parte sobre la base de que interrumpen la peroxidación lipídica de las lipoproteínas de baja densidad, inducida por las especies reactivas de oxígeno (Pokorny *et al.*, 2001).

Los antioxidantes previenen el daño del tejido, inducido por radicales libres, previniendo la formación de radicales, secuestrándole, o previniendo su descomposición y protegiendo contra el daño oxidativo. En respuesta a estos daños, han desarrollado una compleja defensa antioxidante, y los antioxidantes dietarios comprenden una gran parte de esta defensa. Esto sugiere, que la ingesta elevada de nutrientes antioxidantes de fuentes dietéticas ofrecen ventajas para la salud (Cañas y Buschiazzo, 2000).

Las especies oxigénicas reactivas (ROS), son radicales libres (RL), es decir especies moleculares activas, dotadas de un electrón desapareado en un nivel energético superior y por tanto dotadas de propiedades paramagnéticas, lo que les confiere una alta e indiscriminada reactividad (González *et al.*, 2001).

Repo y Encina (2008), mencionan la madurez influye directamente en el contenido de compuestos bioactivos, dado que se generan durante la madurez procesos de biosíntesis los que generan mayor contenido de carotenoides, compuestos fenólicos, ácido ascórbico, etc.; compuestos bioactivos que al encontrarse en mayor cantidad en el fruto conllevan a dar una mayor capacidad antioxidante al fruto; y como conclusión, la actividad antioxidante se incrementa con la maduración del fruto, encontrando un aumento en el contenido de fenoles totales, ácido ascórbico, licopeno y β -caroteno en frutal de pimienta (p.119).

2.4.1. Radicales libres

Luh (1998), refiere el metabolismo aeróbico normal de las células, la contaminación ambiental, las radiaciones, los pesticidas, las aguas contaminadas o el consumo de algunos medicamentos provocan la formación de especies reactivas del oxígeno y radicales libres. Un incremento de estas especies en el organismo conduce a un estado de estrés oxidativo en el que se producen lesiones bioquímicas y fisiológicas que pueden perjudicar el metabolismo del individuo, causando daño oxidativo a lípidos, proteínas y ácidos nucleicos, y llevando eventualmente a la muerte celular.

Cásales (1997), menciona un radical libre es una molécula o átomo que posee un electrón desapareado en su orbital más externo. Todas las células de los organismos aerobios están sometidas a la generación endógena de radicales libres. Estos radicales libres provienen, en su mayoría, de la reducción parcial del O₂ utilizado por las células. Entre un 2 y un 5% del O₂ consumido para mantener la vida, genera radicales libres (especies reactivas del oxígeno, ROS) y éstos pueden oxidar diferentes componentes celulares afectando la estructura y/o función celular. Las proteínas, lípidos, ácidos nucleicos, azúcares, tanto dentro como fuera de las células, son susceptibles a un continuo daño por radicales libres.

En el organismo, se produce un equilibrio entre oxidantes / antioxidantes, cuando este equilibrio se rompe a favor de los oxidantes, se produce un estrés oxidativa el cual está implicado en muchos procesos fisiopatológicos (enfermedades, envejecimiento celular, etc.). Por tanto, es de vital importancia el consumo de alimentos que contengan antioxidantes naturales para mantener el equilibrio entre oxidantes y antioxidantes (González *et al.*, 2001).

2.5. Actividad de agua

2.5.1. Definición

Badui (2006), define la actividad del agua es una propiedad intrínseca y se relaciona de manera no lineal con el contenido de humedad mediante las curvas o isotermas de adsorción y desorción (figura 4). Para entender esto, considérese un alimento con agua, almacenado a una temperatura determinada en una cámara herméticamente cerrada; al cabo de algún tiempo, su presión de vapor provocará la transferencia de moléculas de agua y la cámara adquirirá una humedad relativa constante que estará en equilibrio (sin movimiento en ningún sentido) con el

contenido de agua del alimento. Dicha humedad está en función del grado de interacción de los solutos con el agua, lo que es un reflejo de la facilidad de ésta para escapar del alimento.

En general, mientras más alta sea la A_w y más se acerque a 1.0, que es la del agua pura, mayor será su inestabilidad, por ejemplo, en carnes, frutas y vegetales frescos que requieren refrigeración por esta causa. Por el contrario, los alimentos estables a temperatura ambiente (excepto los tratados térmicamente y comercialmente estériles, como los enlatados), son bajos en A_w , como sucede con los de humedad intermedia en los que el crecimiento microbiano es retardado (Badui, 2006).

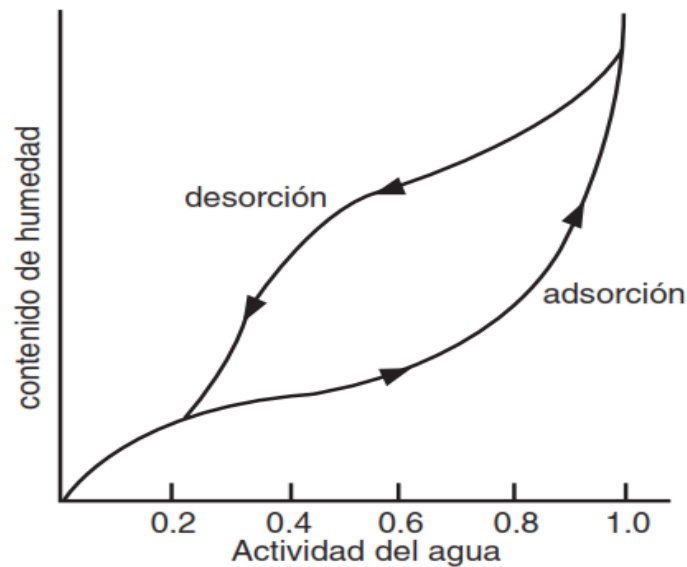


Figura 4. Curvas típicas de las isotermas de adsorción y desorción de los alimentos.

Fuente: Badui, (2006).

2.6. Liofilización

2.6.1. Definición

Orrego (2003), definió la liofilización como un proceso de secado mediante sublimación que se ha desarrollado con el fin de reducir la pérdida de los compuestos responsables de sabor y aroma de los alimentos, los cuales se afectan en gran medida durante los procesos convencionales de secado (p.196).

El proceso de liofilización consta principalmente de dos pasos; el primero consiste en congelar el producto y en el segundo paso el producto es secado por sublimación directa del hielo bajo presión reducida (Orrego, 2008).

Gómez *et al.*, (2003), definen la liofilización es una técnica de conservación por deshidratación aplicada a productos químicos, farmacéuticos, médicos, biológicos y alimenticios. El proceso es también llamado criodesecación porque consiste primero en congelar un producto húmedo y luego en vaporizar directamente el hielo a baja presión.

Sicha y Lock de Ugaz (1995), definen la liofilización o secado por congelación es un proceso donde el producto que se va secar se congela mediante exposición a aire muy frío, luego se coloca en una cámara de vacío, en donde la humedad se sublima y se elimina por bombeo mediante eyectores de vapor o bombas mecánicas de vacío.

Kasper *et al.*, (2013) mencionan. La liofilización es un proceso común, pero muy costoso, para lograr el secado de las formulaciones de proteínas con estabilidad a largo plazo. En el pasado, la optimización del proceso típico se ha centrado en las etapas de secado y la etapa de congelación fue más bien ignorado. Sin embargo, la etapa de congelación es un paso igualmente importante en la liofilización, ya que afecta tanto el rendimiento del proceso y la calidad del producto.

2.6.2. Desarrollo histórico

Los primeros antecedentes conocidos de la preservación de alimentos mediante la liofilización provienen de la cultura Inca en el altiplano andino a 4000 m sobre el nivel del mar, allí los pobladores realizaban un producto denominado Chuño, resultado de la deshidratación de la papa a temperatura ambiente, la cual de acuerdo a las condiciones de presión y temperatura propiciaron el escenario perfecto para liofilizar. En 1958 se aplicó al sector alimentario y por ser una técnica costosa se enfocó a pocos alimentos, como la leche, las sopas, los huevos, la levadura, los zumos de frutas y el café, la primera compañía en Latinoamérica que desarrolla esta tecnología es Lio técnica en San Pablo, Brasil, construyendo sus propios liofilizadores a partir de 1970 (Ramírez, 2006).

Durante la segunda mitad del siglo XX, la liofilización se desarrolló de una curiosidad de laboratorio a un método bien establecido para la conservación de

productos biofarmacéuticos. Durante ese tiempo, se han establecido conceptos fundamentales en materia de desarrollo de la formulación y diseño de procesos. Durante el ingreso de un nuevo siglo, la liofilización sigue siendo el método de elección para una amplia gama de aplicaciones farmacéuticas, sometido a continuo desarrollo y expansión constante (Kasper *et al.*, 2013).

El cambio de fases del agua puede ser explicado con el diagrama de fases del agua (Figura 5), dando importancia a la sublimación, que se cumple cuando el agua se encuentra en fase sólida y con aplicación de baja presión pasa a fase gaseosa. Las condiciones de operación como la velocidad de congelación, presión de la cámara y la velocidad de calentamiento son factores fundamentales en la calidad de los productos liofilizados, donde también intervienen las características de la materia prima como el grado de madurez (Grajales *et al.*, 2005).

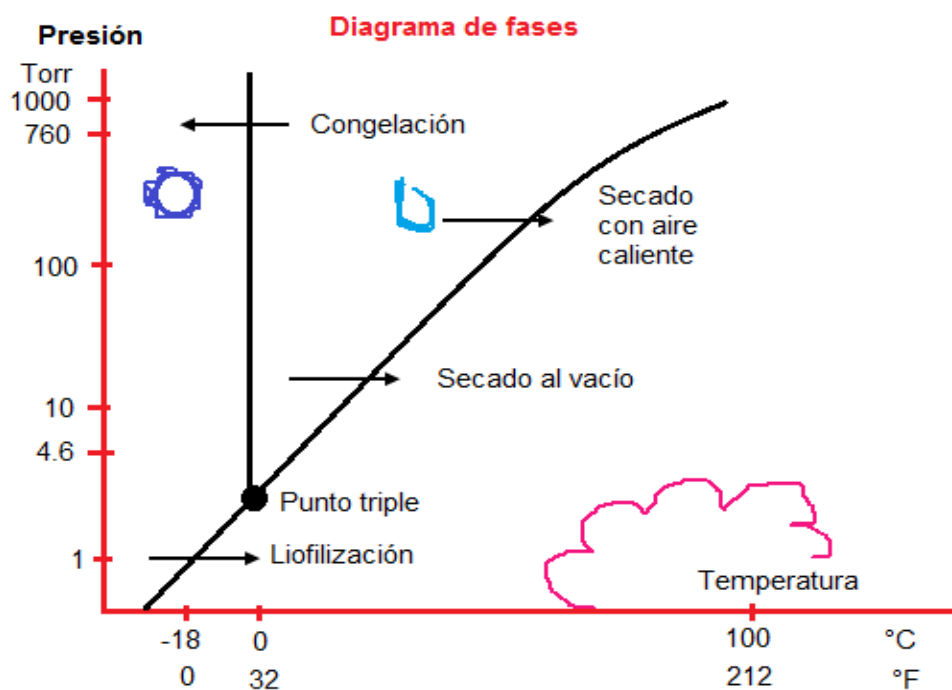


Figura 5. Diagrama de fases de agua y sistemas de secado.

Fuente: Ramírez, (2006).

2.6.3. Etapas de la liofilización

La liofilización consta de tres etapas: congelación, sublimación o secado primario y desorción o secado secundario.

2.6.3.1. congelación

En la etapa de congelación, el producto es sometido a baja temperatura para que el agua que contiene en el pase de fase líquida a fase sólida buscando la redistribución del soluto y una concentración relativa de la congelación parcial del agua, con el fin de facilitar la etapa de secado (figura 6) (Rangel, 2004).

Ceballos *et al* (2008) mencionan. “La congelación es la etapa donde se establece la estructura y las características del producto a obtener después de la etapa de secado, lo cual le da importancia a conocer variables de congelación como la frecuencia, temperatura mínima de congelación, temperatura de la capa de congelación durante el secado, velocidad óptima de enfriamiento y temperatura mínima de fusión incipiente”.

2.6.3.2. Sublimación o secado primario

En el secado primario, el producto congelado se calienta bajo condiciones de vacío para retirar el agua por sublimación mientras la fruta se mantiene por debajo del punto eutéctico (Ayala, 2010).

El paso de hielo a vapor requiere gran cantidad de energía que suministrada en alto vacío pues la interface de secado se mueve hacia el interior de la muestra y el calor tiene que atravesar capas congeladas (sistemas liofilizados en bandeja, sin granular) o secas (en granulados), generándose un considerable riesgo de fusión del material intersticial o quemar la superficie del producto que ya está seco (figura 6) (Orrego, 2003).

2.6.3.3. Desorción o secado secundario

El secado secundario se realiza por evaporación del agua que no se sublima en la etapa de secado primario, donde se eleva la temperatura de la matriz de alimento, para el inicio de esta etapa el producto debe contener menos del 3% del contenido de agua inicial (Welti *et al.*, 2005).

Las partes secas de la muestra que se liofiliza pueden comenzar su secado secundario aunque haya presencia en el alimento de hielo que sublima en fase primario; mientras estas dos fases coexistan, y debido que el hielo que sublima enfría la estructura, permanece controlada la temperatura del alimento (Orrego, 2003).

En ese momento la velocidad de calentamiento debe disminuir para mantener la temperatura del producto por debajo de 30 – 50 °C, lo que evita el colapso del producto (Ramírez, 2006).

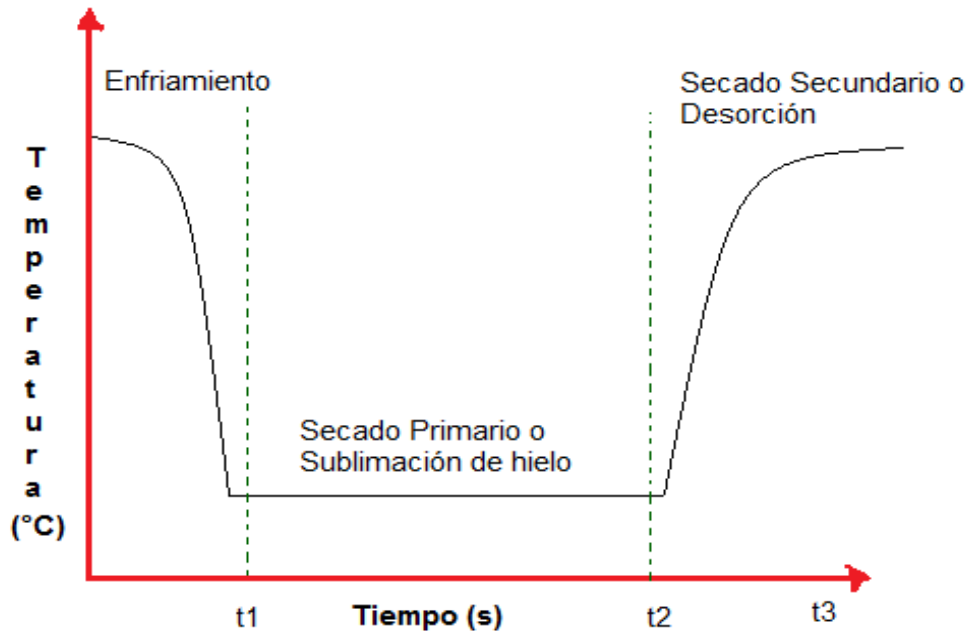


Figura 6. Etapas de liofilización

Fuente: Ramírez, (2006).

Se busca que el producto ya congelado tenga una estructura sólida sin intersticios en los que haya líquido concentrado para propiciar que todo el secado ocurra por sublimación. En los alimentos se pueden obtener distintas mezclas de estructuras luego de la congelación que incluyen cristales de hielo, eutécticos, mezclas de eutécticos y zonas vítreas amorfas. Estas últimas son propiciadas por la presencia de azúcares, alcoholes, cetonas, aldehídos y ácidos, así mismo como por las altas concentraciones de sólidos en el producto inicial (Shofian *et al.*, 2011).

2.6.4. Influencia de las condiciones de operación sobre el proceso de liofilización

2.6.4.1. Velocidad de congelación

Puesto que la congelación es una operación previa a la liofilización, la velocidad de congelamiento es determinante en las propiedades del producto seco, dado que influye directamente en el tamaño de poro producido luego de la sublimación de los cristales de hielo (Grajales *et al.*, 2005).

La velocidad de congelación lenta produce formación de cristales de hielo voluminosos que después de realizarse la sublimación se transforman en poros, lo cual puede lograr una rápida velocidad de secado (Ramírez, 2011).

2.6.4.2. Flujo de calor

El calor para el calor latente de sublimación del hielo, equivalente a 2838 kJ / kg, procede por conducción a través de la corteza del material seco. En algunos casos, también se conduce a través de la capa congelada desde la parte posterior. Los fenómenos de transferencia de calor y materia durante la liofilización se pueden resumir en términos de difusión por el transporte de vapor de agua durante la sublimación (Geankoplis, 1998).

Los procesos de transferencia de materia y transmisión de calor se producen simultáneamente. Dependiendo de la configuración del sistema de secado, la transmisión de calor tendrá lugar a través de una capa de producto congelado o a través de una capa de producto seco. Obviamente, la transmisión de calor a través de la capa congelada será rápida; sin embargo, la transmisión de calor a través de la capa de producto seco será lenta debido a la baja conductividad de los sólidos muy porosos sometidos a vacío. En ambas situaciones, la transferencia de materia tendrá lugar a través de una capa del producto seco (Singh y Heldman, 2001).

2.6.4.3. Temperatura

La temperatura en la liofilización está limitada a la temperatura que se derrite el hielo del material biológico; sin embargo, el operador del liofilizador puede controlar indirectamente la fuente de calor para controlar que la temperatura de la superficie no deteriore el producto, ya que éste de la superficie de secado depende de la cantidad de calor aplicado, la velocidad de sublimación y la efectividad de remoción de vapor (Barreto, 1966).

Cuando la temperatura aumenta sin tener en cuenta el tipo de material biológico a liofilizar, puede crearse una capa seca superficial y evitar el flujo de vapor al exterior, por esta razón los tejidos internos forman una superficie esponjosa, lo que se llama colapso (Barbosa *et al.*, 2000).

2.6.4.4. Presión

La presión de la cámara dependerá de las características físicas del material a liofilizar y de la temperatura a la cual se debe mantener el producto congelado. Si

se deja aumentar la presión, la velocidad de sublimación será menor y la temperatura del material aumentará. A llegar a cierta presión, la liofilización como tal se detiene. Para alcanzar velocidades óptimas de secado, la presión total debe ser alrededor de la mitad de la presión de vapor del hielo (Barreto, 1966).

2.6.5. Cambios estructurales durante la liofilización

La etapa de congelación provoca la separación de las soluciones acuosas presentes en el producto en una mezcla de dos fases, hielo y una solución concentrada de solutos. Como consecuencia de la formación de hielo, se reduce el encogimiento del producto y se consigue una estructura esponjosa que permite una fácil rehidratación. Además, la movilidad de la fase concentrada es baja por lo que no se da ningún cambio estructural durante el secado, lo que contribuye a la estructura esponjosa mencionada previamente. Otra característica de los alimentos liofilizados es una estructura de densidad global baja que proviene de los espacios huecos en forma de aguja que previamente estaban ocupados por cristales de hielo (Barbosa *et al.*, 2000).

2.6.5.1. Colapso

Es un término utilizado en liofilización, para describir la pérdida de estructura, donde se observa la reducción de tamaño de poro y la contracción volumétrica, si la temperatura del producto poroso que se está liofilizando está por encima de la temperatura de transición vítrea, la viscosidad del material sólido puede no ser suficiente para soportar la estructura y se produce la contracción o colapso. El colapso se nota por un encogimiento del producto seco y estas estructuras son sensibles a los cambios en sus características físicas, químicas y microbiológicas, que reducen la vida útil y la estabilidad del producto (Ceballos, 2008).

El colapso de la estructura de las frutas se puede controlar, físicamente, modificando las estructuras del producto antes de la liofilización, y químicamente, con la adición de compuestos (sacarosa y etanos, entre otras) que modifiquen la temperatura de colapso o la limiten, y con el control de las variables del proceso como la velocidad de congelación y temperatura de congelación, por ejemplo los productos que tienen alto contenido de azúcares, como zumos de frutas, tendrán temperaturas inferiores de colapso (Ceballos, 2008).

2.6.5.2. Porosidad

Los valores experimentales de la porosidad y la densidad de un producto permiten hacer un modelado y diseño de diversas operaciones de transferencia de calor y masa, tales como secado, calentamiento y extrusión de alimentos particulados (Ramírez, 2011).

La información sobre las características de los poros individuales y las propiedades estructurales de las frutas secas se puede utilizar para el diseño del proceso, la determinación de calidad del producto y la estimación de otras propiedades tales como la conductividad térmica, densidad, difusividad de la humedad, y características de extracción de componentes bioactivos (Ramírez, 2011).

2.6.5.3. Color

El color es una característica importante de las frutas, ya que en el momento de la compra, esta característica llama la atención de los consumidores y juega un papel importante en el momento de la escogencia y comprar del producto; sin embargo, los productos procesados deben tener un color similar al de la fruta en fresco para lograr que el consumidor genere relación entre los mismos, en el proceso de liofilización, el color de las frutas es indicador de calidad (Ceballos, 2008).

2.6.6. Ventajas y desventajas de la liofilización

Las ventajas de este proceso son la alta calidad del producto, debida a que la sublimación se realiza a baja temperatura, y la concentración de su estructura. Estas ventajas compensan las necesidades energéticas y de producción del vacío del producto (Singh y Heldman, 2001).

2.6.6.1. Ventajas

- Calidad superior del producto final.
- Mantiene mejor la estructura y el aspecto original del alimento.
- La baja temperatura de trabajo impide la alteración de productos termolábiles.
- Inhibe el deterioro del color y sabor por reacciones químicas y las pérdidas de propiedades fisiológicas.
- La humedad residual es baja
- El tiempo de conservación es largo y la retención de los aromas es muy alta.

Conservación y transporte fácil de los productos, la ausencia de temperaturas altas, la inhibición del crecimiento de microorganismos, o la recuperación de las propiedades del alimento al añadirle el volumen de agua que en un principio tenía.

2.6.6.2. Desventajas

- Es necesaria una gran inversión de equipamiento, alrededor de tres veces el de otros métodos.
- Alto coste energético y elevado tiempo de proceso (entre 4 y 10 h/ciclo secado).
- En efecto, la baja presión del proceso y la débil conductividad de los productos liofilizados (debido a la textura porosa) afectan de manera significativa y negativa la transferencia de calor y de masa y por consecuencia la duración de la operación de deshidratación.

2.6.7. Aspectos tecnológicos

Orrego (2003), manifiesta el secado de alimentos por liofilización tiene dos características principales:

- La ausencia de aire y la temperatura baja, previene el deterioro debido a la oxidación química del producto.
- Los productos que se descomponen o que padecen cambios en estructura, texturas, apariencia o sabor como consecuencia de la alta temperatura en el secado convencional, pueden ser secados bajo vacío con un mínimo dato.

En los sistemas de liofilización el material congelado es colocado en bandejas. Se da lugar al inicio de vacío en una cámara hermética comenzando así la sublimación del hielo y el flujo de vapor pasa a través de la cámara al condensador. El calor es suministrado a través de platos o placas calefactoras, por conducción (figura 7).

La variable más importante del proceso es la presión: su incremento aumenta la transferencia de calor a expensas de una mayor resistencia a la transferencia de masa.

Otra condición importante es la temperatura de las placas calefactoras que afecta la velocidad de la transferencia de calor de la superficie del material congelado.

La temperatura del condensador es otra variable a controlar porque afecta la fuerza impulsora de la presión de vapor de agua para la transferencia de masa.

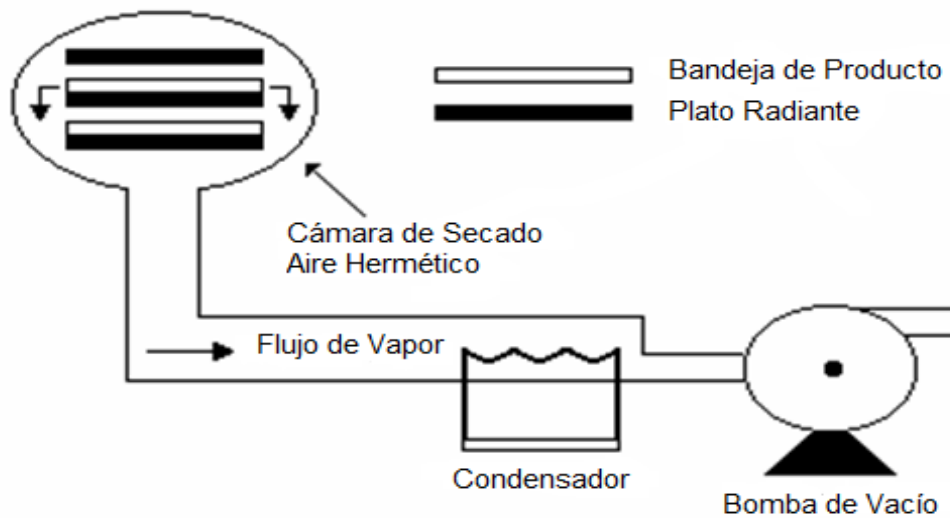


Figura 7. Sistema básico de liofilización

Fuente: Orrego (2003).

2.6.8. Efecto de la liofilización sobre los alimentos.

La liofilización no modifica de manera considerable la estructura de los alimentos, casi no provoca en ellos la retracción alguna y no endurece su capa superficial. La estructura porosa (figura 8) de los alimentos liofilizados hace que su rehidratación sea muy rápida. Sin embargo, son alimentos frágiles que deben protegerse de eventuales daños mecánicos. El efecto de la liofilización sobre las proteínas, almidones y otros carbohidratos es mínimo por su estructura porosa los hace accesibles al oxígeno, por lo que puede provocar alteraciones por la oxidación de lípidos. La liofilización afecta poco a la tiamina y ácido ascórbico y las pérdidas que provoca en otras vitaminas son despreciables. Sin embargo, las etapas preparatorias del alimento pueden afectar sustancialmente su valor nutritivo y calidad global (Fellows, 1994).

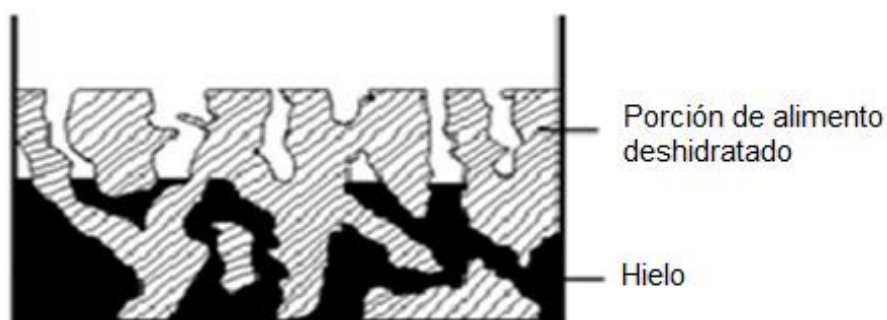


Figura 8. Estructura porosa del alimento.

Fuente: Fellows, (1994).

2.6.9. Almacenamiento de productos liofilizados

El almacenamiento de productos liofilizados adecuadamente empacados, puede ser prolongado y a temperatura ambiente, ya que en buena medida retienen las propiedades físicas, químicas, biológicas y organolépticas de sus estados frescos. También, reducen las pérdidas de calidad debidas a deterioro por reacciones químicas, causado por degradación enzimática y no enzimática (Orrego, 2003).

Gómez *et al.* (2003), indican los productos liofilizados, a diferencia de los deshidratados por otras técnicas de secado, conservan prácticamente en 100% su forma

y propiedades naturales, tienen mayor vida de anaquel y son fácilmente rehidratables.

2.7. Frutas en polvo

Cuq *et al.*, (2011), menciona los polvos alimentarios son sistemas complejos que se pueden definir por la variabilidad en sus propiedades causadas por la composición química de las materias primas agrícolas, la diversidad de las estructuras nativas del producto y la reactividad en condiciones de alta temperatura o la adición de agua.

La transformación de frutas frescas en polvos de fruta obtenidos por deshidratación es una buena alternativa para reducir costos en volumen y aumentar la vida útil en anaquel, sin embargo si la materia prima tiene contenidos altos de azúcar, estas pueden generar pegajosidad en el momento de convertirla en polvo Cano *et al.*, (2005). Los polvos obtenidos por liofilización corresponden a productos deshidratados según su actividad de agua, ya que fueron valores

inferiores a 0.283. La estabilidad de un producto se puede alcanzar cuando la A_w se encuentra entre 0.2 y 0.4, que corresponde a la humedad de la monocapa y se logra la conservación en condiciones ambientales (Martínez *et al.*, 1998).

CAPÍTULO 3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

3.1.1. Localidad e institución donde se realiza la tesis

- **Localidad**

La presente investigación se realizó en la Unidad Vecinal Santa Rosa del distrito de Talavera, provincia de Andahuaylas, región Apurímac, ciudad de Chimbote, región Áncash y en la Molina, región Lima.

- **Institución**

Las pruebas experimentales se realizaron en los laboratorios de la Escuela Profesional Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional José María Arguedas – Andahuaylas, en el Instituto de Investigación Tecnológica Agroindustrial (IITA), de la Universidad Nacional del Santa - Ancash; y en el laboratorio de Biotecnología Industrial del Instituto de Biotecnología (IBT), de la Universidad Nacional Agraria la Molina (UNALM) - Lima.

3.2. Material de estudio

Se recolectaron 10 kg de frutos de aguaymanto con una madurez adecuada del centro poblado de Cotahuacho, del distrito de Pacucha, provincia de Andahuaylas de la región Apurímac, la cual crece de manera silvestre sin cultivado. Los frutos fueron seleccionados y pulpeados, donde se obtuvo pulpa fresca, de esta pulpa se cuantificaron los compuestos bioactivos como ácido ascórbico, β -caroteno, compuestos fenólicos, asimismo se le determinó la capacidad antioxidante y sus propiedades fisicoquímicas. Posteriormente la pulpa se liofilizó de la misma forma se cuantificaron los compuestos bioactivos como ácido ascórbico, β -caroteno, compuestos fenólicos, asimismo se le determinó la capacidad antioxidante y sus propiedades fisicoquímicas.

3.2.1. Universo y/o población

El universo fue todos los frutos en conjunto que produce en el centro poblado de Cotahuacho, que encuentra a una altitud de 3200 m.s.n.m a una temperatura aproximadamente 18 a 20 °C, del Distrito de Pacucha, provincia de Andahuaylas de la región Apurímac.

3.2.2. Muestra

Se tomó las muestras al azar de 500 g para cada repetición, la cual se realizó pulpeado en una licuadora industrial, donde se obtuvo pulpa fresca se cuantificaron los compuestos bioactivos como el ácido ascórbico, β -caroteno, compuestos fenólicos, asimismo se le determinó la capacidad antioxidante y sus propiedades fisicoquímicas, del mismo modo se sometió a la liofilización y se obtuvo pulpa liofilizada, donde a esta se realizaron los mismos análisis.

3.3. Equipos, materiales y reactivos

3.3.1. Equipos

- Liofilizador marca LABCONCO MODELO 7754040 con sistema de congelación (refrigerante R-134a)
- Rota vapor marca HEIDOLPH
- Estufa, marca BLUE-M.M, modelo SW-17TC-1
- Balanza analítica Precisa Gravimetrics AG 0.01 g
- Mufla THERMOLUNE SYBRONTYPE 1300 FURNACE
- pH metro digital Thermo Scientific Orión
- Espectrofotómetro ÚNICO® 2800 UV/VIS espetrophotometer
- Analizador de actividad de agua (A_w) HYDROLAB Ro-tronic
- Dumas LECO CHN 628SC
- Licuadora industrial BERKEL LB 004 L 057164
- Sensores de temperatura inalámbricos en tiempo real. Marca DATA TRACE Laboratorios.
- Colorímetro CHOMATER CR 400 AC ADAPTER 2,4^a
- Baño maría marca Biotron. Modelo Electronic termostat Btr-65

3.3.2. Materiales

- Bureta 50 ml GERMANY ISO LAB \pm 0.050 ml.
- Vasos de precipitados: de distintas capacidades de marca PYREX.
- Matraces Erlenmeyer 250 ml marca KIMAX.
- Varilla de vidrio.
- Fiolas 50 ml y 100 ml marca FORTUNA
- Placas petri
- Desecador con sílicas
- Espátulas de acero inoxidable.
- Probetas 10, 50 y 100 ml de marca KYNTEL

- Cartuchos de estaño y tubos de estaño
- Refractómetro ATAGO 0-32 °Brix
- Tubos de ensayo y Gradilla
- Piseta
- Mortero y pilón
- Pipetas: de distintas capacidades 1 ml, 5 ml, 10 ml
- Peras de decantación
- Soporte universal
- Pro pipetas
- Micro pipetas de plástico
- Cubeta de cuarzo MRO122
- Plumón marcador marca FABER-CASTELL

3.3.3. Reactivos

- Hidróxido de sodio 0.1 N.
- Fenolftaleína al 1%.
- Agua destilada o desionizada
- Hipoclorito de sodio al 5.5%.
- Ácido oxálico 0.4%.
- 2 – 6 diclorofenolindofenol (solución coloreada) 12 mg en 1000 ml de agua destilada.
- Ácido ascórbico 0.1 %
- Metanol químicamente puro 80%; líquido claro incoloro muy polar.
- ABTS (Ácido 2,2' azino – bis – 3 – etilbezotiazolin – 6 – 6 sulfúrico).
- Trolox.
- β-caroteno 99%, Sigma-Aldrich.
- Folin Ciocalteu sinma 2N; mezcla de fosfomolibdato y fosfotungstato.
- Hexano.
- BHT (Butilhidroxitolueno).

3.4. Unidad de análisis

En esta investigación se utilizó un DCA. Donde se realiza comparaciones; además es el más simple de todos los diseños que se utilizan para comprar dos o más tratamientos, dado que solo consideran dos fuentes de variabilidad: los tratamientos y el error aleatorio (Gutiérrez, 2008). Se tuvo como variables de entrada o dependientes los compuestos en la pulpa aguaymanto; y como variables

de salida el ácido ascórbico, β -caroteno, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante, características fisicoquímicas. Los resultados de las compuestos bioactivos se analizaron mediante ANOVA. Los tratamientos se realizaron por triplicado. Para establecer diferencias significativas entre medias se aplicó la prueba de Tukey con una probabilidad de $P < 0.05$ un intervalo de confianza del 95% ($\alpha = 0.05$). Los datos se analizaron a través del software Statgraphisc centurión versión XV.I y Minitab. Los resultados se expresaron como la media \pm error estándar de los análisis de propiedades físico-químicos. Los resultados en la pulpa liofilizada se compararon entre sí y con respecto a la pulpa fresca.

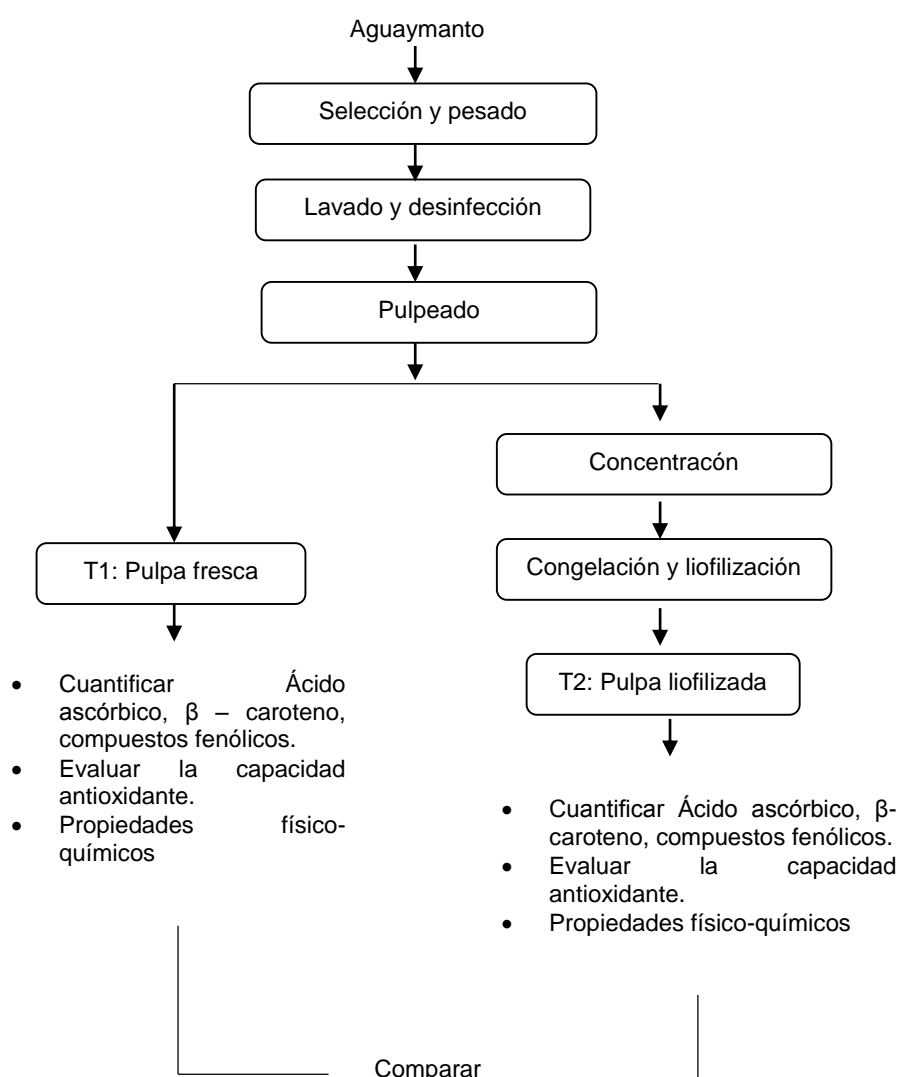


Figura 9. Diagrama experimental

Tabla 5. *Matriz de diseño experimental DCA*

T1				T2			
Ácido ascórbico	β – caroteno	Compuestos fenólicos	Capacidad antioxidante	Ácido ascórbico	β – caroteno	Compuestos fenólicos	Capacidad antioxidante
Y_{11}	Y_{11}	Y_{11}	Y_{11}	Y_{21}	Y_{21}	Y_{21}	Y_{21}
Y_{12}	Y_{12}	Y_{12}	Y_{12}	Y_{22}	Y_{22}	Y_{22}	Y_{22}
Y_{13}	Y_{13}	Y_{13}	Y_{13}	Y_{23}	Y_{23}	Y_{23}	Y_{23}

Leyenda:

T1: Tratamiento 1 pulpa fresca de aguaymanto

T2: Tratamiento 2 pulpa liofilizada de aguaymanto

Y_{11} : Número de repeticiones de los compuestos bioactivos estudiados (ácido ascórbico, carotenoides y compuestos fenólicos) y la capacidad antioxidante en la pulpa fresca de aguaymanto.

Y_{21} : Número de repeticiones de los compuestos bioactivos estudiados (ácido ascórbico, carotenoides y compuestos fenólicos) y la capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada de aguaymanto.

3.5. Metodología para la obtención de pulpa fresca y pulpa liofilizada.

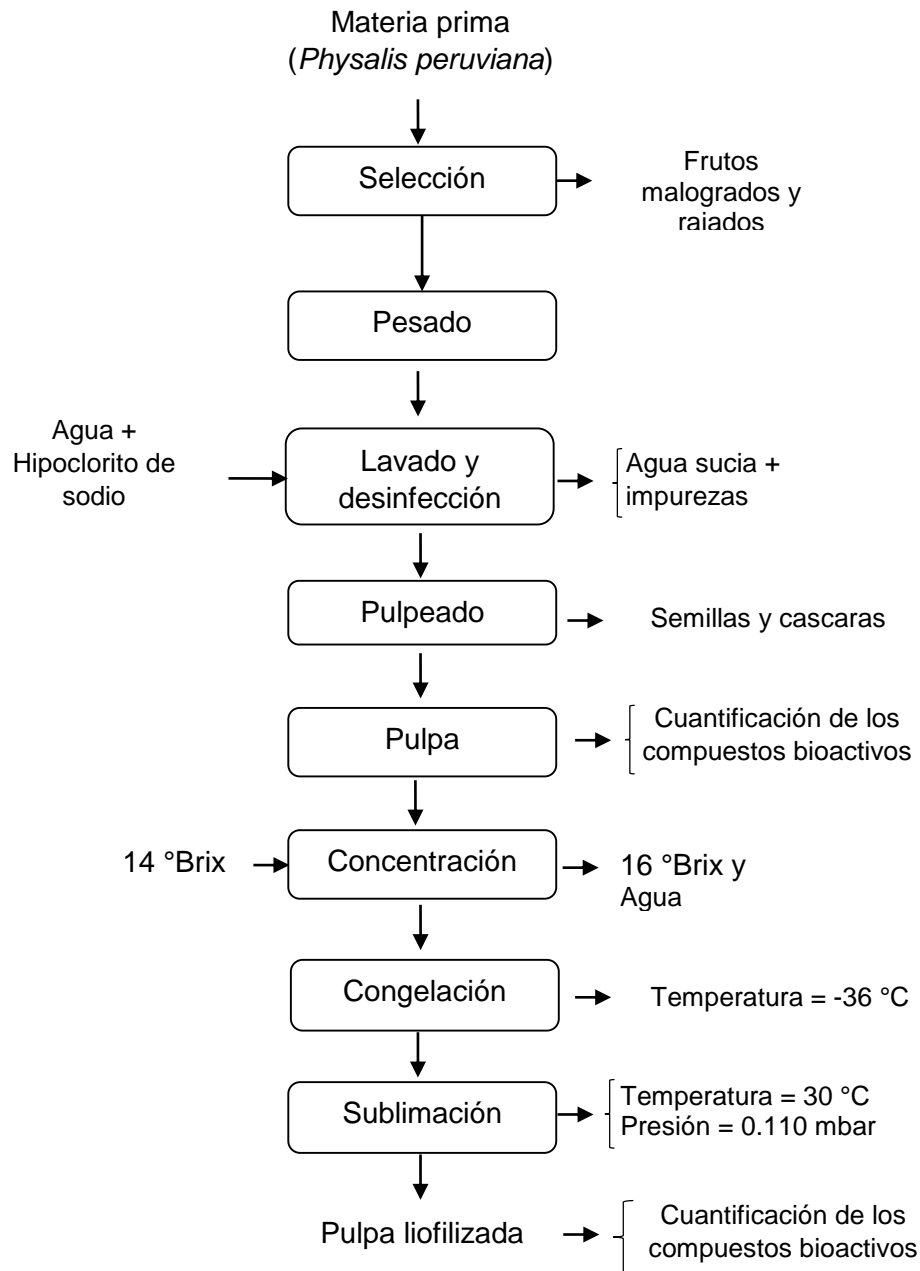


Figura 10. Diagrama de flujo para la obtención de pulpa liofilizada

3.5.1. Selección de materia prima

Los frutos de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) fueron seleccionados y clasificados.

3.5.2. Pesado

Luego de seleccionar los frutos de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) se procedió a pesarlos.

3.5.3. Lavado

El lavado se realizó con abundante agua potable por inmersión y frotamiento suave de los frutos del aguaymanto (*Physalis peruviana L.*), de manera que se puedan eliminar sustancias y partículas extrañas.

3.5.4. Desinfección

Se sumergieron en una solución de hipoclorito de sodio a 100 ppm por 5 minutos, a fin de reducir la carga microbiana.

3.5.5. Extracción de pulpa

Esta operación se realizó en una licuadora industrial, para separar las semillas y cascara presentes en el fruto. Con la finalidad de obtener la pulpa.

3.5.6. Almacenamiento de la pulpa

Una vez obtenida la pulpa se procedió a verterlo en un envase forrado con aluminio para que las condiciones ambientales, tales como la luz o el calor, no degraden el contenido de los compuestos bioactivos y evitar la fermentación del mismo, se procedió a refrigerarlo. La pulpa fresca se sometió a la cuantificación de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante.

3.5.7. Concentración de la pulpa

Se le concentró en un rotavapor "HEIPOLH" hasta un nivel de 16 °Brix. Se tuvo en cuenta una serie la realización una serie de pruebas preliminares para poder llegar a determinar los parámetros óptimos de concentración se muestra en la siguiente tabla 6.

Tabla 6. *Parámetros para la concentración de la pulpa*

PARÁMETROS	VALOR
Presión	50 mmHg
Temperatura	50° C
Rotación	60 RPM
Tiempo	1/2 Hora
Cantidad de pulpa	500 ml
Sólidos solubles	16 °Brix

3.5.8. Congelación

Se empleó 150 g de pulpa concentrada con temperatura inicial 19.6° C llegando a -36 °C de congelación manteniéndose esta constante. La congelación se realizó en el congelador del liofilizador.

3.5.9. Sublimación

La etapa de sublimación y desorción alcanzó a una temperatura de 30 °C con un vacío desde 5 mbar hasta 0.110 mbar. En la bandeja de liofilizador, se colocaron sensores alámbricos de temperatura “DATA TRECE” con el propósito de conocer el perfil de temperatura en la pulpa de aguaymanto. Las variables de operación para la liofilización de la pulpa se muestran en el anexo 06.

3.6. Metodología para cuantificar el ácido ascórbico, β-caroteno y compuestos fenólicos en la pulpa fresca y liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)

3.6.1. Pulpa fresca

3.6.1.1. Metodología para cuantificar el ácido ascórbico

Para la cuantificación del ácido ascórbico presentes en las muestras se utilizó la metodología basado en la reducción del colorante 2,6 diclorofenolindofenol (Methods of Vitamin Assay, 1974); anexo 7.

3.6.1.2. Metodología para cuantificar los carotenoides totales (β-caroteno)

Para la cuantificación de carotenoides totales presentes en las muestras frescas y liofilizadas en el aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) se utilizó la metodología descrita por Talcott y Howard, (1999); Anexo 8.

3.6.1.3. Metodología para cuantificar los compuestos fenólicos

Para la cuantificación de compuestos fenólicos totales presentes en las muestras, se utilizó la metodología descrita por Singleton y Rossi, (1965), anexo 9.

3.6.1.4. Metodología para determinar la capacidad antioxidante en la pulpa fresca de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)

La evaluación de la capacidad antioxidante presentes en la pulpa fresca de aguaymanto se utilizó la metodología descrita por Arnao, (2001); anexo 10.

3.6.2. Pulpa liofilizada

Se siguió las mismas metodologías de la cuantificación de los compuestos bioactivos en la pulpa fresca.

3.6.2.1. Metodología para determinar la capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)

La evaluación de la capacidad antioxidante presentes en la pulpa liofilizada de aguaymanto se utilizó la metodología descrita por Arnao, (2001); anexo 10.

3.7. Metodología para determinar las propiedades físico-químicos en la pulpa fresca y liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)

3.7.1. Metodología para determinar humedad

Fundamento

El método se basa en la determinación gravimétrica de la pérdida de masa, de la muestra desecada hasta masa constante en estufa de aire. El método es aplicable a alimentos sólidos, líquidos o pastosos no susceptibles a degradación al ser sometidos a temperaturas superiores a 105 °C.

Procedimiento

Método gravimétrico; metodología descrita por la AOAC (1980). Método 981.05

1. Se Lavó las placas petri con agua destilada y se secó en la estufa a 100°C por 1 horas. Se retiró de la estufa las placas, se enfrió en un desecador.
2. Posteriormente se pesó 5 g de pulpa fresca previamente homogeneizada.
3. Se colocó la muestra con placa destapada y la tapa en la estufa a la temperatura y tiempo recomendado 105 °C x 3 horas.

- Una vez concluido las 3 horas, se tapó las placas con la muestra y se retiró de la estufa.
- Posteriormente se enfrió en un desecador durante 45 min. Por triplicado.
- Para la pulpa liofilizada se siguió los mismos procedimientos.

Cálculos

$$\text{humedad} \left(\frac{g}{100g} \right) = \frac{(P1 (g)) - (P2 (g))}{(m(g))} \times 100$$

Leyenda

P1: Peso de la placa más muestra humada.

P2: Peso de la placa más muestra seca,

m: Peso de la muestra.



Figura 11. Análisis de humedad

3.7.2. Metodología para determinar acidez

Fundamento

El método consiste en determinar la acidez por medio de una titulación ácido-base con una solución de álcali estandarizada, expresando los resultados de la acidez titulable por 100 g o 100 ml, como equivalente en masa de ácido cítrico o málico según corresponda.

Procedimiento

Titulación volumétrica; acidez valorable total, metodología descrita por la AOAC - 2005. Método 942.15.

1. En primer lugar se tomó 20 ml de pulpa y se aforó a 200 ml con agua destilada.
2. De la solución aforada se tomó una alícuota de 20 ml y se adicionó 2 o 3 gotas de fenolftaleína.
3. Luego se tituló con la solución de NaOH a 0.1N agitándolo cuidadosamente hasta a un punto final de pH = 8.2 (momento en que ocurre el cambio de color del indicador). Donde se vio el color rosado grosella y se anotó el gasto.
4. La acidez se expresó como porcentaje de ácido cítrico (ácido con mayor presencia en los cítricos o en aguaymanto).
5. En la pulpa liofilizada se rehidrató de acuerdo a la pérdida de agua durante la liofilización. Los análisis se realizaron por triplicado.
6. Se siguió los mismos procedimientos.

Cálculos

$$\% \text{ Ácidez} = \frac{V(\text{NaOH}) * N(\text{NaOH}) * \text{meq. ácido} * \text{FD} * 100}{\text{ml de muestra titulada}}$$

Leyenda

$V(\text{NaOH})$: Volumen de gasto de Hidróxido de sodio al 0.1N.

N : Normalidad de la base (0,1 N).

meq. ácido : mili equivalente del ácido cítrico = 0.064

FD: Factor de dilución

ml : Cantidad de muestra titulada



Figura 12. Análisis de acidez

3.7.3. Metodología para determinar sólidos solubles

Los °Brix se determinó con ayuda de un refractómetro (0 - 30) °Brix, tomando 1 mililitro de muestra, directamente por la lectura en el refractómetro de precisión ABBE. Metodología de refractómetro descrita por la AOAC - 2005. Método 932.12. Mientras en la pulpa liofilizada se rehidrató de acuerdo al agua que perdió durante la liofilización. Por triplicado



Figura 13. Análisis de solidos solubles

3.7.4. Metodología para determinar pH

Fundamento

El valor de pH es una medida de la acidez o alcalinidad de una muestra y es medido con la ayuda del potenciómetro.

Procedimiento

Metodología descrito por (AOAC), Asociación de Químicos Analíticos Oficiales, 2005. Método AOAC 981.12, por triplicado.

1. El potenciómetro fue calibrado inicialmente a través de soluciones de patrón padrones pH 4.01 a 7.00 en un pH-metro digital.
2. Se extrajo la pulpa de aguaymanto 30 ml en vaso de precipitado de 50 ml.
3. La pulpa previamente homogeneizada se tomó una alícuota de 20 ml y se hizo la lectura de pH directamente,
4. La pulpa liofilizada se rehidrató, posteriormente se hizo la lectura. Los análisis se realizaron por triplicado.



Figura 14. Análisis de pH

3.7.5. Metodología para determinar actividad de agua

Fundamento

La actividad de agua se determinó con el equipo HYDROLAB de la marca OTRONIC, es un instrumento de sobremesa que está conectado a una sonda donde introducirá la cubeta con la muestra. Cabe indicar que este equipo mide tanto la actividad de agua como la temperatura, y es necesario llegar al estado de equilibrio para efectuar la medición de actividad del agua. El tiempo necesario para que esto ocurra es muy variable, dependiendo del alimento a medir, el tiempo puede oscilar entre pocos minutos hasta más de una hora.

Procedimiento

5. En primer lugar se trituró el fruto del aguaymanto hasta obtener la pulpa.
6. Una vez obtenida la pulpa se vertió en la cubeta del equipo HYDROLAB hasta que se llene.
7. Posteriormente se esperó el tiempo necesario 1 hora, donde llegó en el estado equilibrio.
8. Luego se dio la lectura correspondiente.
9. Para la pulpa liofilizada se prosiguió el mismo procedimiento.



Figura 15. Análisis de actividad de agua

CAPÍTULO 4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Resultados y discusión de cuantificación del ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos en pulpa fresca y pulpa liofilizada.

- **Ácido ascórbico en pulpa fresca y pulpa liofilizada (mg de ácido ascórbico / 100 g de muestra)**

A continuación se reportan los resultados de cuantificación del ácido ascórbico en la pulpa fresca y pulpa liofilizada. Los valores en base húmeda fueron calculados en base seca en la pulpa fresca, así para evidenciar el porcentaje de pérdida en el proceso de liofilización.

Tabla 7. *Ácido ascórbico en la pulpa fresca y pulpa liofilizada*

	Pulpa fresca (base húmeda)	Pulpa fresca (base seca)	Pulpa liofilizada
Ácido ascórbico (mg de	36.56	190.21	118.03
ácido ascórbico / 100 g de	36.52	183.24	135.84
muestra)	32.36	173.51	129.92
Media	35.15	182.32	127.93
Desviación estándar	2.41	0.39	9.07

La tabla 7 muestra el contenido del ácido ascórbico en la pulpa fresca y pulpa liofilizada, asimismo la media y desviación estándar, el valor encontrado en la pulpa fresca es mayor a 28.55 ± 0.10 (mg / 100 g) b.h, y 22.28 ± 0.44 mg/100 g base húmeda (156.93 ± 3.11 mg/100 g base seca), reportados por Repo *et al.*, (2012) y Málaga (2013) respectivamente.

Las diferencias encontradas con de los autores mencionados, son atribuidas al estado de madurez, el tiempo transcurrido de cosecha y el momento del análisis en cuanto.

Mientras, en la pulpa liofilizada el valor encontrado fue de 127.93 ± 9.07 mg de ácido ascórbico / 100 g de muestra, se aprecia una disminución notable de 182.32 ± 0.39 a 127.93 ± 9.07 encontrándose una retención de 70.13% respectivamente. Esta disminución se dio debido a la liofilización donde proceso afectó significativamente.

Tabla 8. ANOVA para el ácido ascórbico en la pulpa fresca y liofilizada

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados Libertad	Cuadrado Medio	F	p
Tratamientos	4437.1	1	4437.41	58.15	0.0016
Error	305.253	4	76.3132		
Total	4742.66	5			

La tabla 8 de ANOVA, reporta diferencias significativas con un p-valor 0.0016 entre el contenido de ácido ascórbico en pulpa fresca y la pulpa liofilizada. Así mismo, la comparación de pares de medias, método TUKEY reporta diferencias significativas (anexo 12).

Shofian *et al.*, (2011), encontraron en las frutas frescas un contenido de ácido ascórbico carambola 4.99 ± 0.63 , mango 8.36 ± 2.33 , papaya 16.57 ± 0.36 , melón 2.24 ± 0.35 y sandía 1.75 ± 0.37 (mg / 100 g de peso fresco) y en la fruta liofilizada encontraron carambola 4.67 ± 0.42 , mango 8.34 ± 1.74 , papaya 16.84 ± 2.31 , melón 2.75 ± 0.16 y sandía 2.38 ± 0.11 (mg / 100 g de peso liofilizada), tanto para melón fresco y liofiliza y sandía no fueron significativamente ($p > 0,05$) diferentes uno de otro, pero en las otras frutas si encontraron diferencias significativas. Sus resultados observaron el contenido de ácido ascórbico no varió significativamente entre el fresco y liofilizado.

Vargas M., (2015), menciona la retención del ácido ascórbico en polvos de cocona obtenidos por liofilización fueron de 87.5%, 85% para pulpa y pulpa + semilla respectivamente, para pulpa + semilla + epidermis la retención fue la más baja (44.8%), esto se explicó por las pérdidas sufridas durante la preparación soluciones.

Sin embargo, los resultados obtenidos son diferentes y se acepta que la retención de vitaminas también depende de la naturaleza de los alimentos, las condiciones sometidas a la liofilización y las condiciones de análisis realizada entre otros factores tales como velocidad de congelación, presión y la temperatura de liofilización que no fueron controlados.

- **Carotenoides en la pulpa fresca y pulpa liofilizada (mg β - caroteno Equi. /100 g de muestra)**

A continuación se muestra los resultados de cuantificación de carotenoides presentes en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.

Tabla 9. Carotenoides (β – caroteno) en la pulpa fresca y pulpa liofilizada

	Pulpa fresca (Base húmeda)	Pulpa fresca (Base seca)	Pulpa liofilizada
Carotenoides (mg β -	2.86	14.88	5.13
caroteno Equi. /100 g de	2.77	13.90	5.62
muestra)	2.56	13.73	6.98
Media	2.73	14.17	5.91
Desviación estándar	0.15	0.62	0.96

La tabla 9 muestra los resultados de cuantificación de carotenoides totales en base húmeda y en base seca en la pulpa fresca, los valores encontrados son próximos a 2.58 ± 0.44 en b.h. (18.15 ± 3.08 en b.s.) mg β - caroteno Equi. /100 g de muestra, por Málaga (2013) y mayor a 1.77 ± 0.02 (mg / 100 g) b.h. reportado por Repo *et al.*, (2012), respectivamente.

En cuanto a la pulpa fresca Fennema (2000), manifiesta los resultados varían de acuerdo al lugar de origen de la materia prima. Además, señala al tipo y cantidad de fertilizante, así como factores de la práctica agrícola que afectan al contenido de vitaminas en alimentos de origen vegetal.

Las diferencias encontradas se concuerdan con Fennema (2000), porque el lugar de origen del fruto fue procedente del Distrito de Pacucha.

Mientras, en la pulpa liofilizada el contenido de carotenoides fue de 5.91 ± 0.96 mg β - caroteno Equi. /100 g de muestra como se muestra en la tabla 9 se observa la disminución 14.17 ± 0.62 a 5.91 ± 0.96 (mg β - caroteno Equi. /100 g de muestra).

Tabla 10. ANOVA para los carotenoides en la pulpa fresca y pulpa liofilizada

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados Libertad	Cuadrado Medio	F	p
Tratamientos	102.341	1	102.341	156.97	0.0002
Error	2.608	4	0.652		
Total	104.949	5			

La tabla 10 de ANOVA reporta diferencias significativas entre el contenido de carotenoides con respecto a la pulpa fresca y pulpa liofilizada a un p-valor 0.0002, encontrándose una retención 41.71%. Así mismo, la comparación de pares de medias, método TUKEY reporta diferencias significativas (anexo 13).

Tarín *et al.*, (2015), mostraron menor cantidad el contenido carotenoides en la fresa que la mora. Los valores obtenidos fueron de 10.947 µg de β-caroteno/ 100 g y de 128.479 µg de β-caroteno/ 100 g para la fresa y mora frescas. El comportamiento de ambas frutas fue similar al someterlas al proceso de liofilización. Así, la liofilización no causó cambios ($p > 0,05$) en el contenido en carotenoides de fresa liofilizada y Mora liofilizada; sin embargo, aumentó significativamente ($p < 0,05$) en las muestras liofilizadas con goma arábica (aumento del 49 % en fresa liofilizada con goma y 7 % en mora liofilizada con goma, respecto a fresa y mora respectivamente).

Shofian *et al.*, (2011), encontraron en las frutas fresca un contenido de carotenoides carambola 30.79 ± 3.37 , mango 660.27 ± 61.06 , papaya 243.26 ± 28.55 , melón 508.18 ± 13.72 y sandía 290.37 ± 16.96 (mg β - caroteno / 100 g de peso fresco), carambola tiene menos contenido de β - caroteno en comparación con otras frutas y en la fruta liofilizada encontró carambola 25.94 ± 2.15 , mango 487.34 ± 29.72 mg / 100 g de peso, papaya 223.42 ± 24.08 , melón 523.26 ± 2.43 y sandía 165.21 ± 5.89 (mg β - caroteno/ 100 g de peso liofilizada). El contenido de β-caroteno de mango fresco y sandía varió significativamente ($p < 0,05$) de las muestras secadas por liofilización, mientras que no se observaron diferencias significativas para otros frutos, estos antioxidantes de segunda línea, tales como β-caroteno podrían haber sido degradados.

El resultado obtenido concuerda con de Shofian *et al.*, (2011). Donde encontró variaciones en algunas frutas frescas y liofilizadas. Estas variaciones observadas pueden presentarse debido a que este compuesto es sensible a la luz y presencia

de oxígeno, variables no controladas en este proceso, la forma de condicionamiento de las muestras, entre otros factores tales como velocidad de congelación, presión y la temperatura que no fueron controlados en la liofilización.

- **Compuestos fenólicos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada (mg de A. Gálico Equi./ 100 g de muestra)**

A continuación se muestra los resultados de cuantificación de compuestos fenólicos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.

Tabla 11. *Compuestos fenólicos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada*

	Pulpa fresca (Base húmeda)	Pulpa fresca (Base seca)	Pulpa liofilizada
Compuestos fenólicos	43.74	227.58	225.98
(mg de A. Gálico Equi./	44.32	222.38	224.24
100 g de muestra)	44.04	236.13	220.10
Media	44.03	228.70	223.44
Desviación estándar	0.29	6.94	3.02

La tabla 11 reporta los resultados en base húmeda y base seca en la pulpa fresca; asimismo, la media y desviación estándar de los compuestos fenólicos los cuales son valores próximos a 55.07 ± 2.65 en b.h. (317.28 ± 10.63 b.s.) (mg de AGE/100 g) y 79.23 ± 0.41 (mg de ácido clorogénico/100 g) b.

h. reportados por Málaga (2013), Repo *et al.*, (2012), respectivamente.

Fennema *et al.*, (2000), manifiestan las diferencias encontradas son debido al estado de madurez, el tipo de solvente usado durante el análisis y el lugar de donde proviene. Los compuestos fenólicos disminuyen con el grado de madurez en las frutas, pero aumentan como respuesta al estrés producido por magulladoras y por infecciones fúngicas.

Asimismo, la tabla 11 se reporta el contenido de compuestos fenólicos, media y desviación estándar en la pulpa liofilizada la cual fue de 223.44 ± 3.02 mg de A. Gálico Equi./ 100 g de muestra.

Tabla 12. ANOVA para los compuestos fenólicos totales en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados Libertad	Cuadrado Medio	F	p
Tratamientos	41.4488	1	41.4488	1.45	0.2955
Error	114.649	4	28.6622		
Total	156.098	5			

La tabla 12 de ANOVA reporta que no existen diferencias significativas entre el contenido de compuestos fenólicos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada a un p-valor 0.2955 mayor al nivel de significancia. La liofilización no afectó en el contenido de compuestos fenólicos, como se aprecia la disminución es mínimo 228.70 ± 6.94 a 223.44 ± 3.02 mg de ácido gálico equivalente / 100 g de muestra, presenta una retención un 97.76%. Así mismo, la comparación de pares de medias, método TUKEY reporta que no hay diferencias significativas (anexo 14).

Shofian *et al.*, (2011), encontraron en las frutas fresca un contenido de compuestos fenólicos en carambola 181.71 ± 8.83 , mango 99.69 ± 8.70 , papaya 67.76 ± 7.36 , melón 16.71 ± 1.40 y sandía 29.32 ± 1.06 (mg GAE / 100 g de peso fresco), y en la fruta liofilizada encontró carambola 137.95 ± 4.31 , mango 76.57 ± 8.11 , papaya 40.84 ± 6.74 , melón 14.97 ± 1.36 y sandía 15.18 ± 2.95 (mg GAE / 100 g de peso liofilizada). Observaron que presentó variaciones de las muestras frescas y liofilizadas concluyendo que los frutos liofilizados se congelaron a -20 °C durante 24 h y se secaron en condiciones de vacío a -50 °C durante 3 días antes del análisis. Es posible que, a través de este proceso de congelación, las células de fruta pueden ser interrumpidas, el des compartimentado de ciertas enzimas, sustratos y activadores. Por lo tanto presentó degradación, el aumento de la actividad de las enzimas después de la descongelación podría haber causado algunas pérdidas de los compuestos fenólicos

Mientras que Tarín *et al.* (2015), reportaron el contenido de los compuestos fenólicos en la fresa fresca 126.32 mg de AG/ 100 g de fruta y de la mora fresca 370.04 mg de AG/ 100 g de fruta, en la liofilización aumentó aunque no significativamente ($p > 0.05$), en estos compuestos un 8.24% en Fresa liofilizada y 26% en fresa liofilizada con goma y en la mora se observó una pérdida en las

muestras liofilizadas. Las pérdidas fueron de 51.44 y 13.36% para Mora liofilizada y Mora liofilizada con goma, respectivamente.

Las diferencias encontradas es debido a la extracción de los compuestos fenólicos con diferentes solventes. Además el tipo de equipo utilizado para liofilizar. Y otros factores tales como velocidad de congelación, presión y la temperatura de liofilización.

4.2. Resultados y discusión de capacidad antioxidante en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.

En el siguiente tabla 13 se muestran los resultados de determinación de capacidad antioxidante en la pulpa fresca de aguaymanto en base húmeda y base seca y en la pulpa liofilizada.

Tabla 13. Capacidad antioxidante en la pulpa fresca y pulpa liofilizada.

		Pulpa fresca (base húmeda)	Pulpa fresca (base seca)	Pulpa liofilizada
Capacidad	Antioxidante	1106.25	5755.72	5620.62
(μmol de Equi. Trolox /100 g de muestra)		1158.30	5811.84	5543.00
		1132.26	6071.15	5581.82
Media		1132.27	5879.57	5581.81
Desviación estándar		26.03	168.27	38.81

Repo *et al.*, (2012), reportaron con el reactivo DPPH 249.23 ± 8.01 (μg eq trolox/g) y con el reactivo ABTS Hidrofílica 288.95 ± 3.62 (μg eq trolox/g) y Lipofílica 297.51 ± 4.23 (μg eq trolox/g) estos valores también, es inferior a 5879.57 ± 168.27 μmol de Equi. Trolox /100 g de muestra valor encontrado (tabla 13) en la presente investigación. Mientras Málaga (2013) refiere la capacidad antioxidante por ABTS Hidrofílica 3.65 ± 0.20 b.h (25.73 ± 1.40 b.s) (μg eq trolox/g) y Lipofílica 0.30 ± 0.6 b.h (2.20 ± 0.35 b.s) (μg eq trolox/g), respectivamente. Estas diferencias encontradas son debido al índice de madurez de la fruta, el uso del reactivo para la extracción y el tiempo de análisis.

Repo y Encina (2008), señalan cuando el estado de madurez de aguaymanto aumenta, sus compuestos bioactivos (contenido de ácido ascórbico, compuestos fenólicos y carotenos totales) aumentan, obteniéndose una mayor capacidad antioxidante. También mencionan que la capacidad antioxidante está

directamente relacionada con el contenido de pigmentos de la fruta además la capacidad antioxidante de un alimento depende de la naturaleza y concentración de los antioxidantes naturales presentes en él.

Las variaciones son atribuidas al estado de madurez, lugar de procedencia del fruto.

Asimismo, en la tabla 13 se muestran los resultados de la determinación de la capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada la cual fue de 5581.81 ± 38.81 (μ mol de Equi. Trolox /g de muestra). Utilizando el reactivo ABTS.

Tabla 14. ANOVA para capacidad antioxidante de pulpa fresca y liofilizada

Fuente	Suma de Cuadrados	Grados Libertad	Cuadrado Medio	F	p
Tratamientos	132989	1	132989	8.92	0.0405
Error	59641.5	4	14910.4		
Total	192630.	5			

La tabla 14 de ANOVA, reporta diferencias significativas en el contenido de capacidad antioxidante en la pulpa fresca y pulpa liofilizada a un p-valor 0.0405. Así mismo, la comparación de pares de medias, el método TUKEY reporta diferencias significativas (anexo 15).

Mientras que Shofian *et al.*, (2011), observaron diferencias significativas para la actividad de eliminación de radicales libres entre las frutas frescas y secas por liofilización, a excepción de carambola fresca, que mostraron significativamente ($p < 0,05$) mayor actividad de eliminación en comparación con la muestra liofilizada. Concluye que el proceso de liofilización probablemente mejora la reacción de pardeamiento.

Shofian *et al.*, (2011), consideran que esta técnica puede afectar notablemente la composición de algunos otros componentes antioxidantes y la actividad antioxidante de los frutos.

Las diferencias se deben a los factores tales como los parámetros de concentración de la pulpa, velocidad de congelación lenta debido a que el refrigerante del congelador es R-134a, presión y la temperatura de liofilización.

4.3. Análisis comparativo del efecto de la liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa de aguaymanto.

A continuación se muestran los resultados del porcentaje de retención de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante de la pulpa liofilizada con respecto a la pulpa fresca.

Tabla 15. *Porcentaje de retención de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la liofilización.*

Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante	Pulpa fresca	Pulpa liofilizada	% de retención
Ácido Ascórbico	182.32	127.93	70.17
Carotenoides	14.17	5.910	41.71
Compuestos Fenólicos	228.70	223.44	97.70
Capacidad Antioxidante por ABTS	5879.57	5581.81	94.94

En la tabla 15 se reporta que estos compuestos son influenciados por la liofilización. En cuanto al ácido ascórbico presentó una pérdida de 29.87%, los carotenoides (β – caroteno) presentó una pérdida de 58.29% y compuestos fenólicos presentó una pérdida de 2.24%, donde este no ha sido influenciado por la liofilización. Asimismo, la capacidad antioxidante presentó una pérdida 5.02%.

Huaraca (2011), demostró la liofilización es mejor método de deshidratación que el método de microondas, teniendo como indicador de eficiencia el proceso de liofilización. Determinaron que la frutilla deshidratada por liofilización, conserva sus características organolépticas, el valor nutritivo y nutracéutico de la fruta, la mayor cantidad de sus componentes se concentran.

Ramírez (2006), menciona que proceso de liofilización en alimentos se ha considerado como el mejor método de deshidratación que además de conservar las características organolépticas y nutritivas de los alimentos.

Liofilización, conserva sus características organolépticas, el valor nutritivo y nutracéutico de la fruta, la mayor cantidad de sus componentes se concentran. Sin embargo, esta influye de manera significativa sobre los compuestos bioactivos disminuyendo notablemente, como se muestra en la figura 16, además estos compuestos son sensibles a la luz y presencia de oxígeno, además, los variables

como temperatura, tiempo de congelación y presión durante el proceso de liofilización de pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) no se han sido controlados.

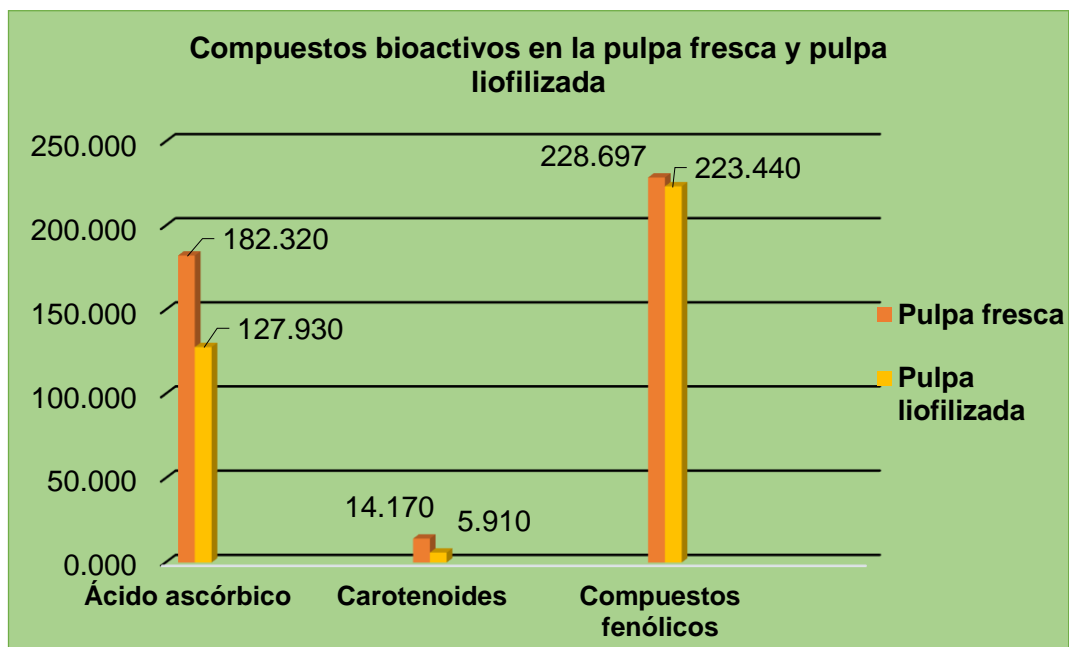


Figura 16. Variación de los compuestos bioactivos en la pulpa de aguaymanto por efecto de liofilización.

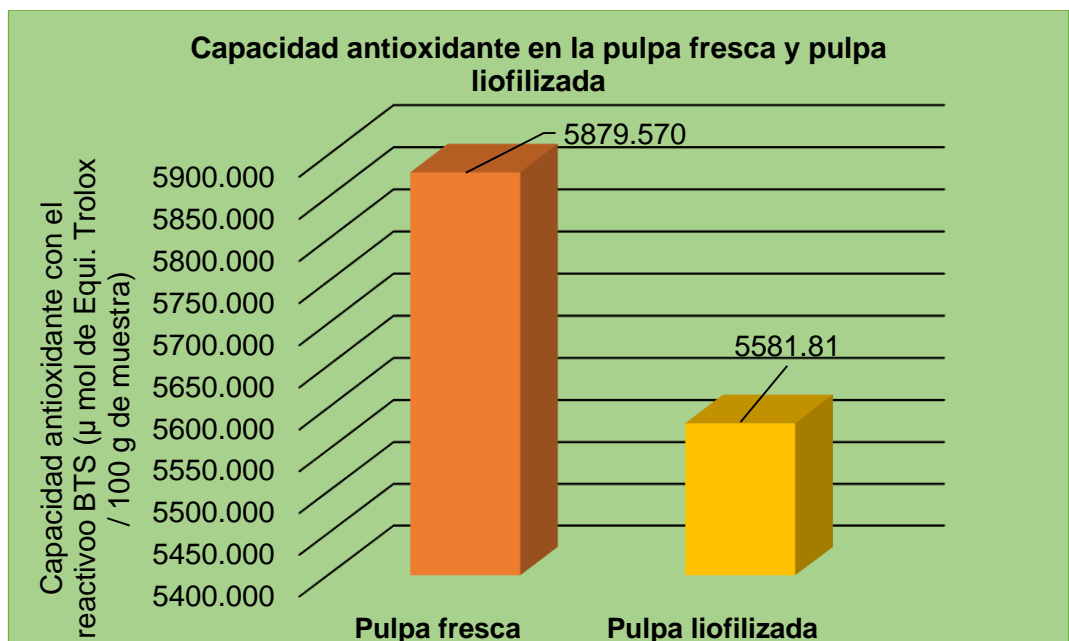


Figura 17. Variación de capacidad antioxidante en la liofilización.

La figura 17 muestra la pérdida de la capacidad antioxidante presente en la pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) debido a la liofilización presentando una variación notable de 5879.57 a 5581.81 (μmol de Equi. Trolox /100 g de muestra) y reteniendo un 94.94%.

Ramírez (2006), menciona que el proceso de liofilización en alimentos se ha considerado como el mejor método de deshidratación que además de conservar las características organolépticas y nutritivas de los alimentos. Este método no altera la estructura fisicoquímica del material, pero permite su conservación indefinida sin cadena de frío, con menos del 15 % de humedad y alta estabilidad microbiológica.

Sin embargo, la liofilización tiene efecto sobre la capacidad antioxidante. Concuera con Chang *et al.*, (2006) donde menciona, en algunos estudios anteriores, se han reportado pérdidas de vitaminas del alimento y el valor nutricional debido a la liofilización. Shofian *et al.*, (2011). Menciona también es evidente que la composición de algunos antioxidantes y su actividad antioxidante de los frutos se ven afectados por la liofilización.

4.4. Resultados y discusión de determinación de las propiedades físico-químicas en la pulpa fresca y liofilizada.

A continuación se muestran, los resultados de propiedades físico-químicos.

Tabla 16. *Propiedades físico-químicos en la pulpa y pulpa liofilizada.*

Propiedades fisicoquímicas	Pulpa fresca (g)	Pulpa liofilizada (g)
	80.78	5.80
Humedad (%) por 100 g	80.07	7.90
	81.35	6.70
	1.82	6.08
Acidez (g de ácido cítrico/ 100 g de muestra)	1.61	5.89
	1.77	6.01
	14	16
Solidos solubles (°Brix)	14.13	18
	14.39	19
	3.95	3.82
pH	3.77	3.99
	4.09	3.85

4.4.1. Humedad

Tabla 17. *Media y desviación estándar de humedad*

Muestras	Media	Desviación estándar
Pulpa fresca	80.73	0.64
Pulpa liofilizada	6.8	1.05

En la tabla 17 se muestran la media y desviación estándar del porcentaje de humedad en la pulpa fresca, el cual es inferior a 86.10 ± 0.45 y 85.80 reportados por Duque *et al.*, (2011) y Málaga (2013) respectivamente, ligeramente superior a 79.6 reportado por Torres (2011). Mientras, en la pulpa liofilizada la humedad fue de $6.8 \pm 1.05\%$. Además, se aprecia una disminución notable del contenido de humedad de $80.73 \pm 0.64 \%$ a $6.8 \pm 1.05\%$, esta disminución son debido a la pérdida de agua libre en la deshidratación por liofilización.

Según Vargas (2015), la humedad reportada fue de 92.43 ± 1.87 , 91.38 ± 0.70 y 89.47 ± 0.42 en la pulpa, pulpa + semillas y pulpa + semilla + epidermis en cocona fresca, respectivamente. Mientras en la cocona liofilizada reportó una humedad de 4.24 ± 0.42 , 3.55 ± 0.50 y 2.993 ± 0.405 en la pulpa, pulpa + semillas y pulpa + semilla + epidermis, respectivamente. Indicando que no existen diferencia significativa entre los valores del contenido de humedad de la pulpa, pulpa + semillas y pulpa + semilla + epidermis frescas. Sin embargo, concluye que la liofilización influye en el contenido de humedad.

Amores (2011). Determinó un promedio de humedad de 83.7% en mora fresca y mora liofilizada 2.2%, donde concluye que la diferencia es concordante ya que la primera se encuentra en su estado natural y la otra fue sometida a deshidratación por liofilización por tanto ya no cuenta con agua libre; de esta forma tiene mayor concentración de solutos lo que permite un prolongado tiempo de vida útil.

La disminución de humedad que se observado en la pulpa de aguaymanto es concordante con de Amores (2011). Donde mencionan que la pulpa fresca se encuentra en su estado natural, mientras la pulpa liofilizada fue sometida a un proceso de secado y por ende se elimina el agua libre. Vargas (2015) concluye, la liofilización influye en el contenido de humedad.

Las diferencias que se encuentran con estos autores son debido al tipo de fruta, modo de acondicionamiento y otros factores tales como velocidad de congelación, presión y temperatura de la liofilización que no han sido controlados.

4.4.2. Acidez

Tabla 18. *Media y desviación estándar de acidez*

Muestras	Media	Desviación estándar
Pulpa fresca	1.73*	0.11
Pulpa liofilizada	6.00*	0.10

(*) Expresado en porcentaje de ácido cítrico.

El contenido de acidez en la pulpa fresca se muestran en la tabla 18 el cual es ligeramente superior a 1.59 ± 0.11 y 1.59 ± 0.13 reportados por Duque *et al.*, (2011) y Málaga (2013) respectivamente. Las variaciones que se observan son presumiblemente al estado de madurez de la fruta (anexo 1). Mientras, en la pulpa liofilizada el contenido de acidez fue de 6.00 ± 0.10 . Se aprecia un descenso de

acidez de 1.73 ± 0.11 en pulpa fresca a 6.00 ± 0.10 en pulpa liofilizada, esta variación es debido a la concentración de la pulpa antes de liofilizarse entendiéndose que hay menos agua que extraer y más solutos a obtener.

Amores (2011). Menciona, en la deshidratación los ácidos se combinan y forman sales, lo que hace que se neutraliza y por tanto la acidez es baja. El resultado encontrado es concordante con el autor mencionado.

4.4.3. Sólidos solubles

Tabla 19. *Media y desviación estándar de sólidos solubles*

Muestras	Media	Desviación estándar
Pulpa fresca	14.17	0.64
Pulpa liofilizada	17.67	1.53

En la tabla 19 se aprecia contenido de sólidos solubles ($^{\circ}$ Brix) en la pulpa fresca y en la pulpa liofilizada, los sólidos solubles en la pulpa fresca es ligeramente superior a 13.60 ± 0.59 y 13.70 ± 0.60 reportados por Duque *et al.*, (2011) y Málaga (2013), respectivamente. Estas variaciones en cuanto a la pulpa fresca son debido al estado de madurez de la fruta (anexo 1). Mientras, en la pulpa liofilizada el contenido de sólidos solubles fue de 17.67 ± 1.53 $^{\circ}$ Brix.

Además, se aprecia un aumento del contenido de sólidos solubles de 14.17 ± 0.64 a 17.67 ± 1.53 $^{\circ}$ Brix. Este aumento es debido a la concentración de pulpa en un rotavapor hasta 16 $^{\circ}$ Brix antes de liofilizarse y a la deshidratación.

Donde Amores (2011), menciona, el contenido de sólidos solubles ($^{\circ}$ Brix) aumenta en el liofilizado con respecto a la fruta fresca de 7.4% a 13.3 %. Y concluyó que, el porcentaje de azúcares es mayor en el liofilizado que en la mora fresca, ya se elimina el agua libre y estos son arrastrados, hacia el exterior del alimento donde se concentran. El resultado obtenido se ratifica con este autor por que la pulpa se concentra más y presenta más soluto, presentando un aumento en la liofilización.

4.4.4. pH

Tabla 20. *Media y desviación estándar de pH*

Muestras	Media	Desviación estándar
Pulpa fresca	3.94	0.16
Pulpa liofilizada	3.89	0.09

Duque *et al.*, (2011) y Málaga (2013) en la pulpa fresca, refieren un pH de 3.80 ± 0.1 y 3.70 ± 0.60 respectivamente, inferiores a 3.94 ± 0.16 como se muestra en la tabla 20, que se obtuvo en la presente investigación. Mientras, en la pulpa liofilizada se encontró un pH de 3.89 ± 0.09 .

Las variaciones en cuanto a la pulpa fresca son debido al estado de madurez de la fruta respectivamente y las condiciones de acondicionamiento para el momento de análisis; además el tipo de fruta a deshidratar.

Sin embargo, Amores (2011) encontró en la mora fresca un pH de 3.4, mientras en la mora liofilizada un pH de 5.2, y concluyó que la diferencia es concordante ya que el uno está en su estado natural y el otro ya fue sometido a un tipo de deshidratación, en donde los ácidos se combinan y forman sales.

En la tabla 20 se aprecia el pH de pulpa liofilizada presenta una disminución, donde no concuerda con el autor mencionado, las diferencias se deben a los factores tales como concentración de pulpa, velocidad de congelación, presión y temperatura de liofilización, donde estas no se controlados durante la liofilización.

4.4.5. Actividad de agua

En siguiente tabla se muestra los resultados de análisis de actividad de agua.

Tabla 21. *Actividad de agua*

Muestras	Actividad de agua (Aw)
Pulpa fresca	0.96
Pulpa liofilizada	0.40

En la tabla 21 se reportan los resultados de actividad de agua, la cual fue 0.96 en la pulpa fresca y 0.4 en pulpa liofilizada, la diferencia es concordante ya que la primera se encuentra en su estado fresco, por ende presenta mayor actividad de agua, de allí es su susceptibilidad al deterioro, mientras la otra fue sometida a la liofilización por tanto ya no cuenta con agua libre.

Barbosa *et al.*, (2000) mencionan, en general, actividades de agua por debajo de 0.8 hacen al alimento muy seguro de un posible problema microbiológico pero no se inhiben las reacciones químicas y bioquímicas, en tanto que con actividades de agua por debajo de 0.3 los alimentos serán muy seguros en todos los aspectos, salvo a las reacciones de oxidación.

Martínez *et al.*, (1998) menciona. Que los polvos obtenidos por liofilización corresponden a productos deshidratados según su actividad de agua, ya que fueron valores inferiores a 0.283. La estabilidad de un producto se puede alcanzar cuando la A_w se encuentra entre 0.2 y 0.4, que corresponde a la humedad de la monocapa y se logra la conservación en condiciones ambientales.

La pulpa liofilizada presenta una actividad de agua 0.4 que se ubica en el rango indicado por Martínez *et al.*, (1998), que corresponde a la humedad de la monocapa y se logra la conservación en condiciones ambientales.

4.5. Perfil de temperatura en el proceso de liofilización

- **Curva de congelación**

A continuación, se muestra curva de congelación seguido durante la liofilización; además el anexo 4 se muestra los datos de la relación de tiempo y temperatura de congelación y sublimación de la pulpa de aguaymanto.

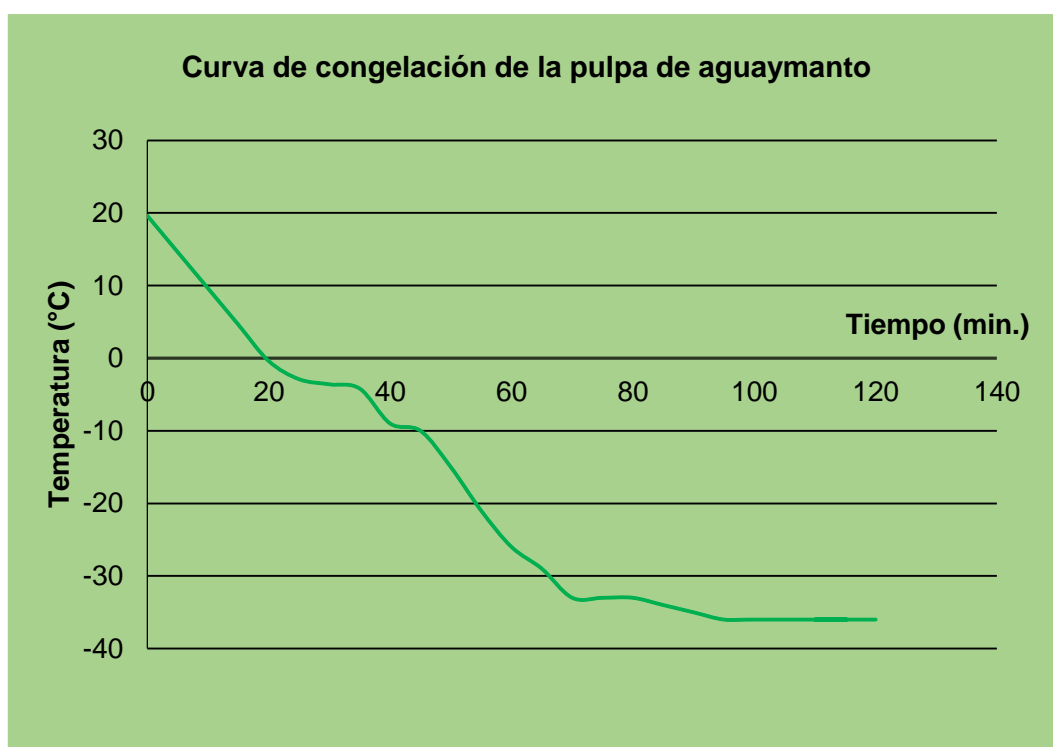


Figura 18. Curva de congelación de la pulpa

En la figura 18 se aprecia, a medida que pasa el tiempo la temperatura desciende donde se inicia el punto de congelación de la pulpa a $-2.9\text{ }^{\circ}\text{C}$; así mismo, presenta una tendencia lineal negativa, la etapa de congelación completa llegó hasta una temperatura de $-36\text{ }^{\circ}\text{C}$ (solidificación) punto eutéctico. Durante 120 minutos o 2

horas, la congelación fue lenta debido al uso del refrigerante R-134a en el congelador.

Bautista *et al.* (2014) observaron. En el fruto de aguaymanto liofilizado sin cascara, a medida que pasa el tiempo la temperatura del producto desciende llegando al punto donde se inicia la congelación, cercano al 0°C, después de 25 minutos. Luego continúa el descenso de temperatura hasta -34°C a partir del cual la tendencia se hace asintótica, lo que indica el fin del congelamiento donde se alcanza el mayor porcentaje de nucleación de cristales del agua contenida en el producto.

El resultado obtenido en cuanto a la curva de congelación de la pulpa de aguaymanto fue similares al de Bautista.

Ramírez (2006), menciona “la congelación de un producto puede tener efectos dañinos debido a la concentración de las sales o azúcares en la región intersticial de la matriz. Si el crecimiento del hielo en la formulación es relativamente lento, entonces el ingrediente activo, por ejemplo proteínas, en el fluido intersticial está expuesto por largos períodos a una solución electrolítica concentrada, bajo esas condiciones, las proteínas se desnaturaliza o se vuelve inservibles para el uso final pretendido. En las células, la formación de una solución de sal concentrada, causará un incremento de la presión osmótica, el exceso del agua que ingresa a la célula destruye la membrana”.

- **Curva de sublimación**

A continuación se reporta la curva de sublimación seguido durante la liofilización, asimismo se observan los datos de dicha curva en anexo 05.

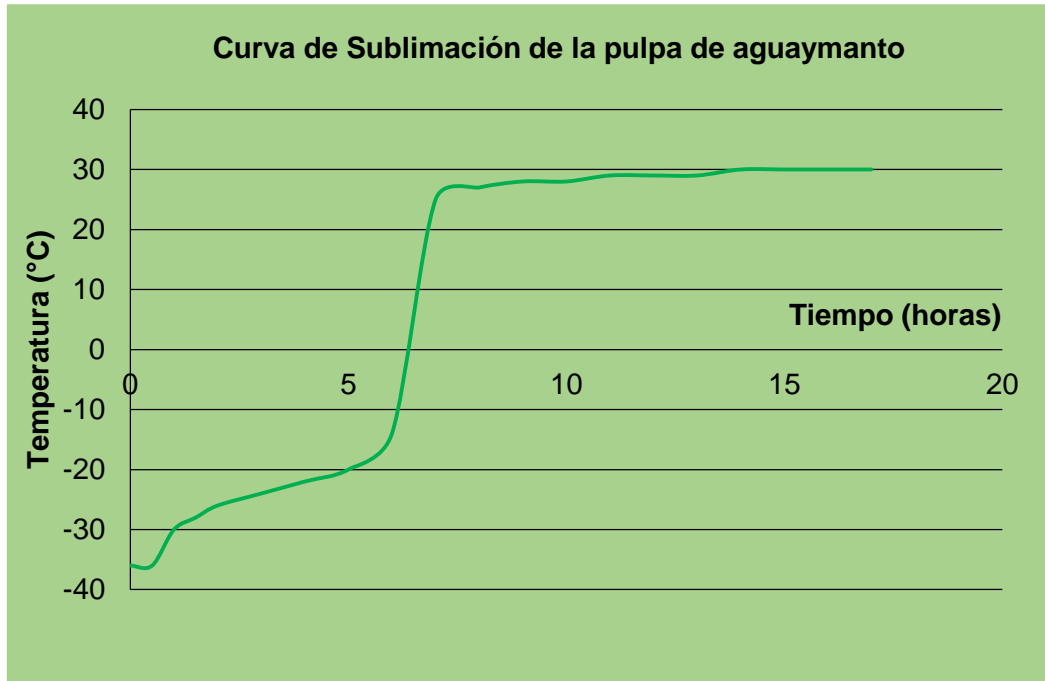


Figura 19. Curva de sublimación de la pulpa

Para la sublimación a una presión de vacío 0.110 mbar, donde se mantuvo constante hasta que la sublimación de la pulpa alcance a una temperatura de 30 °C. También, la temperatura del condensador fue – 85 °C. El tiempo sublimación fue de 17 horas. El tiempo total de la liofilización duró 19 horas. Así mismo, se ha observado que la temperatura de sublimación de hielo incrementa con el tiempo, y presenta una pendiente positiva, hasta alcanzar a un constante como se aprecia en la figura 19. Según Bautista *et al.* (2014), En la sublimación del fruto de aguaymanto liofilizado sin cascaras, apreciaron también una relación directa, es decir a medida que aumenta la temperatura debido al suministro de calor de sublimación, también se incrementa la temperatura llegando hasta un máximo de 40°C, a partir del cual la curva tiende a una asíntota y cualquier tiempo adicional ya no modifica la temperatura del producto. El tiempo de liofilización fue de 72.5 horas y la temperatura de secado fue de 40° C.

Odette (2012), en su investigación. Determinó un protocolo de liofilización para pulpa de frambuesa cuyo ciclo de congelación alcanzó hasta -40 °C en 135 min, seguido por un ciclo de secado primario a 15 °C durante 1140 min y un secado secundario a 25 °C durante 120 min, ambas temperaturas de secado se realizaron bajo una presión programada de 200 mTorr. Cuando en el proceso de liofilización

Orrego (2003), menciona “cuando en el proceso de liofilización comienza el calentamiento empieza a formarse un frente de sublimación o interfase entre la capa seca y la capa congelada de la muestra el cual avanza progresivamente, y, para un determinado instante, a una temperatura de interfase le corresponde una determinada presión de saturación. La transferencia de masa ocurre por la migración de vapores a través de la capa seca de la muestra bajo la acción de una diferencia de presión, esta transferencia es alta cuando la diferencia de presión es grande”.

Estas variaciones son debido al control de temperatura y programación de estos factores en un equipo de liofilizador.

CONCLUSIONES

- La liofilización es un método de conservación, conservan propiedades propias de la fruta fresca. Sin embargo, este proceso disminuyó moderadamente los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante presentes en la pulpa de aguaymanto a excepción de los compuestos fenólicos.
- En la pulpa fresca de aguaymanto el contenido de compuestos bioactivos como el ácido ascórbico fue mayor a los reportados por los autores, los carotenoides (β – caroteno) están en el rango o cercanos, y los compuestos fenólicos fueron cercanos, estas diferencias son debido al estado de madurez donde esta influye directamente en los contenido de los compuestos bioactivos.
- En la liofilización el contenido de ácido ascórbico presentó una pérdida de 29.87 por ciento, el β – caroteno de 58.29 por ciento y compuestos fenólicos de 2.24 por ciento respecto a la pulpa fresca, siendo los carotenoides el que se perdió más en este proceso y el compuesto fenólico tuvo mayor retención y el menos influenciado.
- En la pulpa fresca la capacidad antioxidante encontrado fue mayor a los valores reportados por otros autores.
- En La liofilización se pudo evidenciar una pérdida de 5.02 por ciento de la capacidad antioxidante con respecto a la pulpa fresca.
- En el proceso de la liofilización sufrieron cambios significativos la humedad, acidez, solidos solubles y actividad de agua, a excepción el pH respecto a la pulpa fresca. Esta pérdida es muy importante para considerar a la liofilización como un proceso de conservación en el alimento debido a que bajos valores de actividad de agua inhiben el crecimiento de microorganismos.

RECOMENDACIONES

- Es muy importante el uso de los agentes encapsulantes, para la liofilización de pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*), ya que estos encapsulan e incrementan la retención de dichos compuestos estudiados y capacidad antioxidante evitando la higroscopicidad de la pulpa, con una actividad de agua mucho menor.
- Realizar a futuro una investigación estudiando la influencia de la velocidad de congelación y de la velocidad de sublimación de la liofilización sobre los compuestos bioactivos y propiedades físico-químicos en el aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).
- Realizar un estudio de la densidad de carga para someter a la liofilización de la pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*).
- Complementar la investigación tomando en cuenta los factores como la temperatura y presión de vacío que afectan en el proceso de liofilización de pulpa de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) frente a sus compuestos bioactivos y su actividad antioxidante.
- Después del estudio realizado con la pulpa de *Physalis peruviana L.* liofilizada, se recomienda estudiar más a fondo el proceso de liofilización en frutas, puesto que aparte de la temperatura y la presión de vacío, existen otras variables que afectan al alimento durante éste proceso.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Amores, V. D. (2011). Evaluación Nutritiva y Nutracéutica de la Mora de castilla (*Rubus glaucus*) deshidratada por el método de liofilización y comparación con la obtenida por la deshidratación en microondas y secador en bandejas. *Bioquímica y Farmacia*, p 110.
- AOAC. (1980). Asociación de los Químicos Analíticos Oficiales. *Método 981.05*.
- AOAC. (2005). Asociación de los Químicos Analíticos Oficiales. *Método 932.12*.
- AOAC. (2005). Asociación de los Químicos Analíticos Oficiales. *Método 942.15*.
- Arnao, M. (2001). Some Methodological problems in the determination of Antioxidant Activity Using Chomogen Radicals. *A practical case. Trends in food Science and Technology*.
- Ayala, A. S. (2010). Liofilización de pitahaya amarilla (*Selenicereus megalanthus*). *Revista de la facultad farmacéutica*, 17(2), pp.121-127.
- Badui, D. S. (2006). *Química de los Alimentos*. México: 4ta Edición, PEARSON.
- Barbosa, Cánovas, G., y Vega, H. (2000). *Deshidratación de Alimentos*. Zaragoza - España: Acribia.
- Barreto, H. (1966). Liofilización. Un método de secado para alimentos. *Instituto Interamericano de ciencias agrícolas de la OEA, Zona Andina*.
- Bautista, M. C., Reyna, I. M., Bravo, M. A., y Aguirre, R. M. (2014). Obtención de aguaymanto (*Physalis peruviana*) liofilizado. *Revista Peruana Química Ingeniería Química*, Vol. 17 N.º 1 , 2014. Págs. 37-42.
- Belitz, H., & Grosh, W. (1988). *Química de los Alimentos*. Zaragoza - España: Acribia.
- Brito, D. (2009). Producción de uvilla de exportación. *Federación Ecuatoriana de Tecnología Apropiada (FEDETA)*.
- Calvo, I. (2009). El Cultivo de la uchuva (*Physalis peruviana*), manejo Integrado de cultivos, frutales de altura. *Boletín N° 10. Instituto Nacional de Innovación y Transferencia en Tecnología Agropecuaria. San José - Costa Rica*.

- Cano, M., Stringheta, P., Ramos, A., & Cal, V. J. (2005). Effect of the carriers on the microstructure of mango powder obtained by spray drying and its functional characterization. *Innovative food Science and Emerging Technologies*, 6(4), pp.420-428.
- Cañas, M., y Buschiazzo, H. (2000). Antioxidantes. *Suplemento o Dieta*, n. 57.
- Cásales, A. (1997). *Bioquímica y fisiología del estrés oxidativo*. Madrid - España: Real Academia de Farmacia.
- Castro, A., Rodríguez, L., y Vargas, E. (2008). Secado de uchuva (*Physalis peruviana L.*) por aire caliente con pre tratamiento de osmodeshidratación. *Universidad de Antioquia Medellín - Colombia*, volumen 15.
- Ceballos, A., Osorio, G., & Orrego, C. (2008). Effect of freezing rate on quality parameters of freeze-dried soursop fruit pulp. *Journal of food engineering*, 111(2), pp. 360-365.
- Cedeño, M., y Montenegro, D. (2004). Plan exportador, logístico y de comercialización de uchuva al mercado de estados unidos para fruta expo S.C.I. ITDA (Tesis de Ingeniería Industrial). *Pontificia Universidad Javeriana, Facultad de Ingeniería. Bogotá Colombia*.
- Cerón, I., Higueta, J., y Cardona, C. (2010). Capacidad antioxidante y contenido fenólico total de tres frutas cultivadas en la región Andina. V.5.
- Cerón, I., Higueta, J., y Cardona, C. (2011). Capacidad antioxidante y contenido fenólico total de tres frutas cultivadas en la región andina. *Vector*, p.17-26.
- Chang, C., Lin, H., Chang, C., & Liu, Y. (2006,). Comparisons on the antioxidant properties of fresh, freeze-dried and hot-air-dried tomatoes. *J. Food Eng.* , 77, 478–485.
- Colombiana, N. T. (s.f.). 4580.
- Cuq, B., Rondet, E., & Abecassis, J. (2011). Food powders engineering, between knowhow and science: constraints, stakes and opportunities. *Powder technology*, 208(2), pp.244-251.
- Delgado, O., Betanzos, G., & Sumaya, M. (2010). Importancia de los antioxidantes en la disminución de estrés oxidativa. *Revista científica de América Latina REDALYC*.

- Duque, A., Giraldo, V., y Quintero. (2011). Caracterización de la fruta, pulpa concentrado de uchuva (*Physalis peruviana L.*). *Tema Agraria*, 16: 75-83.
- Encina, C. (2006). Influencia del desecado y composición del almíbar en la optimización del tratamiento térmico de la conserva de Aguaymanto (*Physalis peruviana Linnaeus*) para mayor retención de ácido Ascórbico. *Tesis de Magister Scientiae Lima - Perú. UNALM.*
- Fellows, P. (1994). *Tecnología de procesado de los alimentos principios y perspectivas*. España: Acribia.
- Fennema, O., Damodaran, S., y Parquin. (2000). *Química de los Alimentos*. Zaragoza- España: Lengua Española. ACRIBIA S.A.
- Fischer, G. (1995). Influencia de la temperatura de la zona radicular sobre crecimiento y desarrollo de la uchuva (*Physalis peruviana L.*). Tesis de doctorado. Humboldt - Universidad Berlín. p. 189-198.
- Geankoplis, C. (1998). *Proceso de Transportes y Operaciones Unitarias* . Zaragoza - España, 3ra Edición: Acribia.
- Gerogé, S., Brat, P., Alter, P., & Amiot, M. (2005). Rapid Determination of Polyphenols and Vitamin C in Plant - Derived Products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*.
- Gómez, H., Parra, R., Santos, J., & Rene, F. (2003). Modelo Conceptual para la Liofilización de Alimentos Fina e-Gnosis Vol. 1.
- González, S., Muñoz, R., y Valls, B. (2001). Actividad Antioxidante de la Cerveza. *Estudios in Vitro e in vivo. Departamento de biotecnología y ciencia de los alimentos, Universidad de Burgos departamento de Pediatría, Ginecología y Obstetricia. Universidad de Valencia.*
- Grajales, L. C. (2005). Liofilización de carambola (*averrhoa carambola L.*) osmodeshidratada. *Ingeniería y competitividad*, 7(2), pp.19-26. .
- Gutiérrez, P. (2008). *Análisis y diseño de experimentos*. México: Mc Graw Hill. Tercera Edición.
- Huaraca, A. A. (2011). Evaluación nutritiva y nutracéutica de la frutilla (*Fragariavesca*) deshidratada por el método de liofilización y comparación

con la obtenida por deshidratación en microondas. *Riobamba - Ecuador tesis de Grado.*

Ibarz, A., Barbosa, G., y Cánovas. (2005). *Operaciones Unitarias en la Ingeniería de Alimentos*. España: Mundi- Prensa.

INCOTEC. (1999). Instituto Colombiano de Normas Técnicas. Frutas frescas. Uchuva. *Especificaciones NTC 4580. Bogotá*, 1-15.

Kasper, J., Winter, G., y Friess, W. (2013). Farmacia y Bioquímica. *Revista Europea Volumen 85*, 162-169.

Luh, B. (1998). Antioxidantes y fitoquímicos fenólicos en algunas frutas y vinos. *Fruit Process 12*, 500-504.

Málaga, B. (2013). Efecto de procesamiento de puré de aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) sobre las vitaminas C, compuestos fenólicos totales, carotenoides totales y Capacidad Antioxidante. *Tesis para optar grado de Magister Scientiae en tecnología de los alimentos- UNALM - Lima - Perú.*

Martinez, N., Andrés, A., y Chiralt, A. y. (1998.). Termodinámica y cinética de sistemas alimento entorno. Servicio de publicaciones.

Meléndez, A., Bejines, E., Vicario, I., & Heredia, F. (2004). Vitamin C in orange juices determined by HPLC: influence of the wavelength of detection. *Italian Journal of food science*, 16(1), pp.79-85.

Muñoz, J., Ramos, E., Alvarado, U., y Castañeda, B. (2007). Evaluación de Capacidad de Antioxidante y Contenido de los Compuestos Fenólicos en Recursos vegetales Promisorios. Lima - Perú. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 73(3), 142- 149.

Murillo, E. (2005). Actividad antioxidante de bebidas de frutas y de té comercializadas en costa rica. *Instituto de alimentación y nutrición Universidad de Panamá.*

Odette, M. L. (2012). Obtención de pulpa de frambuesa liofilizada y aplicación en yogurt como colorante saborizado natural. *Santiago- chile.*

Orrego, A. (2003). *Procesamiento de Alimentos* (primera ed.). Colombia: Manizales.

- Orrego, A. C. (2008). *Congelación y liofilización de alimentos*. Colombia: Manizales Caldas.
- Palencia, Y. (2010). *Sustancias bioactivas en los alimentos*. España - Zaragoza: UNIZAR.
- Pokorny, J., Yanishiieva, N., y Gordan, M. (2001). *Antioxidantes de los Alimentos*. Zaragoza - España: Acribia.
- Ramadan, M. (2011). Bioactive Phytochemicals, Nutritional value, and Funtional Properties of Cape gooseberry (*Physalis peruviana*). *An overview. Food Research International*, 44(7).
- Ramírez, J. (2011). *Liofilización de Alimentos*. Universidad del Valle. Cali, Colombia: ReCiTeIA, V.6 n.2.
- Ramírez, N. (2006). *Liofilización de Alimentos*. Colombia: ReCiTeIA.
- Rangel, M. (2004). Liofilización de guacamenlo. Publa: Unversidad de Américas. Available at: http://catarina.udlap.mx/u_dl_a/tales/documentos/ (accessed 31).
- Repo de Carrasco, R., y Encina, C. Z. (2008). Determinación de la Capacidad Antioxidante y Compuestos Bioactivos de Frutas Nativas Peruanas. *Sociedad Química del Perú*, 74, pp (108-124).
- Repo, C. R., Encina, Z. C., y Ureña, M. (2012). Determinación de los Compuestos Bioactivos y Capacidad Antioxidante del Aguaymanto (*Physalis peruviana* 1753) y de su conserva en almíbar maximizando la retención de Ácido ascórbico. *Revista Sociedad Química de Perú*, 72: 108-124.
- Rodríguez, U., Sheila, y Erika. (2007). Efecto de la Ingesta de *Physalis peruviana* (Aguaymanto) sobre la glicemia postprandial en adultos jóvenes. *Revista Med. Vallejana*, 4(1): 43-53.
- Shofian, N. M., Hamid, A. A., Osman, A., Saari, N., Anwar, F., Pak Dek, M. S., & Hairuddin, M. R. (2011). Effect of Freeze-Drying on the Antioxidant Cmpounds and Antioxidant Activity of Selected Tropical Fruits. *International Journal of Molecular Sciences*, 12(7), pp.4678-92.
- Sicha, M. A., y Lock de Ugaz, O. (1995). Liofilización. *Revista de Química*, Vol. IX N° 2.

- Singh, P., & Heldman, R. (2001). *Introduction to Food Engineering*. Londres - Inglaterra: Esvier.
- Singleton, V., & Rossi, J. (1965). Colorimety of total phenolies with phosphomolybdic - photungstic reageants. *Am. J. enol. Vitic.* 16, 144 - 158.
- Talcott, S., & Howard, R. (1999). Phenolic autooxidation is responsable for color degradation in processed carrot purre. *J Agric Chem* 47, 2109 - 2115.
- Tarín, F. M., García, M. E., y Andújar, P. I. (2015). Evaluación Funcional de Extractos de Mora y Fresa Liofilizada. Universidad Politécnica de Valencia.
- Torres, J. (2011). Elaboración de néctar de uvilla (*Physalis peruviana L.*) usando sacarina, dos concentraciones de estabilizante y dos tiempos de pasteurización. Tesis (Ingeniería Industrial). *Ibarra, Ecuador Universidad Técnica del Norte, Facultada de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales.*
- Vargas, M. D. (2015). Efecto de la liofilización sobre las propiedades fisicoquímicas y vida útil de Cocona (*Solanum sessiliflorum Dunal*) en polvo. Colombia. p. 194.
- Webb, G. (2007). *Complementos Nutricionales y Alimento Funciones*. Zaragoza - España: ACRIBIA.
- Welti, J., Vergara, F., Pérez, E., & Reyes, A. (2005). Fundamentals and new tendencies of freeze-drying of foods. Universidad de las Américas. Segundo Simposio International de Innovación y Desarrollo de Alimentos.

ANEXOS

Anexo 1. Características de materia prima, color externo e interno y características del aguaymanto en diferentes estados de madurez.

Características	Media	Desviación estándar
Ceniza (%) por 100 g.	0.56	0.06
Proteína (%) por 100 g.	1.06	0.03
Índice de madurez	8.18	...

Parámetros	*Externo	*Interno
L	69.49 ± 4.48	60.75 ± 3.87
a*	12.09 ± 1.38	10.31 ± 0.47
b*	57.39 ± 1.44	44.19 ± 1.23

*El análisis fue realizado por triplicado.

Estado	Externo del fruto	°Brix mínimo	% de ácido cítrico	Índice de madurez °brix/%ácido
Cero	Fisiológicamente desarrollado, color verde oscuro	9.4	2.69	3.5
Uno	Color verde de poco más claro	11.4	2.70	4.2
Dos	Color verde se manifiesta en las zonas cercanas al caliz y hacia el centro del fruto aparecen unas tonalidades anaranjadas	13.2	2.56	5.2
Tres	Color anaranjado claro con visos verdes hacia la zona del cáliz	14.1	2.34	6.0
Cuatro	Color anaranjado claro	14.5	2.03	7.1
Cinco	Color anaranjado	14.8	1.83	8.1
Seis	Color anaranjado intenso	15.1	1.68	9.

Fuente: (INCOTEC, 1999)

Anexo 2. Equipos usados de laboratorio



Balanza analítica AG 0.01 g



Estufa Eléctrica



pH metro digital Thermo cientific Orion



Refractómetro ABBE



Rota vapor HEIDOLPH



Liofilizador marca LABCONCO MODELO 7754040

Anexo 3. Obtención de la pulpa fresca y pulpa liofilizada de aguaymanto



Selección de materia prima



Lavado y Desinfección



Pulpeado



Concentración de la pulpa



Liofilización de pulpa



Pulpa Liofilizada

Anexo 4. Relación de tiempo y temperatura de congelación de la pulpa

Tiempo (min)	Temperatura de la pulpa (°C)
0	19.6
5	14.6
10	9.6
15	4.6
20	-0.4
25	-2.9
30	-3.6
35	-4.2
40	-9
45	-10
50	-15
55	-21
60	-26
65	-29
70	-33
75	-33
80	-33
85	-34
90	-35
95	-36
100	-36
115	-36
110	-36
115	-36
120	-36

Anexo 5. Relación de tiempo y temperatura de sublimación de la pulpa

Tiempo (Horas)	Temperatura (°C)
0	-36
0.5	-36
1	-30
1.5	-28
2	-26
3	-24
4	-22
5	-20
6	-14
7	25
8	27
9	28
10	28
11	29
12	29
13	29
14	30
15	30
16	30
17	30

Anexo 6. Variables de operación para la liofilización de la pulpa

Variables controladas	Valor
Presión de vacío	0.110 mbar
Temperatura del condensador	-85 °C
Temperatura del equipo	40 °C
Peso de la muestra	150 g de pulpa
Temperatura de la muestra antes de congelar	19.6 °C
Temperatura inicial de congelación de la pulpa	-2.9 °C
Diámetro de las bandejas	30 cm x 30 cm
Espesor de las bandejas	2.5 cm
Sólidos solubles de la muestra (°Brix)	16 °Brix
Temperatura de congelación de la muestras	-36 °C
Temperatura de secado de muestra	30 °C
Tiempo de secado	19 horas

Anexo 7. Metodología para cuantificar el ácido ascórbico.

Fundamento

La determinación de ácido ascórbico por el método espectrofotométrico, se basa en reducción del colorante 2-6 diclorofenolindofenol, por efecto del ácido ascórbico en solución. El contenido de ácido ascórbico es directamente proporcional a la capacidad de un extracto de muestra para reducir una solución estándar de colorante determinada espectrofotométricamente. (Methods of assay, 1974)

Procedimiento

1. Se pesó 5 g de la pulpa fresca bien homogeneizado.
2. En una solución de 25 ml ácido oxálico al 0.4% se adicionó los 5 gramos de muestra.
3. Homogeneizó por un minuto la mezcla y se centrifugó por un tiempo de 15 min. a 4000 rpm.
4. Luego se tomó una alícuota del sobrenadante del centrifugado y se determinó L1.
5. En un tubo III colocó 1 ml del filtrado (muestra) más 9 ml de agua destilada y con esta se ajustó a cero la absorbancia.
6. En el tubo IV se colocó 1 ml de filtrado (muestra) más 9 ml de solución coloreada y se registró la absorbancia L2 después de 15 minutos.
7. Posteriormente se colocó (L1-L2) y se obtuvo la concentración de ácido ascórbico a partir de la curva de estándar.

Curva de calibración para el ácido ascórbico

En la siguiente figura se muestra la curva de calibración de ácido ascórbico.

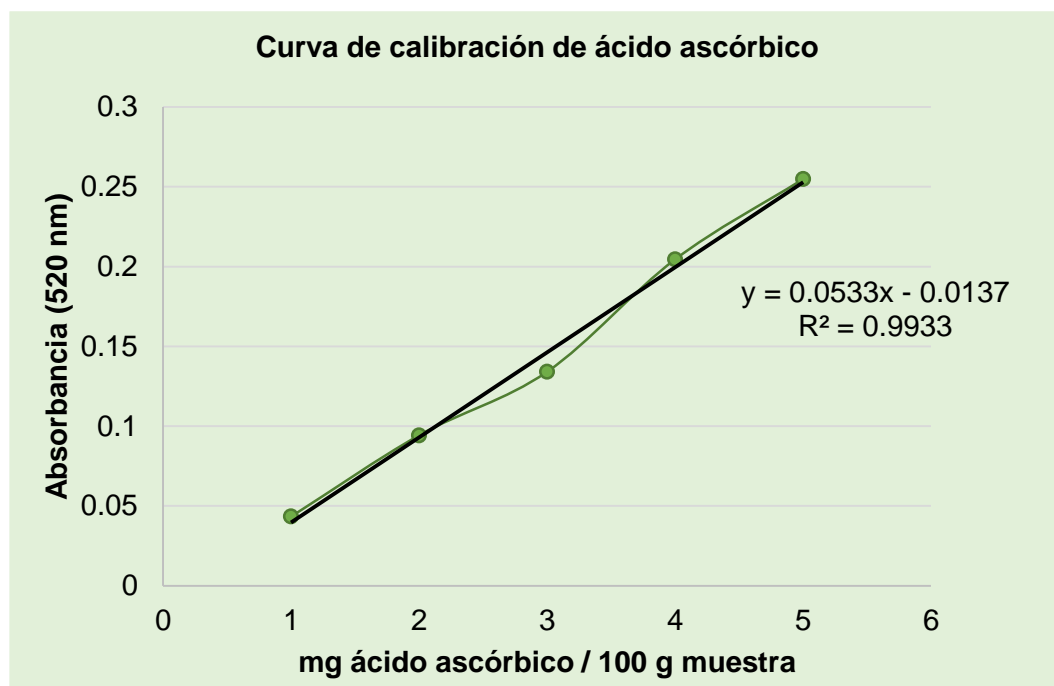


Figura 20. Curva de calibración para el ácido ascórbico

Cálculo de la concentración de ácido ascórbico

- **Para la pulpa fresca**

Para la pulpa fresca de aguaymanto se tuvo en cuenta la concentración teórica de la pulpa (26.00 mg/ 100 g de pulpa); es por ello necesitamos diluir la muestra; ya que la ecuación de la curva que se realizó está en un rango de concentración 1 mg/100 mL- 5 mg/ 100 mL. Para hallar el volumen de muestra a diluirse se aplicó la siguiente fórmula.

$$C_1V_1 = C_2V_2$$

En la aplicación de esta ecuación se tiene por objetivo calcular el V_1 que se tiene que extraer la pulpa fresca, para que sea diluido en una fiola de 100 mL (V_2) suponiendo que la pulpa fresca tiene 26.00 mg de ácido ascórbico (C_1) y el (C_2) es la concentración de la curva que se le da a 3 mg/ 100 mL. es así aplicando todo esto podemos hallar el V_1 ; donde indica la cantidad de zumo que se tiene que extraer.

Para hallar el verdadero valor de concentración de ácido ascórbico de la muestra se tiene en cuenta el factor de dilución; que es:

$$Fd = \frac{\text{volumen de la fiola (50 ml)}}{\text{volumen de la muestra (V1)}}$$

- **Para la pulpa liofilizada**

Se pesó la bandeja de liofilizador y la muestra; antes de ingresar al proceso de liofilización.

Luego pasado el proceso se pesa nuevamente, la pérdida de peso el agua que se ha eliminado en el proceso de liofilización; es así que tiene que agregarle que se ha eliminado; volviéndola a su estado natural (rehidratación) de la pulpa (antes de ingresar al proceso de secado por liofilización) para poder analizar la concentración de ácido ascórbico, compuestos fenólicos totales, carotenoides totales (β -carotenos) y capacidad antioxidante. Es así que se pudo realizar la cuantificación de ácido ascórbico, compuestos fenólicos totales, carotenoides totales (β -carotenos) y capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada de aguaymanto, y encontrar la influencia del proceso.

En la siguiente figura se observa la cuantificación del ácido ascórbico.

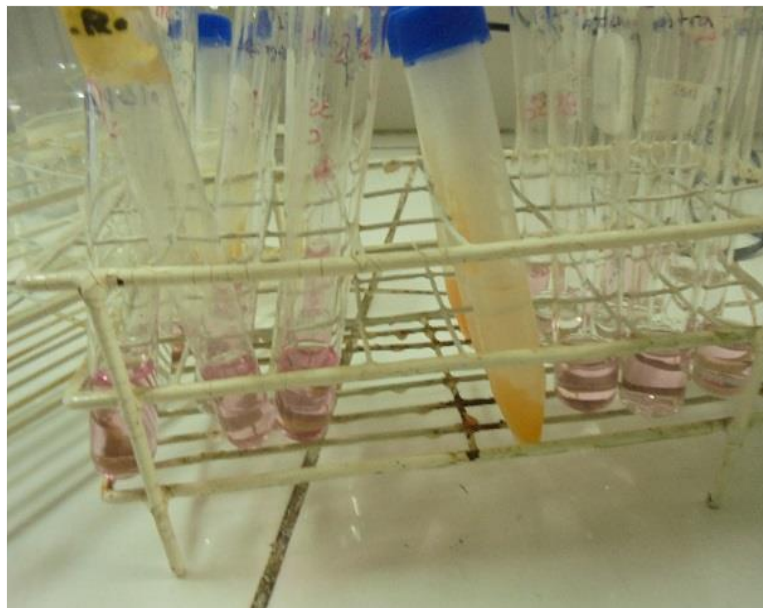


Figura 21. Cuantificación de ácido ascórbico

Anexo 8. Metodología para cuantificar los carotenoides totales (β -caroteno) en la pulpa fresca y liofilizada.

Fundamento

Los carotenoides totales se determinan espectrofotométricamente usando una curva de calibración de β -caroteno. Las concentraciones calculadas por este método se reportan en ($\mu\text{g/g}$) del total de carotenoides en frutas.

Preparación

1. En condiciones oscuras se añadió dentro un matraz con tapa, aproximadamente 2 g de muestra y se le adicionó 20 ml de una solución de acetona: etanol (1:1) que contenga 20 mg/ BHT (Butilhidroxitolueno).
2. Esta mezcla se homogeneizó hasta obtener una consistencia uniforme.
3. Se lavó el remanente del homogeneizador con menor cantidad posible del solvente.
4. Se filtró el homogeneizado a través de papel whatman #4, lavando con el solvente (acetona: alcohol) hasta que no se observe más cambio en el color. Se evita exceder un volumen de 100 ml.
5. Se transfirió la solución a una fiola de 100 ml y se añadió solvente hasta obtener un volumen total de 100 ml. Luego se transfirió la solución a una pera de decantación, que tenga la capacidad mínima de 150 ml.
6. Seguidamente se añadió 50 ml de hexano a la mezcla y se agitó vigorosamente y se dejó la solución en reposo por 20 min hasta que ocurre una separación.
7. Luego se añadió 25 ml de agua nano pura y se mezcló la solución y se dejó la solución en reposo hasta una separación de fases.
8. Se llevó el espectrofotómetro a cero usando hexano como estándar.
9. Se colocó un alícuota de la solución de carotenoides que es la que se encuentra encima de la solución (fase hexano) en una cubeta de vidrio, la cual se llevó a espectrofotómetro a una lectura de 470 nm.
10. Posteriormente se calculó la concentración de carotenoides usando la curva de estándar y la siguiente ecuación.

$$Y = 0.0048 x$$

Donde:

Y: Absorbancia a 470 nm.

El contenido de carotenoides totales se expresa en mg de β -caroteno/100 g y se calcula mediante la ecuación.

En la siguiente figura se observa la cuantificación de carotenoides totales (β -caroteno)



Figura 22. Cuantificación de carotenoides totales

Anexo 9. Metodología para cuantificar los compuestos fenólicos en la pulpa fresca y liofilizada.

Fundamento

Los polifenoles se destacan por su amplia disponibilidad en la naturaleza y su elevada capacidad antioxidante, por lo que el potencial beneficio para la salud de los alimentos de origen vegetal está relacionado con su contenido en compuestos fenólicos.

El ensayo Folin-Ciocalteu, ha estado utilizado durante muchos años, como medida del contenido en compuestos fenólicos totales en productos naturales. Aun así, el mecanismo básico es una reacción redox, por lo que se puede considerar, como otro método de medida de la actividad antioxidante total.

Procedimiento

Se usó el método recomendado por Swain y Hills (1959). Este método se basa en la reacción de oxidación que ocurre entre los compuestos fenólicos y el reactivo Folin-Ciocalteu. La intensidad de color formado es proporcional al contenido de compuestos fenólicos totales presentes en la muestra analizada. El procedimiento es el siguiente:

1. Se pesó 5 g de pulpa y 1 g de pulpa liofilizada y se licuó con 200 ml de Metanol dentro de un tubo falcón.
2. Posteriormente se mezcló en un homogeneizador a alta velocidad hasta una consistencia uniforme (0.5 a 1 min.).
3. Luego se dejó macerar a 20 a 74 horas a 4° C.
4. Transcurrido ese tiempo se centrifugó 29000 G o 14500 rpm por 15 min.
5. Con un micro pipeta se tomó 0.5 ml de la muestra (sobrenadante claro) y se adicionó 8 ml de agua nano pura en un tubo y se centrifugó. A la vez se preparó el blanco 0.5 ml de metanol.
6. Se añadió 0.5 ml del reactivo Folin-Ciocalteu 0.25, se mezcla y dejar reaccionar por 3 min.
7. Pasado tiempo se añadió 1 ml de carbonato de Sodio 1 N con una micropipeta, se dejó reaccionar por 1 hora.
8. Se centrifugó por 15 min. A 29000 G o 14500 RPM.
9. Se llevó el espectrofotómetro a cero con una solución en blanco de metanol.

10. Se colocó una alícuota del sobrenadante en una cubeta de vidrio y se lleva a espectrofotómetro a una lectura de 725 nm.
11. El contenido de compuestos fenólicos totales se expresó como mg de Ácido Gálico Equi./100g de peso basado en la curva estándar realizado.

$$Y = 34,351 X + 0,0477$$

Donde:

Y: mg ácido gálico / g de muestra

X: Absorbancia de la muestra (725 nm)

En la siguiente figura se observa la cuantificación de compuestos fenólicos totales.



Figura 23. Cuantificación de compuestos fenólicos totales

Anexo 10. Metodología para determinar la capacidad antioxidante con el reactivo ABTS.

Fundamento

Método recomendado por Arnao (2001) y adaptado por thaipong *et al.* (2006) tiene como fundamento la decoloración del radical catión (ABTS+) que se produce por la reacción de ABTS (2,2 ácido azinobis- 3-etil-benzotiazolin-6-sulfónico) con persulfato de potasio formado por un radical de color verde intenso, el cual es decolorado en presencia de compuestos antioxidantes.

Procedimiento

1. Se colocaron 3 g de pulpa fresca y 1 g de pulpa liofilizada se añadió 25 ml de metanol.
2. Se mezcló con un homogeneizador, se almacenó 12 – 24 horas a 3 – 4° C.
3. Se centrifugó el homogeneizado por 20 minutos a 15000 RPM.
4. El sobrenadante se extrajo con una pipeta y se colocó en tubos con tapas herméticos de 10 ml de capacidad. Este extracto sirve para medir la capacidad antioxidante hidrofílica.
5. Luego se llevó el espectrofotómetro a cero con metanol.
6. Se aseguró una absorbancia inicial a 734 nm de solución diluida de ABTS que puede estar alrededor de 1.1 ± 0.02 .
7. Con una micro pipeta se añadió una alícuota de 150 μ L de la muestra (puede ser fase acuosa u orgánica) con 2850 μ L de la solución diluida de ABTS de un vial de plástico limpio, se corrió un blanco con 150 μ L de solvente puro (de acuerdo a la solución de extracción) hasta obtener un factor de corrección.
8. Posteriormente se calcula la disminución de la absorbancia debido a los antioxidantes como sigue:

$$\Delta ABTS = ABTS_d - (A_{734})_{Muestra}$$

Donde:

$\Delta ABTS$ Es la disminución de la absorbancia debido solo al antioxidante.

$ABTS_d$ Es la absorbancia del ABTS debido al efecto de la dilución con 150 μ L. de solvente (este valor es cerca de 0.58 cuando la medida es a 515 nm. Luego se estimó la actividad antioxidante como equivalente de Trolox usando la respectiva curva de estándar.

Trolox Eq.= (a+bX)*(0.25) (ml extracto total / g muestra) (150 μ L de muestra reactante / μ L extracto de la muestra).

Trolox Eq. = μ g Equivalente de Trolox / g tejido.

- a. 0,25 es usado para expresar Trolox en unidades μ g es obtenido a partir de proceso molecular del Trolox. Por ejemplo 0.25 μ g de Trolox = 1 micromolar de Trolox.
- b. El termino de 150 μ L. de muestra reactante / μ L. extracto de muestra, es el factor de dilución.
- c. El termino extracto total se refiere a los ml del solvente + ml de la muestra (donde, 1 g de muestra = 1 ml de muestra, asuma densidad 1).

El término a + bX viene de la curva de estándar. La curva puede también ser expresada como bX.

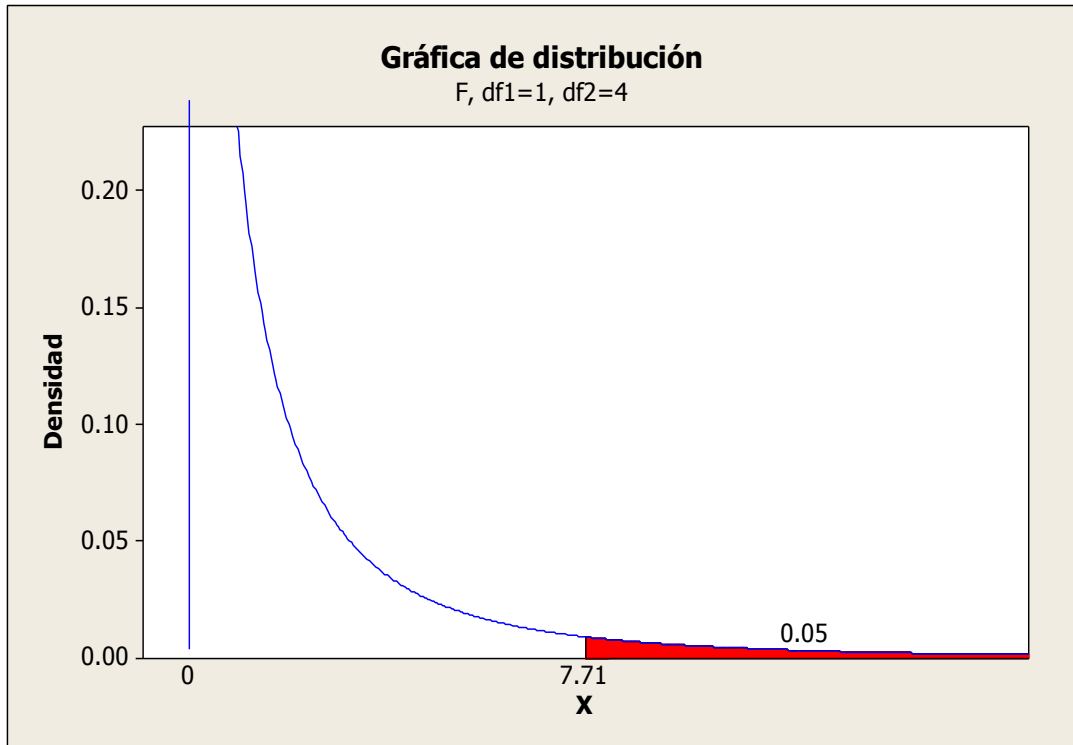
$$Y = 1,2816 X + 0,003$$

Ecuación de la curva para la pulpa de aguaymanto



Figura 24. Capacidad antioxidante

Anexo 11. Distribución de probabilidad para los compuestos bioactivos en la pulpa fresca y pulpa liofilizada de aguaymanto (*Physalis peruviana*).



Anexo 12. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en el contenido de ácido ascórbico

a. Método TUKEY

$F_{cal} = 58.15 > F_{(0,95, 1,4)} = 7.71$; se rechaza la hipótesis nula y se acepta la hipótesis alternante. Concluyendo que existe diferencias significativas entre el contenido entre las medias de ácido ascórbico en pulpa fresca y la pulpa liofilizada con un nivel de confianza 95 %.

$$H_0: \mu_{T1} = \mu_{T2}$$

$$H_A: \mu_{T1} \neq \mu_{T2}$$

Son necesarios los promedios de los dos tratamientos (pulpa fresca y pulpa liofilizada)

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} = 182.32 \text{ y } \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 127.93$$

Para determinar el valor crítico de Tukey, se requiere la siguiente expresión

$$T_\alpha = q_\alpha(k, N - k) \sqrt{\frac{CM_E}{n_i}}$$

Donde:

CM_E : Es el cuadrado medio error.

n : Es el número de observaciones por cada tratamiento en este caso la pulpa fresca y liofilizada.

k : Es el número de tratamientos.

$N - k$: Grados de libertad para el error.

α : Es el nivel de significancia prefijado y el estadístico $q_\alpha(k, N - k)$ son puntos porcentuales.

Realizando los cálculos

Datos:

$$CM_E = 76.3132; n = 3; k = 2; N - k = 4 \text{ y } \alpha = 0.05$$

$$T_{\alpha} = q_{0.05}(2,4) \sqrt{\frac{76.3132}{3}}$$

$q_{0.05}(2,4)$ Se tomó la información pertinente de las tablas de rango estandarizado dadas en el apéndice A tabla A4 del libro Gutiérrez Pulido (2008) para $\alpha = 0.05$, se obtiene $q_{0.05}(2,4) = 3.93$ de manera que el valor crítico es:

$$T_{\alpha} = 3.93 \sqrt{\frac{76.3132}{3}}$$

$$T_{\alpha} = 19.82$$

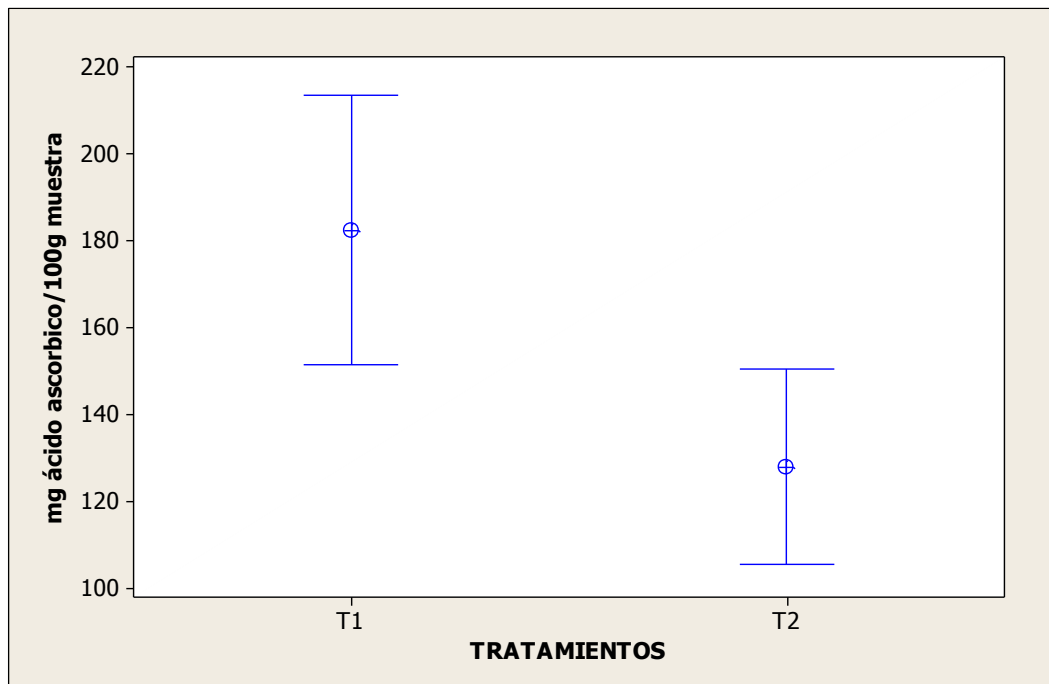
En consecuencia la diferencia significativa entre la pulpa fresca y pulpa liofilizada se declara significativamente a menos que $\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada}$

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 182.32 - 127.930 = 54.93$$

$$54.31 > 19.82 \quad \text{SIGNIFICATIVO}$$

Se concluye que los tratamientos de pulpa fresca y tratamiento de pulpa liofilizada frente al ácido ascórbico son significativamente diferentes.

b. Graficas



Anexo 13. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en el contenido de carotenoides totales.

a. Método TUKEY

$F_{cal} = 156.97 > F_{(0.95, 1,4)} = 7.71$; se rechaza la hipótesis nula y se acepta la hipótesis alternante.

Concluyendo que existe diferencias significativas entre el contenido entre las medias de carotenoides totales en pulpa fresca y la pulpa liofilizada con un nivel de confianza 95 %.

$$H_0: \mu_{T1} = \mu_{T2}$$

$$H_A: \mu_{T1} \neq \mu_{T2}$$

Los promedios de los dos tratamientos (pulpa fresca y pulpa liofilizada)

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} = 14.17 \text{ y } \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 5.91$$

Para determinar el valor crítico de Tukey, se requiere la siguiente expresión

Realizando los cálculos

Datos

$$CM_E = 0.652, n = 3, k = 2, N - k = 4 \text{ y } \alpha = 0.05$$

$$T_\alpha = q_{0.05}(2,4) \sqrt{\frac{0.652}{3}}$$

$q_{0.05}(2,4)$ Se tomó la información pertinente de las tablas de rango estandarizado dadas en el apéndice del libro Gutiérrez Pulido (2008) para $\alpha = 0.05$, se obtiene $q_{0.05}(2,4) = 3.93$ de manera que el valor crítico es:

$$T_\alpha = 3.93 \sqrt{\frac{0.652}{3}}$$

$$T_\alpha = 1.832$$

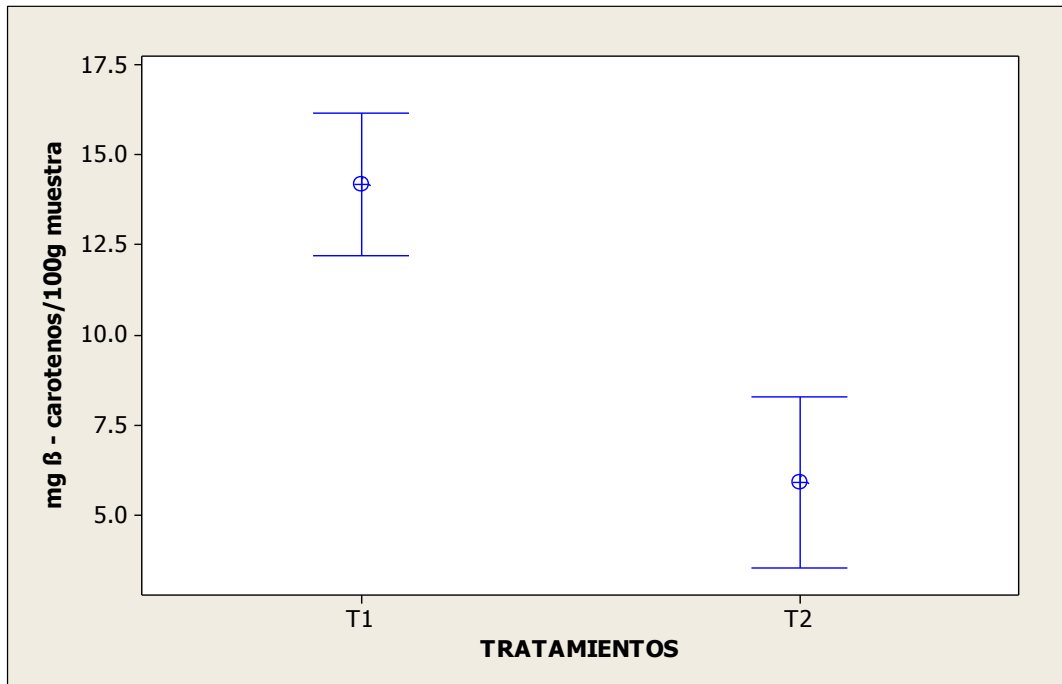
En consecuencia la diferencia significativa entre la pulpa fresca y pulpa liofilizada se declara significativamente a menos que $\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada}$

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 14.17 - 5.91 = 8.26$$

8.26 > 1.832 **SIGNIFICATIVO**

Se concluye que los tratamientos de pulpa fresca y pulpa liofilizada frente a los carotenoides totales son significativamente diferentes.

b. Graficas



Anexo 14. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en el contenido de compuestos fenólicos.

a. Método TUKEY

$F_{cal} = 28.6622 < F_{(0,95, 1,4)} = 7,71$; se acepta la hipótesis nula y se rechaza la hipótesis alternante.

Concluyendo que no existe diferencias significativas entre el contenido entre las medias compuestos fenólicos totales en pulpa fresca y la pulpa liofilizada con un nivel de confianza 95 %.

$$H_0: \mu_{T1} = \mu_{T2}$$

$$H_A: \mu_{T1} \neq \mu_{T2}$$

Los promedios de los dos tratamientos (pulpa fresca y pulpa liofilizada)

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} = 228.70 \text{ y } \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 223.44$$

Para determinar el valor crítico de Tukey, se requiere la siguiente expresión

Realizando los cálculos

Datos:

$$CM_E = 28.6622, n = 3, k = 2, N - k = 4 \text{ y } \alpha = 0.05$$

$$T_\alpha = q_{0.05}(2,4) \sqrt{\frac{28.6622}{3}}$$

$q_{0.05}(2,4)$ Se tomó la información pertinente de las tablas de rango estandarizado dadas en el apéndice del libro Gutiérrez Pulido (2008) para $\alpha = 0.05$, se obtiene $q_{0.05}(2,4) = 3.93$ de manera que el valor crítico es:

$$T_\alpha = 3.93 \sqrt{\frac{28.6622}{3}}$$

$$T_\alpha = 12.14$$

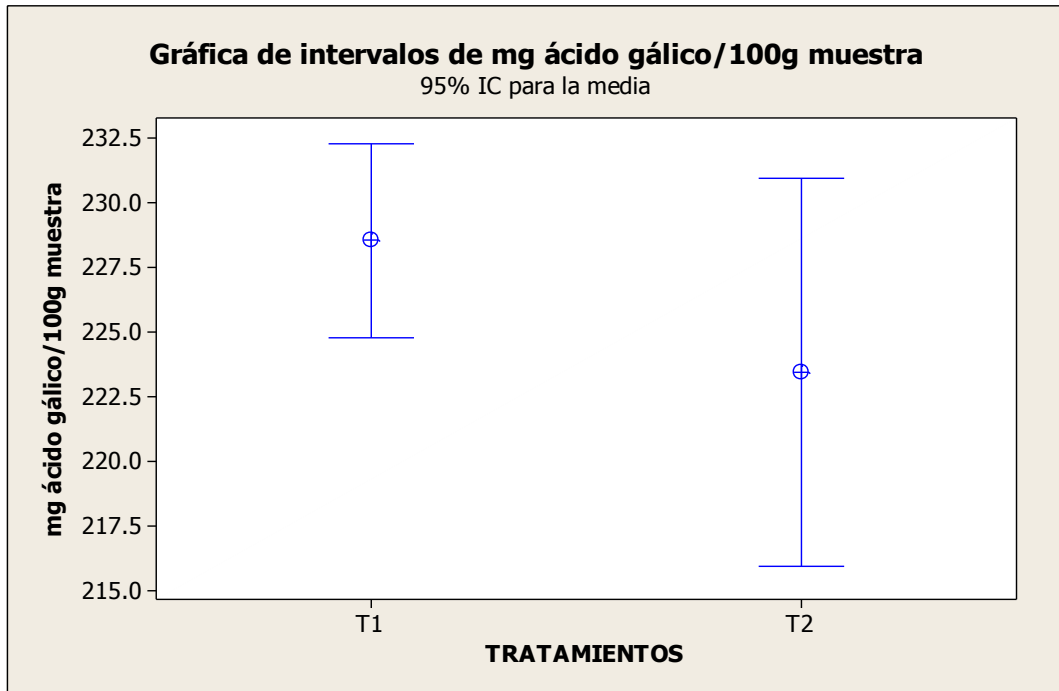
En consecuencia la diferencia significativa entre la pulpa fresca y pulpa liofilizada se declara significativamente a menos que $\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada}$

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 228.70 - 223.44 = 5.26$$

5.26 < 12.14 **NO SIGNIFICATIVO**

Se concluye que los tratamientos de pulpa fresca y pulpa liofilizada frente a los compuestos fenólicos totales no son significativamente diferentes.

b. Graficas



Anexo 15. Comparación de pareja de medias de pulpa fresca y pulpa liofilizada en la capacidad antioxidante.

a. Método TUKEY

$F_{cal} = 8.92 > F_{(0.95, 1,4)} = 7.71$; se rechaza la hipótesis nula y se acepta la hipótesis alternante.

Concluyendo que existe diferencias significativas entre el contenido entre las medias compuestos fenólicos totales en pulpa fresca y la pulpa liofilizada con un nivel de confianza 95 %.

$$H_0: \mu_{T1} = \mu_{T2}$$

$$H_A: \mu_{T1} \neq \mu_{T2}$$

Los promedios de los dos tratamientos (pulpa fresca y pulpa liofilizada)

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} = 5879.57 \text{ y } \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 5581.81$$

Para determinar el valor crítico de Tukey, se requiere la siguiente expresión

Realizando los cálculos

Datos

$$CM_E = 14910.4, n = 3, k = 2, N - k = 4 \text{ y } \alpha = 0.05$$

$$T_\alpha = q_{0.05}(2,4) \sqrt{\frac{14910.4}{3}}$$

$q_{0.05}(2,4)$ Se tomó la información pertinente de las tablas de rango estandarizado dadas en el apéndice del libro Gutiérrez Pulido (2008) para $\alpha = 0.05$, se obtiene $q_{0.05}(2,4) = 3.93$ de manera que el valor crítico es:

$$T_\alpha = 3.93 \sqrt{\frac{14910.4}{3}}$$

$$T_\alpha = 277.06$$

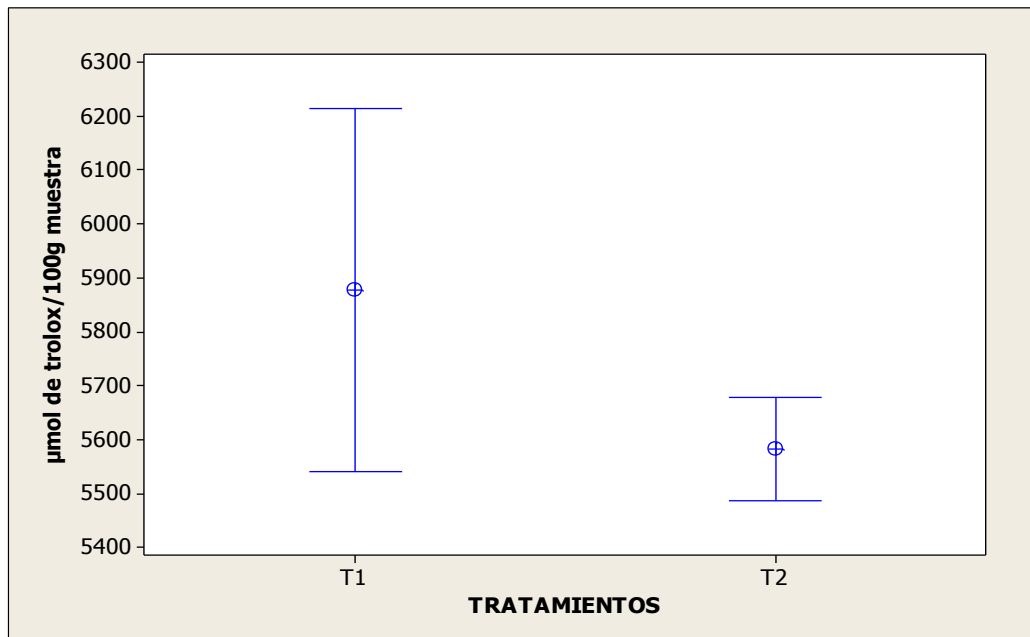
En consecuencia la diferencia significativa entre la pulpa fresca y pulpa liofilizada se declara significativamente a menos que $\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada}$

$$\bar{X}_{Pulpa\ fresca} - \bar{X}_{Pulpa\ liofilizada} = 5879.57 - 5581.81 = 297.76$$

297.76 > 277.06 **SIGNIFICATIVO**

Se concluye que los tratamientos de pulpa fresca y pulpa liofilizada frente a los compuestos fenólicos totales son significativamente diferentes.

b. Graficas



Anexo 16. Resumen del análisis estadístico de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante

En consecuencia, la diferencia entre la pulpa fresca y pulpa liofilizada con respecto a las medias, del ácido ascórbico se declarará significativo estadísticamente, β – caroteno se declarará estadísticamente significativo, compuestos fenólico se declarará estadísticamente no significativo y capacidad antioxidante se declarará significativo.

Compuestos	Diferencia	Diferencia	Límite		Límite	Significancia
Ácido ascórbico	$\bar{X}_{PF} - \bar{X}_{PL}$	182.32 – 127.93	54.93	>	19.82	Significativo
Carotenos totales	$\bar{X}_{PF} - \bar{X}_{PL}$	14.17 – 5.91	8.26	>	1.83	Significativo
Compuestos fenólicos	$\bar{X}_{PF} - \bar{X}_{PL}$	228.70 – 223.44	5.26	<	12.14	No significativo
Capacidad antioxidante	$\bar{X}_{PF} - \bar{X}_{PL}$	5879.57 – 5581.81	297.76	>	277.06	Significativo

Anexo 17. Cálculos de energía

El proceso de congelación tiene una gran influencia en las propiedades térmicas del alimento. Así como el agua dentro del alimento cambia de líquido a sólido, la conductividad térmica, el calor específico y la densidad del alimento cambian gradualmente, a medida que decrece la temperatura. Estas propiedades fueron calculadas mediante la ecuación de Chow and Okos (1986) que se basa en la composición del alimento, las mismas que se muestran en la siguiente tabla.

Propiedades	Valor
Calor específico del producto antes de congelar ($C_{p_{\text{no congelado}}}$)	3.663 kJ/Kg °C
Calor específico del producto congelado ($C_{p_{\text{hielo}}}$)	1.784 kJ/Kg °C
Densidad (ρ)	938.44 Kg/m ³
Conductividad térmica (k)	0.482 W/m °C



Liofilizador LABCONCO

Modelo: 7754040

Sistema de refrigeración: 1hp

Calentador: 1000 Watts

Refrigerante para el congelador:
R-134a

Tiempo de liofilización: 19 horas

1. calor retirado en el enfriamiento

$$q = \dot{m}C_p(T_i - T_c)$$

Leyenda

q: Flujo calor retirado en el enfriamiento (W)

C_p: Calor específico de pulpa antes de congelar (3.663 kJ/Kg °C)

T_i: Temperatura de la muestra antes de congelar (19.6)

T_c: Temperatura de inicio de congelación (-2.9 °C)

m: Flujo másico del producto (0.045 Kg/h)

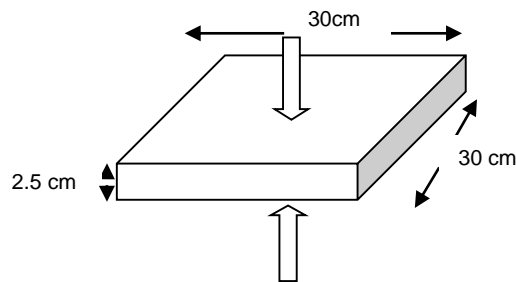
Masa del producto a liofilizar fue de 150 g por bandeja, el liofilizador tiene 3 bandejas entonces la masa total de pulpa es 450 g equivalente 0.450 kg por tiempo de secado 19 horas, entonces el flujo másico es 0.024Kg/h

$$q = 0.024 \frac{\text{Kg}}{\text{h}} * 3.663 \frac{\text{kJ}}{\text{Kg}}^{\circ}\text{C} (19.6^{\circ}\text{C} - (-2.9^{\circ}\text{C}))$$

$$q_1 = 1.978 \frac{\text{kJ}}{\text{h}} * \frac{1\text{h}}{60\text{s}} = 32.97 \frac{\text{J}}{\text{s}} (\text{W})$$

Es el calor retirado en el enfriamiento de la pulpa

2. Flujo de calor generado del alimento



El espesor de capa seca que se considera es: 0.5 cm

$$q = \frac{k}{\Delta L} (T_s - T_f)$$

Leyenda

q: Flujo específico del calor (W)

k: Conductividad térmica del sólido (W/m °C)

ΔL : Espesor de capa seca (0.0025 m)

T_s : Temperatura de capa seca ($^{\circ}\text{C}$)

T_f : Temperatura del plano de sublimación o capa congelada ($^{\circ}\text{C}$)

Datos

$$k = 0.482 \text{ W/m }^{\circ}\text{C}$$

$$\Delta L = 0.0025 \text{ m}$$

$$T_s = 30 \text{ }^{\circ}\text{C}$$

$$T_f = -36 \text{ }^{\circ}\text{C}$$

$$q = \frac{0.482 \frac{\text{W}}{\text{m}^{\circ}\text{C}}}{0.0025 \text{ m}} (30 \text{ }^{\circ}\text{C} - (-36 \text{ }^{\circ}\text{C}))$$

$$q_2 = 12724.8 \text{ W}$$

3. Flujo de calor en el placa en el interior de liofilizador

$$q = h A(T_e - T_s)$$

q : Flujo específico del calor (W)

h : Coeficiente convectivo del aire forzado en el interior del liofilizador (suponiendo $100 \text{ W/m }^{\circ}\text{K}$)

T_s : Temperatura de interior del equipo ($30 \text{ }^{\circ}\text{C}$)

T_e : Temperatura de las placas ($40 \text{ }^{\circ}\text{C}$)

A : Área del material acrílico (0.126 m^2)

$$q = 100 \frac{\text{W}}{\text{m}^2 \text{ }^{\circ}\text{K}} * (196.126 \text{ m}^2) (40 - 30)$$

$$q = 100 \frac{\text{W}}{\text{m}^2 \text{ }^{\circ}\text{K}} * (196.126 \text{ m}^2) (283.15 \text{ }^{\circ}\text{K})$$

$$q_3 = 3567.69 \text{ W}$$

4. Flujo de calor en la puerta acrílica del equipo

$$q = \frac{kA}{\Delta x} (T_f - T_a)$$

Leyenda

q : Flujo específico del calor (W)

k : Conductividad térmica del material acrílica ($0.18 \text{ W/m }^{\circ}\text{K}$)

- x: Espesor del material (0.00048 m)
- T₁: Temperatura de interior del equipo (40 °C)
- T_α: Temperatura del ambiente (25 °C)
- A: Área del material acrílico (0.126 m²)

$$q = \frac{0.18 \frac{W}{m} \times 0.126 \text{ m}^2}{0.00048 \text{ m}} (40 \text{ °C} - 25 \text{ °C})$$

$$q_4 = 13615.09 \text{ W}$$

5. Flujo de calor la pared de liofilizador compuesta por acero inoxidable más aislante térmico poliuretano

$$q = \frac{T_1 - T_2}{\frac{x_1}{A_1 k_1} + \frac{x_2}{A_2 k_2}}$$

T₁: Temperatura de la placa (40 °C)

T₂: Temperatura del ambiente (25 °C)

k₁: Conductividad del acero inoxidable (54 $\frac{W}{m \cdot K}$)

k₂: Conductividad de aislante térmico poliuretano (0.023 $\frac{W}{m \cdot K}$)

A₁: Área del acero inoxidable (0.135 m²)

A₂: Área del aislante térmico poliuretano (1.07 * 10⁻⁴ m²)

x₁: Espesor del acero inoxidable 0.00194 m

x₂: Espesor de aislante térmico poliuretano 0.001 m

$$q = \frac{(40 - 25) \text{ °C}}{\frac{0.00194 \text{ m}}{0.135 \text{ m}^2 * 54 \frac{W}{m \cdot K}} + \frac{0.001 \text{ m}}{1.07 * 10^{-4} \text{ m}^2 * 0.023 \frac{W}{m \cdot K}}}$$

$$q = \frac{288.15 \text{ °K}}{\frac{0.00194 \text{ m}}{0.135 \text{ m}^2 * 54 \frac{W}{m \cdot K}} + \frac{0.001 \text{ m}}{1.07 * 10^{-4} \text{ m}^2 * 0.023 \frac{W}{m \cdot K}}}$$

$$q = 0.709 \text{ W} * 5$$

$$q_5 = 3.546 \text{ W}$$

Calculando el calor total

$$Q_{\text{Total}} = q_1 + q_2 + q_3 + q_4 + q_5$$

$$Q_{\text{Total}} = -32.97 \text{ (W)} + 12724.8 \text{ (W)} + 3567.69 \text{ (W)} + 13615.09 \text{ (W)} + 3.546 \text{ (W)}$$

$$Q_{\text{Total}} = 26667.156 \text{ W} * 0.0034048 \frac{\text{h}}{1\text{w}}$$

Potencia

$$P = 90.796 \text{ hp}$$

Potencia del calentador $P = 1\text{hp}$

$$P_{\text{Total}} = 90.796 \text{ hp} + 1\text{hp}$$

$$P_{\text{Total}} = 91.796 \text{ hp}$$

Pulpa seca obtenida: 60.46 g por corrida

$$P = \frac{E}{t}$$

Leyenda

P: Potencia

E: Energía

t: Tiempo

$$E = 91.796 \text{ hp} * 0.746 \text{ KWatts}/1\text{hp} * 19 \text{ horas}$$

$$E = 1300.07 \text{ Kw} * \text{h}$$

Suponiendo el costo de energía por 1Kw h es: S/ 0.50

$$1\text{kW} * \text{h} \longrightarrow \text{S/ } 0.50$$

$$1300.07 \text{ Kw} * \text{h} \longrightarrow \text{X}$$

$$\mathbf{X = 650.01 \text{ Soles}}$$

Entonces el tiempo de liofilización fue 19 horas y la cantidad de energía gastado es **1300.07 Kw * h** en soles es **650.01 Soles** por Bach para secar 60.46 gramos de pulpa de aguaymanto.

Anexo 18. Matriz de consistencia

PROBLEMA	OBJETIVOS	HIPÓTESIS	VARIABLES	INDICADORES	VALORES	INSTRUMENTO
GENERALES						
¿Cuál es el efecto de liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante presentes en la pulpa de Aguaymanto (<i>Physalis Peruviana L.</i>)?	<p>General Determinar el efecto de liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).</p> <p>Específicos</p> <ul style="list-style-type: none"> • Cuantificar ácido ascórbico, β-caroteno y compuestos fenólicos en la pulpa fresca de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>). • Cuantificar ácido ascórbico, β-caroteno y compuestos fenólicos en la pulpa liofilizada de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>). • Determinar la capacidad antioxidante en la pulpa fresca aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>). • Determinar la capacidad antioxidante en la pulpa liofilizada aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>). • Determinar las propiedades físico-químicas de la pulpa fresca y liofilizada de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>). 	La liofilización tiene efecto significativo sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante presentes en la pulpa de aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).	Compuestos bioactivos	Ácido ascórbico	mg ácido ascórbico/100 g	Espectrofotometría
				Carotenos totales	mg de β-caroteno/100g)	
				Compuestos fenólicos	mg ácido gálico/100 g.	
			Capacidad antioxidante	Capacidad Antioxidante ABTS	μg eq. trolox/g	
			propiedades Físico-químicos	Humedad	(%)	Estufa
				Acidez	(% de acidez)	Por titulación
				Solidos solubles	(°Brix)	Refractómetro
				pH	Adimensional	Potenciómetro
Actividad de agua (Aw)	Adimensional	Equipo analizador HYDROLAB				