

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA**

**FACULTAD DE INGENIERÍA**

**ESCUELA PROFESIONAL AGROINDUSTRIAL**



**“EFECTO DE LA TÉCNICA DE SECADO Y SOLVENTE  
EN LA DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES Y  
ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE RESIDUOS DE  
ESPARRAGO (*Asparagus Officinalis*)”**

**Presentado por:**

**Bach. Patricio Miranda Verónica Silvana**

**Bach. Sifuentes Herrera Edwin**

**ASESORA:**

**Dra. Elza Aguirre Vargas**

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

**Nuevo Chimbote – Perú**

**2019**

# UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

## FACULTAD DE INGENIERÍA

### ESCUELA PROFESIONAL AGROINDUSTRIAL



#### HOJA DE AVAL DE JURADO EVALUADOR

El presente trabajo de tesis titulado “**EFFECTO DE TECNICA DE SECADO Y SOLVENTE EN LA DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE RESIDUOS DE ESPRAGO**”, para obtener el título profesional de ingeniero agroindustrial, presnetado por los bachilleres: **PATRICIO MIRANDA VERÓNICA SILVANA** y **SIFUENTES HERRERA EDWIN**, teniendo como asesor a la doctora Dra. Elza Aguirre Vargas, designada mediante la resolución decanal N° 658-2017-UNS-DFI, ha sido revisado y aprobado el día 19 de diciembre de 2018 por el siguientes jurado evaluador, designados mediante la resolución N° 585-2018-UNS-CFI.

---

**Mg. Jorge Marino Dominguez Castañeda**  
Presidente

---

**Dra. Elza Aguirre Vargas**  
Secretaria

---

**Dr. Gilbert Rodriguez Paucar**  
Integrante



# UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA



## FACULTAD DE INGENIERÍA

### ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Siendo las 11 a.m. del 19 de diciembre del dos mil dieciocho se instaló en el Auditorio de la Escuela Académica Profesional de Ingeniería Agroindustrial, el Jurado Evaluador, designado mediante resolución N°585-2018-UNS-CFI integrado por los docentes:

- **Mg. Jorge Marino Dominguez Castañeda** (Presidente)
- **Dra. Elza Aguirre Vargas** (Secretaria)
- **Dr. Gilbert Rodriguez Paucar** (Integrante); para inicio a la Sustentación y Evaluación de Tesis, titulada:

**“EFECTO DE LA TÉCNICA DE SECADO Y SOLVENTE EN LA DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE RESIDUOS DE ESPARRAGO”**, elaborada por el (os) bachilleres en Ingeniería Agroindustrial.

- **Patricio Miranda Verónica Silvana**
- **Sifuentes Herrera Edwin**

Asimismo, tienen como Asesor al docente Dra. Elza Aguirre Vargas.

Finalizada la sustentación, el (os) Tesistas respondió (eron) las preguntas formuladas por los miembros del Jurado y el Público presente.

El Jurado después de deliberar sobre aspecto relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo, y con las sugerencias pertinentes y en concordancia con el Artículo 39° y 40° del Reglamento de Grados y títulos de la Universidad Nacional del Santa, declaran:

BACHILLER	PROMEDIO VIGESIMAL	PONDERACIÓN
Patricio Miranda Verónica Silvana	<b>19</b>	<b>Excelente</b>

Siendo las 12:00 horas del mismo día, se dio por terminado dicha sustentación, firmando en señal de conformidad el presente jurado.

---

**Mg. Jorge Marino Dominguez Castañeda**  
Presidente

---

**Dra. Elza Aguirre Vargas**  
Secretaria

---

**Dr. Gilbert Rodriguez Paucar**  
Integrante



# UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA



## FACULTAD DE INGENIERÍA

### ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Siendo las 11 a.m. del 19 de diciembre del dos mil dieciocho se instaló en el Auditorio de la Escuela Académica Profesional de Ingeniería Agroindustrial, el Jurado Evaluador, designado mediante resolución N°585-2018-UNS-CFI integrado por los docentes:

- **Mg. Jorge Marino Dominguez Castañeda** (Presidente)
- **Dra. Elza Aguirre Vargas** (Secretaria)
- **Dr. Gilbert Rodriguez Paucar** (Integrante); para inicio a la Sustentación y Evaluación de Tesis, titulada:

**“EFECTO DE LA TÉCNICA DE SECADO Y SOLVENTE EN LA DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE RESIDUOS DE ESPARRAGO”**, elaborada por el (os) bachilleres en Ingeniería Agroindustrial.

- **Patricio Miranda Verónica Silvana**
- **Sifuentes Herrera Edwin**

Asimismo, tienen como Asesor al docente Dra. Elza Aguirre Vargas.

Finalizada la sustentación, el (os) Tesistas respondió (eron) las preguntas formuladas por los miembros del Jurado y el Público presente.

El Jurado después de deliberar sobre aspecto relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo, y con las sugerencias pertinentes y en concordancia con el Artículo 39° y 40° del Reglamento de Grados y títulos de la Universidad Nacional del Santa, declaran:

BACHILLER	PROMEDIO VIGESIMAL	PONDERACIÓN
Sifuentes Herrera Edwin	<b>19</b>	<b>Excelente</b>

Siendo las 12:00 horas del mismo día, se dio por terminado dicha sustentación, firmando en señal de conformidad el presente jurado.

---

**Mg. Jorge Marino Dominguez Castañeda**  
Presidente

---

**Dra. Elza Aguirre Vargas**  
Secretaria

---

**Dr. Gilbert Rodriguez Paucar**  
Integrante

## **DEDICATORIA**

A Dios, pues sin su guía nada tendría, fue apoyo espiritual para seguir adelante y aún lo sigue siendo.

A mis padres, Oscar Patricio García y Elena Miranda Ramírez, ya que por esfuerzo y dedicación suya, estoy donde estoy. Les agradezco infinitamente su apoyo brindado.

A mi hermano Luis Santiago Patricio Miranda, a mis abuelas, tíos y primos en general por confiar en mí esfuerzo y brindarme todo el apoyo incondicional.

A mis amigos por su amistad y por los momentos gratos compartidos, especialmente a Edwin Sifuentes Herrera.

**Patricio Miranda Verónica Silvana**

## **DEDICATORIA**

A Dios, por su protección y amor incondicional día a día, por curarme y levantarme en los momentos más difíciles de mi salud.

A mi padre Alberto Sifuentes Alvarado por el gran esfuerzo, dedicación y apoyo incondicional y mi madre Elsa Herrera Buiza.

A mis tíos Guillermo Sifuentes Alvarado y Caín Herrera Buiza. Y a mis hermanos, por su apoyo y la inspiración.

Mis abuelos Marcos Sifuentes Alejos, Zoila Alvarado Romero, Santa Cruz Herrera Reyes y Facundina Buiza Alejos, por criarme con educación y valores desde niño.

**Sifuentes Herrera Edwin**

## **AGRADECIMIENTO**

Un agradecimiento infinito a Dios, por cuidarnos y darnos la fortaleza para lograr nuestras metas, por habernos provisto de cada uno de los materiales para realizar nuestra ejecución de nuestro proyecto de tesis.

A la Universidad Nacional del Santa y la E.P de Ingeniería Agroindustrial por brindarnos los ambientes necesarios y los profesionales idóneos para la realización de nuestro proyecto de tesis.

A los docentes de la escuela profesional de Ingeniería Agroindustrial, por habernos plasmado sus conocimientos durante el transcurso de nuestra formación profesional.

A nuestra asesora Dra: Elsa Aguirre Vargas, por brindar sus conocimientos científicos y guiar nuestro proyecto, al Dr: Gilbert Rodriguez Paucar por apoyar con la estandarización de los métodos de análisis de nuestros variables en estudio.

**Patricio Miranda Verónica Silvana y Sifuentes Herrera Edwin**

# INDICE

	Pag.
I. INTRODUCCIÓN: .....	- 17 -
II. MARCO TEÓRICO: .....	- 19 -
2.1. ESPÁRRAGO: .....	- 19 -
2.1.1. Definición del espárrago: .....	- 19 -
2.1.2. Composición de espárrago: .....	- 20 -
2.1.3. Tipos de espárrago: .....	- 21 -
2.1.4. Morfología del espárrago: .....	- 22 -
2.1.5. Situación comercial de espárrago: .....	- 24 -
2.2. MATERIA PRIMA: RESIDUO DE ESPARRAGO .....	- 28 -
2.2.1. Definición: .....	- 28 -
2.2.2. Proceso productivo de espárrago fresco y Optención del residuo de espárrago: .....	- 29 -
2.3. SECADO: .....	- 31 -
2.3.1. Definición: .....	- 31 -
2.3.2. Proceso de secado: .....	- 31 -
2.3.3. Tipos de secado: .....	- 32 -
2.4. ANTIOXIDANTES: .....	- 37 -
2.4.1. Generalidades: .....	- 37 -
2.4.2. La oxidación .....	- 38 -
2.4.3. Actividad Antioxidante: .....	- 38 -
2.4.4. Mecanismo de Acción mas importante de los Antioxidantes: .....	- 39 -
2.4.5. Clasificación de los Antioxidantes: .....	- 39 -
2.5. POLI FENOLES TOTALES .....	- 40 -
2.5.1. Definición: .....	- 40 -
2.5.2. Clasificación de los Polifenoles: .....	- 41 -
2.6. EXTRACCIÓN DE POLI FENOLES: .....	- 41 -
2.6.1. Extracción con Solventes: .....	- 41 -

2.6.2.	Extracción Ultrasónica: .....	- 44 -
2.7.	DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES POR FOLIN-CIOCALTEAU: .....	- 45 -
2.8.	MÉTODOS PARA MEDIR LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE.....	- 46 -
2.8.1.	Método DPPH (Radical 2, 2-Difenil-1-Picrylhydrazyl): .....	- 46 -
2.8.2.	Método de Ferric ion Reducing Antioxidant Power (FRAP):.....	- 46 -
III.	MATERIALES Y MÉTODOS: .....	- 47 -
3.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN:.....	- 47 -
3.2.	MATERIA PRIMA E INSUMOS: .....	- 47 -
3.3.	EQUIPOS, MATERIALES Y REACTIVOS: .....	- 48 -
3.3.1.	Equipos: .....	- 48 -
3.3.2.	Materiales de Laboratorio .....	- 48 -
3.3.3.	Otros Materiales: .....	- 49 -
3.3.4.	Reactivos:.....	- 50 -
3.4.	MÉTODOS:.....	- 51 -
3.4.1.	Procedimiento de la Preparación de la Muestra: .....	- 51 -
3.4.2.	Métodos de Análisis para la Caracterización de la Muestra: .....	- 55 -
3.4.3.	Procedimiento de la Extracción de los antioxidantes: .....	- 57 -
3.4.4.	Método de la Determinación de Polifenoles Totales:.....	- 60 -
3.4.5.	Métodos de Analisis de la Actividad Antioxidante: .....	- 61 -
3.5.	TÉCNICA DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS: .....	- 64 -
3.6.	PROCESAMIENTO PARA LA RECOLECCIÓN DE DATOS:.....	- 65 -
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN: .....	67
4.1.	SECADO DEL RESIDUOS DE ESPARRAGO POR “LIOFILIZACIÓN” Y POR SECADOR DE “BANDEJA”: .....	67
4.2.	CARACTERIZACIÓN DEL RESIDUO DE ESPARRAGO: .....	72
4.3.	DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES DE LOS RESIDUOS DE ESPARRAGO: .....	78

4.4.	MEDICIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE: .....	89
4.4.1.	Método DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl): .....	90
4.4.2.	Método FRAP:.....	99
4.5.	Relación de los compuestos fenólicos y Actividad antioxidante: .....	106
V.	CONCLUSIONES: .....	114
VI.	RECOMENDACIONES: .....	115
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS: .....	116
VIII.	ANEXOS: .....	126

## INDICE DE TABLA

	Pág.
<b>Tabla 1:</b> Clasificación Botánica.....	19 -
<b>Tabla 2:</b> Valor Nutricional del Espárrago Verde ( <i>Asparagus Officinalis</i> ) por 100 g -	20 -
<b>Tabla 3:</b> Clasificación por Calibre del Espárrago Verde Fresco ( <i>Asparagus Officinalis</i> ) -	22 -
<b>Tabla 4:</b> Ranking mundial de exportación de espárragos frescos y conserva, 2015/2016 (FOB miles USD) .....	27 -
<b>Tabla 5:</b> Ranking mundial de importación de espárragos frescos y conserva, 2015/2016 (FOB miles USD) .....	28 -
<b>Tabla 6:</b> Clasificación de los solventes mas comunes .....	42 -
<b>Tabla 7:</b> Matriz del Diseño Estadístico de la Investigación .....	64 -
<b>Tabla 8:</b> Rendimiento del residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secado en un secador de bandeja:.....	68
<b>Tabla 9:</b> Rendimiento del residuos de esparrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secado en un secador por liofilizador: .....	69
<b>Tabla 10:</b> Análisis fisicoquímico de residuos de esparrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) - Base Humedad.....	72
<b>Tabla 11:</b> Composición química proximal de residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) - Base Humedad .....	74

<b>Tabla 12:</b> Composición química proximal de residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secado por liofilización – Base seca.....	75
<b>Tabla 13:</b> Composición química proximal de residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secado por bandeja – Base seca .....	76
<b>Tabla 14:</b> Resultados del Contenido de Polifenoles totales de los residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secados por Liofilización - Bandeja y extraídos con los solventes en estudio .....	79
<b>Tabla 15:</b> Analisis de Varianza para el contenido de polifenoles totales.....	81
<b>Tabla 16:</b> Pruebas de multiple rangos para el contenido de polifenoles. TÉCNICA DE SECADO .....	82
<b>Tabla 17:</b> Pruebas de multiple rangos para el contenido de polifenoles. TIPOS DE SOLVENTE .....	84
<b>Tabla 18:</b> Resultados de la actividad antioxidante por el método DPPH de los residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secados por Liofilización - Bandeja y extraídos con los solventes en estudio .....	91
<b>Tabla 19:</b> Analisis de Varianza para el Actividad Antioxidante por el método DPPH .	92
<b>Tabla 20:</b> Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Técnica de Secado .....	93
<b>Tabla 21:</b> Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Tipos de Solvente .....	95
<b>Tabla 22:</b> Resultados de la actividad antioxidante por el método FRAP de los residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) secados por Liofilización - Bandeja y extraídos con los solventes en estudio .....	100
<b>Tabla 23:</b> Analisis de Varianza para el Actividad Antioxidante por el método FRAP	101
<b>Tabla 24:</b> Pruebas de Múltiple Rangos para FRAP por Técnica de Secado .....	102
<b>Tabla 25:</b> Pruebas de Múltiple Rangos para FRAP por Tipos de Solvente .....	104
<b>Tabla 26:</b> Resumen de los resultados del contenido de polifenoles totales y actividad antioxidante por el metodo DPPH y FRAP en el residuo de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ).....	107
<b>Tabla 27:</b> Análisis ANOVA entre polifenoles y Actividad antioxidante (DPPH) .....	109
<b>Tabla 28:</b> Análisis ANOVA entre polifenoles y Actividad antioxidante (FRAP) .....	111
<b>Tabla 29:</b> Análisis ANOVA entre la Actividad antioxidante (FRAP) y (DPPH) .....	112

## INDICE DE GRÁFICO

	Pág.
<b>Gráfica 1:</b> Producción de Espárragos (Tm) en el Perú. ....	24 -
<b>Gráfica 2:</b> Exportaciones de espárrago Perú 2016 (FOB US\$ miles) .....	25 -
<b>Gráfica 3:</b> Exportación de espárragos frescos en el Perú 2013-2016 por departamentos (FOB US\$).....	25 -
<b>Gráfica 4:</b> La temporada de siembra y cosecha de espárrago en el mundo .....	26 -
<b>Gráfica 5:</b> Curva de secado de residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) en un secador de bandejas a 60°C. ....	68
<b>Gráfica 6:</b> Curva de secado de residuos de espárrago verde ( <i>Asparagus officinalis</i> ) en un liofilizador. ....	70
<b>Gráfica 7:</b> Curva de calibración de ácido gálico .....	78
<b>Gráfica 8:</b> Medias y 95% de Tukey HSD para Técnica de Secado .....	83
<b>Gráfica 9:</b> Medias y 95% de Tukey HSD para Tipos de Solvente .....	85
<b>Gráfica 10:</b> Interacciones y 95.0% de Tukey HSD .....	86
<b>Gráfica 11:</b> Curva de calibración de Trolox – DPPH.....	90
<b>Gráfica 12:</b> Medias y 95% de Tukey HSD para Técnica de Secado .....	94
<b>Gráfica 13:</b> Medias y 95% de Tukey HSD para Tipos de Solvente .....	96
<b>Gráfica 14:</b> Interacciones y 95.0% de Tukey HSD .....	97
<b>Gráfica 15:</b> Curva de Calibración de Trolox - FRAP .....	99
<b>Gráfica 16:</b> Medias y 95% de Tukey HSD para Técnica de Secado .....	103
<b>Gráfica 17:</b> Medias y 95% de Tukey HSD para Tipos de Solventes.....	105
<b>Gráfica 18:</b> Interacciones y 95.0% de Tukey HSD .....	105
<b>Gráfica 19:</b> Relación entre los compuestos fenólicos y la actividad antioxidante (DPPH).....	108
<b>Gráfica 20:</b> Correlación polifenoles totales vs antioxidante (DPPH).....	109
<b>Gráfica 21:</b> Relación entre los compuestos fenólicos y la actividad antioxidante ....	110
<b>Gráfica 22:</b> Correlación poli fenoles totales vs antioxidante (FRAP). ....	111
<b>Gráfica 23:</b> Relación entre la actividad antioxidante por DPPH y FRAP. ....	111
<b>Gráfica 24:</b> Correlación entre Antioxidantes por DPPH y FRAP. ....	112

## INDICE DE FIGURA

	Pág.
<b>Figura 1:</b> Dimensión de Corte en la cosecha.....	19 -
<b>Figura 2:</b> Clasificación por Calibre del Espárrago Verde Fresco.....	22 -
<b>Figura 3:</b> Partes del espárrago .....	23 -
<b>Figura 4:</b> Diagrama de Flujo del Proceso Productivo de Espárrago Fresco. ....	29 -
<b>Figura 5:</b> Residuos del procesamiento de espárrago fresco de exportación .....	30 -
<b>Figura 6:</b> Diagrama de Presión-Temperatura de los estados del agua.....	32 -
<b>Figura 7:</b> Etapas del proceso de liofilización .....	34 -
<b>Figura 8:</b> Tasa de secado con respecto al tiempo .....	36 -
<b>Figura 9:</b> Mecanismo SET .....	39 -
<b>Figura 10:</b> Mecanismo HAT .....	39 -
<b>Figura 11:</b> Sonicador.....	44 -
<b>Figura 12:</b> Residuos de Espárrago de la Empresa Santa Sofia del Sur S.A.C. ....	47 -
<b>Figura 13:</b> Diagrama de Flujo del proceso de preparación de la muestra para la extracción y/o análisis .....	51 -
<b>Figura 14:</b> Recepción de residuos de esparrago .....	52 -
<b>Figura 15:</b> Lavado y Desinfección de residuos de esparrago.....	52 -
<b>Figura 16:</b> Escaldado de residuos de esparrago.....	53 -
<b>Figura 17:</b> Acondicionamiento de los residuos de esparrago.....	53 -
<b>Figura 18:</b> Muestra acondicionada .....	54 -
<b>Figura 19:</b> Secado de residuos de esparrago por Secador de Bandejas. ....	54 -
<b>Figura 20:</b> Secado de residuos de esparrago por Liofilización. ....	54 -
<b>Figura 21:</b> Residuos de esparrago molido y tamizado.....	55 -
<b>Figura 22:</b> Diagrama de flujo del proceso de extracción de los antioxidantes.....	57 -
<b>Figura 23:</b> Mezclado de la Muestra Solida con los tipos solventes de extracción ....	58 -
<b>Figura 24:</b> Extracción de Antioxidantes del residuos de esparrago en un sonicador -	59 -
<b>Figura 25:</b> Centrifugación del extracto .....	59 -
<b>Figura 26:</b> Diagrama de Flujo sobre la metodología del proyecto de Investigación final-	65 -
<b>Figura 27:</b> Esquema experimental que comprende el estudio .....	66

## INDICE DE ANEXO

	Pág.
<b>ANEXO 1:</b> Análisis de composición proximal.....	126
<b>ANEXO 2:</b> Procedimientos del análisis fisicoquímico .....	135
<b>ANEXO 3:</b> Datos de las curvas de las técnicas de secados.....	138
<b>ANEXO 4:</b> Datos del Análisis de polifenoles totales por el método Folín Ciocalteu .	141
<b>ANEXO 5:</b> Datos del Análisis de actividad de antioxidante por el método DPPH y FRAP.....	142

## RESUMEN

Los desechos que se tienen al procesar espárrago fresco de exportación son una fuente de investigación muy importante ya que es la hortaliza principal de exportación de nuestro país. Por ello que se determinó el contenido de sus polifenoles totales por el método de Folin - Ciocalteu (mgAGE/g muestra seca) y la actividad antioxidante por el método DPPH y por el método FRAP (umol ET/g muestra seca) del residuos de espárrago. La muestra se recaudó de la empresa Santa Sofía del Sur S.A.C. de Casma – Ancash. Los ensayos se hicieron bajo un Diseño de Bloque Completamente al Azar (DBCA) por triplicado; donde los factores a manipular fueron el efecto de la técnica de secado (Liofilización y Bandeja) y los solventes de extracción (Etanol 95%, Agua Acidulada 0.01% HCl y la mezcla de Etanol 95%:Agua acidulada 0.01% HCl 70:30v/v) mediante un sonicador de ultrasonido. Se demostró que existe diferencia significativa entre los factores de estudio en el contenido de polifenoles y actividad antioxidante por método DPPH y FRAP, se obtuvo que las condiciones óptimas de la investigación fue el secado por Liofilización y usando el etanol 95% dando un valor de 19.58 mgGAE/g muestra seca pero la actividad antioxidante es baja, sin embargo con el solvente Agua Acidulada al 0.01% (HCl) extrae una cantidad de polifenoles intermedia pero presenta una mayor actividad antioxidante en el método DPPH de 10.400 umol ET/g muestra y en el método FRAP de 12.809 umol ET/g muestra.

**PALABRAS CLAVES:** Residuos de espárrago, solventes de extracción, tipos de secado, polifenoles totales, actividad antioxidante, DPPH, FRAP.

## **ABSTRACT**

The waste that is taken when processing fresh asparagus for export is a very important source of research, since it is the main export vegetable of our country. That is why the content of their total polyphenols was determined by the Folin-Ciocalteu method (mgGAE / g dry sample) and the antioxidant activity by the DPPH method and by the FRAP method (umol Trolox / g dry sample) of the residues of asparagus. The sample was collected from the company Santa Sofía del Sur S.A.C. of Casma - Ancash. The trials were done under a Completely Randomized Block Design (DBCA) in triplicate; where the factors to be manipulated were the effect of the drying technique (Lyophilization and Tray) and the extraction solvents (Ethanol 95%, Acidulated Water 0.01% HCl and the mixture of Ethanol 95%: Water acidulated 0.01% HCl 70: 30v / v) by means of an ultrasound sonicator. It was demonstrated that there is a significant difference between the study factors in the content of polyphenols and antioxidant activity by DPPH and FRAP method. it was obtained that the optimal conditions of the investigation was drying by lyophilization and using 95% ethanol giving a value of 19.58 mgGAE/g dry sample but the antioxidant activity is low both the DPPH and FRAP method, however with the Acidulated Water solvent 0.01% (HCl) extracts an intermediate quantity of polyphenols but has a higher antioxidant activity in the DPPH method of 10,400 umol ET/g sample and in the FRAP method of 12,809 umol ET/g sample.

### **KEYWORDS:**

Asparagus residues, extraction solvents, types of drying, total polyphenols, antioxidant activity, DPPH, FRAP.

## I. INTRODUCCIÓN:

El Perú continúa por el camino de la modernidad y el sector agroindustrial forma parte de este desarrollo, los subsectores de frutas y hortalizas frescas y procesadas son las principales fuentes de exportación.

No obstante es necesario recalcar que esta producción deja una importante cantidad de residuos, es por ello que en los últimos años su aprovechamiento, es materia de análisis y tema para la formulación de proyectos de investigación. (Fuentes Alventosa J. et al. 2009).

Por otro lado, también es importante hacer mención que los malos estilos de vida, la contaminación y otros factores, generan un daño y un estrés celular que pueden predisponer el envejecimiento y/o desencadenar enfermedades en las personas. Para ello una solución son los antioxidantes naturales.

Los antioxidantes se hallan de modo natural en los alimentos que ingerimos y sus beneficios son múltiples e imprescindibles. (Arrate L, 2017). Sin embargo se ha demostrado que ya no es suficiente con ello, el cuerpo de las personas necesitan más dentro de su dieta, por esa razón surge la necesidad de extraerlos antioxidante de otra fuente; ya que ayudan a disminuir el riesgo del desarrollo de enfermedades crónicas lo cual limitan la calidad y la expectativa de vida de la población mundial.

En el ranking mundial de exportación de espárrago tanto en fresco como en conservas en el año 2016 lo ocupó Perú (Agrodata Perú. 2017), y por ende dejaba una cantidad considerable de residuos, se definió indagar esta materia prima.

El problema formulado para este proyecto fue: ¿Cómo afecta la técnica de secado y los solventes en la determinación de polifenoles totales y en su actividad antioxidante a partir de residuos de Espárrago?

En función al problema planteado, se fijó como objetivo general: Evaluar el efecto de la técnica de secado y extracción con solventes en la cantidad de polifenoles totales y en su actividad antioxidante del residuo de espárrago, y como objetivos específicos: Evaluar el secado del residuo de espárrago en un secador de Bandeja y en un liofilizador, Caracterizar físico-químicamente el residuo de espárrago fresco y seco, Extraer mediante ultrasonido los polifenoles totales con solventes: agua acidulada 0.01% (HCl), etanol 96% y Mezcla de etanol 96% con agua acidulada 0.01% (70:30v/v), Determinar el contenido de polifenoles totales de los residuos de espárrago y Medir la actividad Antioxidante por DPPH y por FRAP.

Como solución al problema, se formuló la siguiente hipótesis: Al liofilizar residuos de espárrago y extraer sus polifenoles totales con etanol: agua acidulada (70:30) se obtiene el mayor contenido de PFT en orden de 6.46 mg GAE/g de muestra BS y una actividad antioxidante de 2.12  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra seca.

La investigación se justifica por cuanto se hace necesario que se demuestre como se obtiene un alto contenido de compuesto bioactivos de los subproducto y/o residuos provenientes del procesamiento industrial en fresco del Esparrago de exportación de la provincia de Casma, Ancash – Perú.

No podemos dejar de soslayar que este proyecto tiene un fuerte componente nacional de exportación disponible y relativamente abundantes; se evaluará el efecto del tipo de secado con el fin de conservar la materia prima.

## II. MARCO TEÓRICO:

### 2.1. ESPÁRRAGO:

#### 2.1.1. Definición del espárrago:

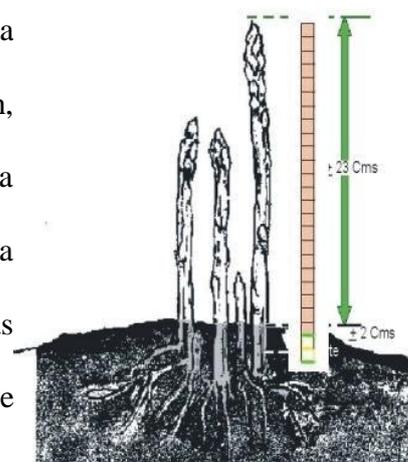
El espárrago (*Asparagus Officinalis*) es una hortaliza con raíces perennes, originaria de europa y asia. La parte comestible se le llama turion o vástagos, esta parte es bastante carnosas y tiernas y son recogidas apenas salen la luz. (Agrobanco, 2013).

**Tabla 1:** Clasificación Botánica

División:	Spermatophyta
Clase:	Monocotiledónea
Orden:	Geraniales
Familia:	Liliáceas
Género:	Asparagus
Especie:	Asparagus officinalis

**FUENTE:** Agrobanco, 2013.

El follaje de esparrago es estacional, por ello la persistencia del follaje recae a una sola estación, mientras que su rizoma y raíces son perennes. (Vega R. 2013). Temperaturas mayores a los 30°C, inducen a una germinación más rápida (10días) y temperaturas menores a 6°C intervienen en un retraso de proceso de germinación que podría llegar hasta los 2 meses.



**Figura 1:** Dimensión de Corte en la cosecha

### 2.1.2. Composición de espárrago:

La composición química de las hortalizas varía notoriamente según la procedencia y su género (Izquierdo, J. 2014). El componente más resaltante es la humedad que oscila entre 80 y 90%, mientras que la materia seca oscila entre 20 y 10%.

**Tabla 2:** Valor Nutricional del Espárrago Verde (*Asparagus Officinalis*) por 100 g

COMPONENTE	CONCENTRACION
Agua	92.4 g
Energía	23 kcal
Grasa	0.17 g
Proteína	2.28 g
Hidratos de carbono	4.54 g
Fibra	2.1 g
Potasio	273 mg
Sodio	2 mg
Fósforo	56 mg
Calcio	21 mg
Magnesio	18 mg
Hierro	0.87 mg
Zinc	0.46 mg
Vitamina C	13.2 mg
Vitamina B1	0.140 mg
Vitamina B2	0.128 mg
Vitamina B6	0.131 mg
Vitamina E	2 mg
Folacina ó Folato	175 mg
Niacina	1.170 mg

**FUENTE:** Botanical-online, 2015.

El consumo de espárrago es recomendado por su alto contenido en fibra, y a su vez porque tiene inulina y oligofructosa, los cuales son compuestos capaces de modificar la flora bacteriana colónica y evitar el crecimiento de otros microorganismos.

### **2.1.3. Tipos de espárrago:**

Según la norma CODEX STAN 225-2012.

Los espárragos se pueden clasificar conforme al color en tres grupos:

- **Espárragos blancos:** Es un tipo de esparrago en el cual la yema se desarrolla bajo la tierra. La cosecha es realizada cuando la yema se eleva ligeramente, antes que entre en contacto con la luz. (Delgado, A. 2017)
- **Espárragos violetas:** Es un tipo de esparrago donde la yema se desarrolla bajo y encima la tierra lo cual entra en contacto con la luz, lo que le da un sabor más intenso. Las puntas que sobresalen la tierra tienen un color entre rosado y violeta y las puntas que permanecen bajo la tierra un color blanco. (Delgado, A. 2017)
- **Espárragos verdes:** Es un Tipo de esparrago donde la yema del esparrago se desarrolla al aire libre y en contacto con la luz solar. Lacosecha se realiza cuando los turiones alcanzan los 20 a 25 cm. Tiene un alto contenido de vitaminas y compuestos bioactivos por la clorofila (Delgado, A. 2017)

Los turiones de espárragos además de sus tipos de colores también se clasifican según el tamaño de su diámetro (mm):

**Tabla 3:** Clasificación por Calibre del Espárrago Verde Fresco (*Asparagus Officinalis*)

CALIBRE	DIÁMETRO (mm)
SMALL	< 9
MEDIUM	9-12
LARGE	12-16
EXTRA LARGE	16-18
JUMBO	>18

**FUENTE:** Empresa Agroindustrial Santa Sofía del Sur S.A.C. 2017.

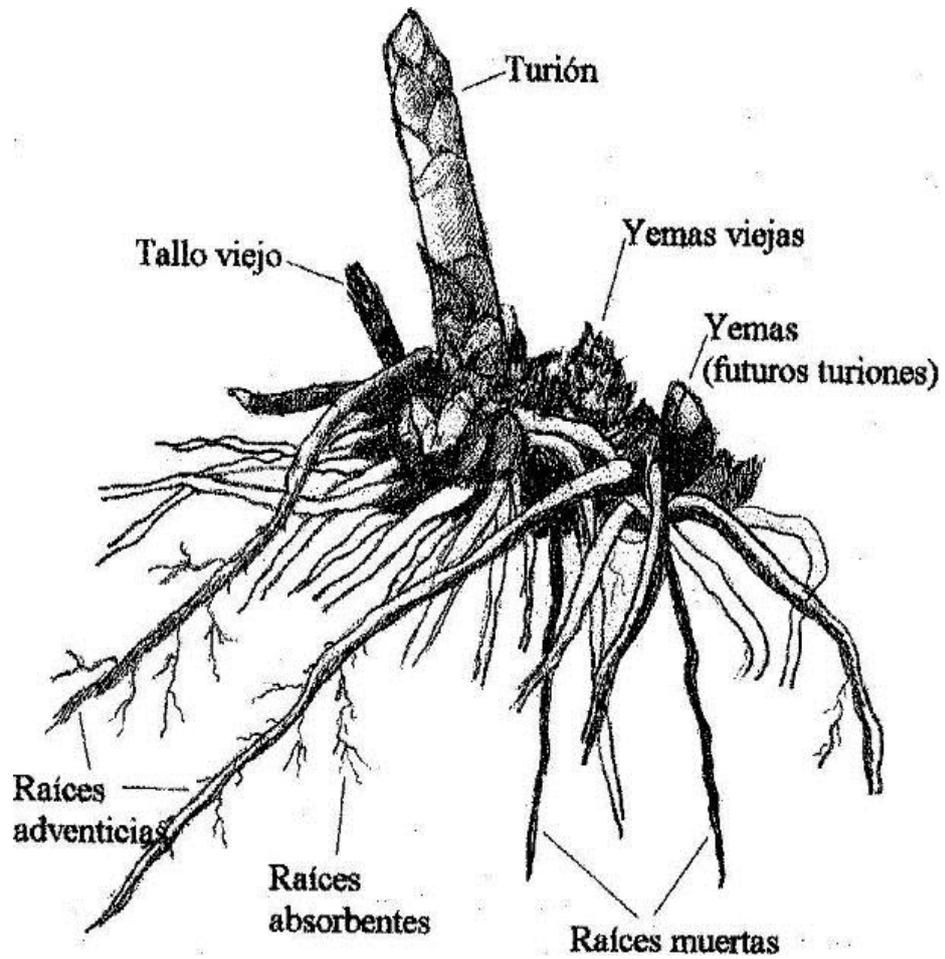


**Figura 2:** Clasificación por Calibre del Espárrago Verde Fresco

#### 2.1.4. Morfología del espárrago:

Según (IICA, 2014); El espárrago tiene la característica de que sus raíces forma a partir de las rizomas y raíces antiguas llamado también como raíces adventicias. Las cuales pueden ser variados y durar varias temporadas, pueden llegar a tener diámetros de aproximadamente 0.6 mm. y pueden medir hasta 3 metros, que implica un gran desarrollo exploratorio del suelo y

responsable del almacenamiento de carbohidratos. Las raíces secundarias son los responsable de la absorción de agua y nutrientes.

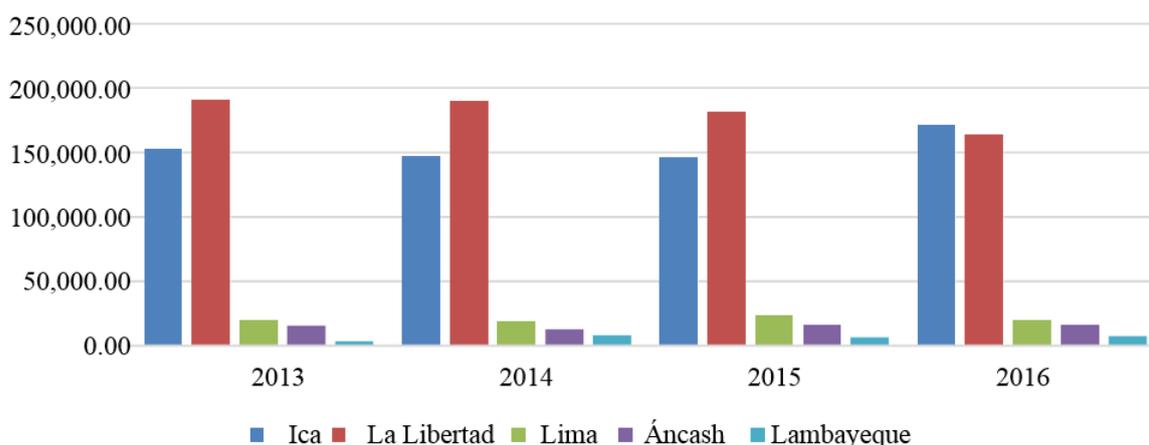


**Figura 3:** Partes del espárrago

La raíz es la base del espárrago donde se originan las yemas las cuales originan a los turiones que dependiendo del tipo se desarrolla bajo o encima el suelo. En caso de los tallos aerios estas se ramifican y conforman la parte frondosa del árbol.

### 2.1.5. Situación comercial de espárrago:

En la Gráfica 1 se observa el ranking de los 5 departamentos productoras de espárragos en el Perú durante los años 2013 y 2016, se observa que el departamento de La Libertad ha liderado hasta el año 2015; a partir de 2016 es la región Ica quien lidera este ranking a nivel nacional.



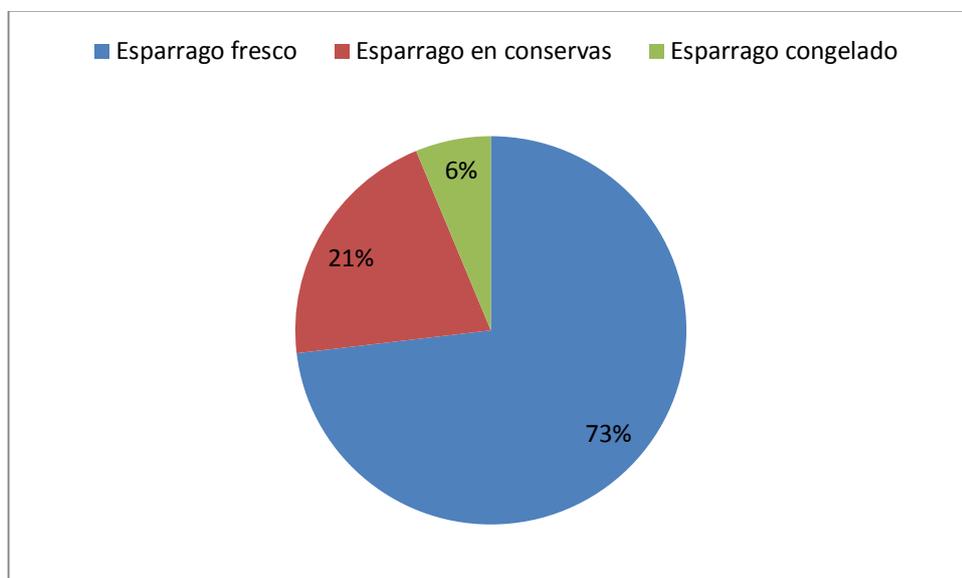
**Gráfica 1:** Producción de Espárragos (Tm) en el Perú.

**FUENTE:** INEI, 2017. Referencia la Cámara de comercio de La Libertad – CDLL

En el Gráfico 2, se aprecia las exportaciones totales del Perú de los 3 tipos de presentaciones de espárrago en el año 2016, donde la mayor exportación se da en los espárragos frescos con 73%, seguido de espárragos en conservas con 21% y finalmente en espárragos congelados con 6%.

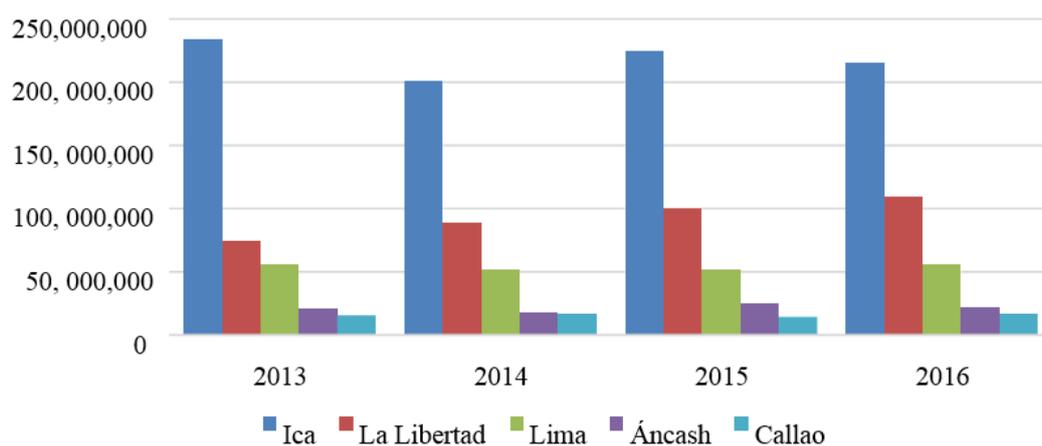
En el Gráfico 3, Muestra la exportadoras de espárragos frescos por departamentos o regiones, se observa que la region Ica tiene la mayor exportación con participación de 50%, la región La Libertad es segundo con una contribución de 20%. Asi mismo en el Gráfico 4 se observa la

estacionalidad de producción de espárragos en el mundo. (Cámara de Comercio y Producción La Libertad, 2017).



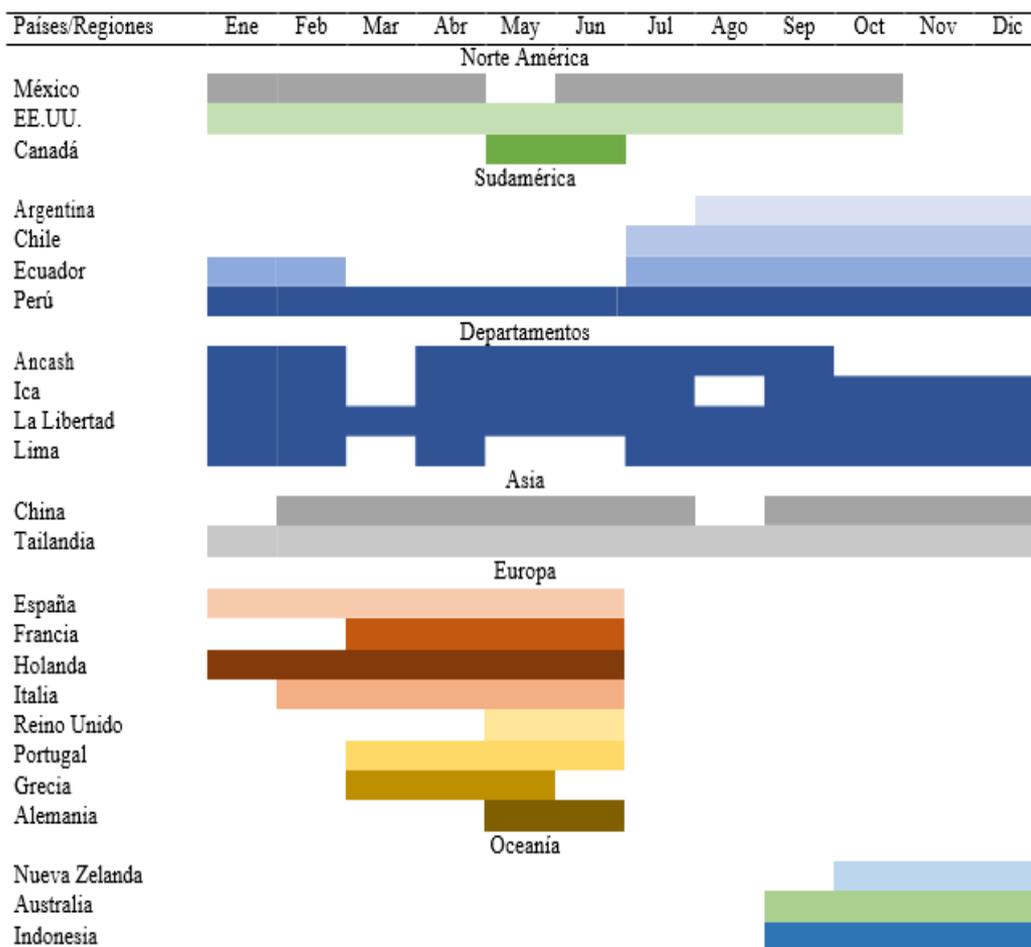
**Gráfica 2:** Exportaciones de espárrago Perú 2016 (FOB US\$ miles)

**FUENTE:** Adaptado de Agrodata Perú.



**Gráfica 3:** Exportación de espárragos frescos en el Perú 2013-2016 por departamentos (FOB US\$).

**FUENTE:** Adaptado de INEI, 2017.



**Gráfica 4:** La temporada de siembra y cosecha de espárrago en el mundo

Según Trade Map, la comercialización de espárragos se lleva a cabo bajo dos tipos de partidas arancelarias uno que corresponden a espárragos frescos o refrigerados (Partida 070920) y a espárragos preparados o conservados (Partida 200560).

Perú hasta el año 2016 ocupó el primer lugar en el ranking de países a nivel mundial con mayor exportación de espárragos considerando las presentaciones en fresco y en conserva, con cuotas de mercado de 34%, seguido de México con 24%. (TradeMap, 2017). En los últimos años China se ha convertido en el principal productor de espárragos en el mundo con 7,350,000 Tm y el primer exportador de espárragos en conserva, aislando a Perú al segundo lugar con una producción de 377,645 Tm de espárragos.

En las Tablas 4 y 5 se visualizan a los países con mayor exportación e importación respectivamente de espárragos en fresco y conserva a nivel mundial en los años 2015 y 2016.

**Tabla 4:** Ranking mundial de exportación de espárragos frescos y conserva, 2015/2016 (FOB miles USD)

Ranking 2016	Ranking 2015	Países Exportadores	valor exportado 2015	valor exportado 2016
1	1	Perú	547,290.00	538,595.00
2	2	México	284,707.00	381,231.00
3	4	EE.UU.	121,377.00	144,835.00
4	3	China	135,746.00	138,211.00
5	5	Países Bajos	105,286.00	105,203.00
6	6	España	76,867.00	75,432.00
7	9	Italia	24,782.00	33,567.00
8	7	Alemania	28,258.00	32,242.00
9	8	Francia	28,640.00	28,767.00
10	10	Australia	17,312.00	25,123.00
Mundo			1,448,800.00	1,587,143.00

FUENTE: Trade Map, 2017.

Recuperado de <http://www.trademap.org/Index.aspx>

**Tabla 5:** Ranking mundial de importación de espárragos frescos y conserva, 2015/2016  
(FOB miles USD)

Ranking 2016	Ranking 2015	Países Importadores	Valor importado 2015	Valor importado 2016
1	1	EE.UU.	679,400.00	735,523.00
2	2	España	160,597.00	168,048.00
3	3	Alemania	142,308.00	148,584.00
4	4	Francia	113,187.00	119,255.00
5	6	Canadá	78,342.00	80,585.00
6	7	Reino Unido	77,372.00	78,172.00
7	5	Países Bajos	76,926.00	78,881.00
8	8	Japón	61,377.00	73,232.00
9	9	Suiza	57,981.00	60,815.00
Mundo			1,687,371.00	1,794,600.00

**FUENTE:** Trade Map, 2017.

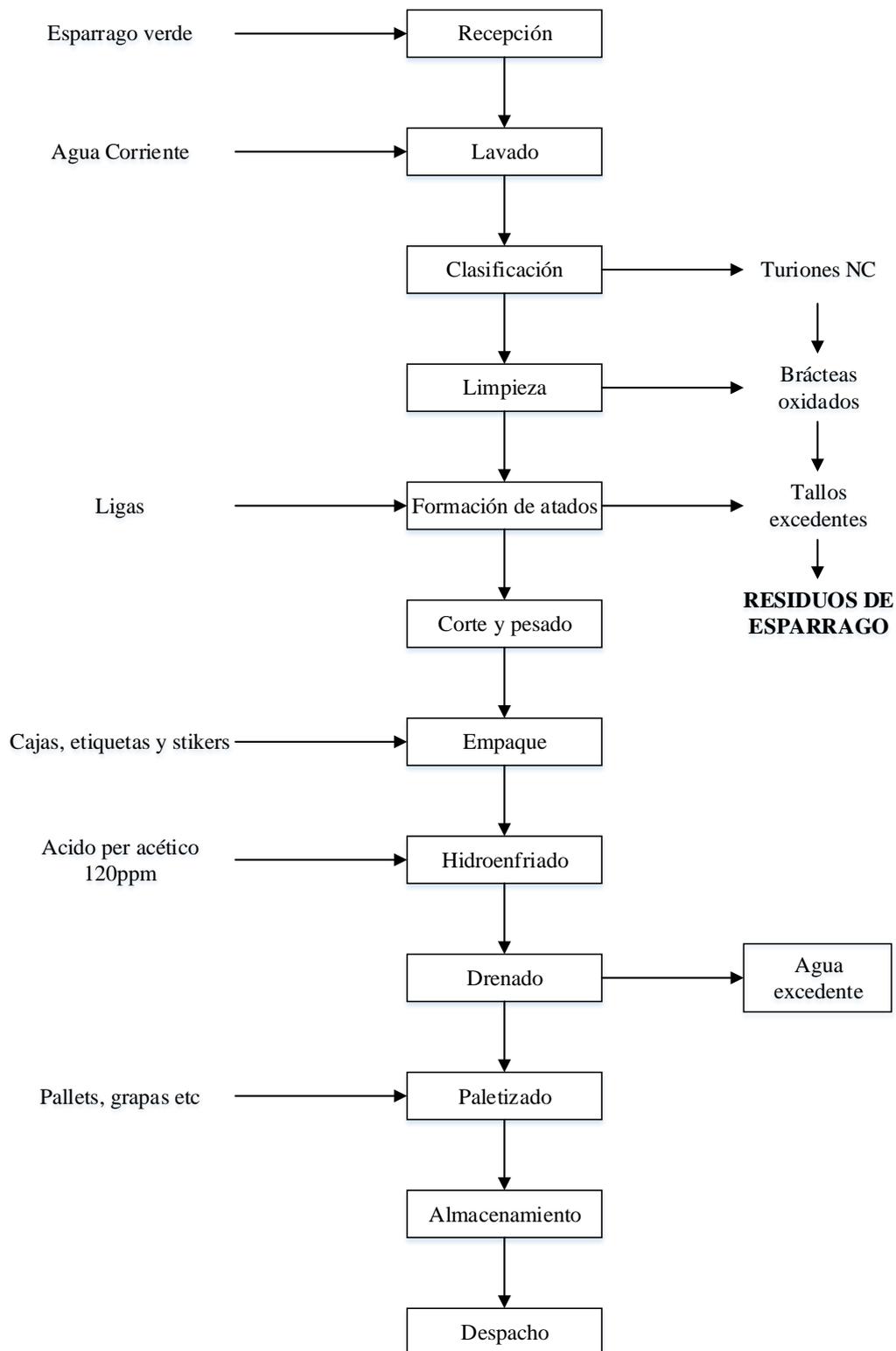
Recuperado de <http://www.trademap.org/Index.aspx>

## **2.2. MATERIA PRIMA: RESIDUO DE ESPARRAGO**

### **2.2.1. Definición:**

Es un producto no principal que se genera a partir de un proceso industrial de cualquier materia prima, la cual podría ser una fuente importate para otras aplicaciones, obteniendo un nuevo producto principal y un nuevo subproducto (Fonolla, J., Boza, J.A. 1993).

### 2.2.2. Proceso productivo de espárrago fresco y Optención del residuo de espárrago:



**Figura 4:** Diagrama de Flujo del Proceso Productivo de Espárrago Fresco.

La figura 4 muestra las etapas de procesamiento en fresco de espárrago. Asimismo muestra la obtención de residuos de este proceso exactamente en la etapa de la clasificación, limpieza y formación de atados.

La industria, agroindustria y la agricultura pueden generar anualmente más de 10 247,00 TM de residuos aptos de ser utilizados energéticamente. (MINAGRI, 2013).

El sector agrícola y agroindustrial es una gran fuente de residuos lignocelulósicos, desde la cosecha (Hojas, cogollos y ramas) hasta el procesamiento o transformaciones que se aplican sobre el producto (pepas, casacaras, tocones, etc).



**Figura 5:** Residuos del procesamiento de espárrago fresco de exportación

Los residuos de espárrago son generados y/o obtenidos en su gran mayoría a partir de procesamientos en frescos y congelados, en la cual se elimina el “Tocón” del fruto en un ángulo recto a través de cuchillos afilados, mediante un corte. (Campo Verde S.A.C. 2012).

## **2.3. SECADO:**

### **2.3.1. Definición:**

El secado es el proceso de conservación de alimentos vigentes desde la antigüedad con mayor importancia en alimentos sólidos para prevenir la acción microbiana, es un proceso de transferencia de masa y energía.

Estos dos mecanismos de transferencia de calor se da con el empleo de aire o gas, a su vez las propiedades termo-físicas, son parte importante para diseñar y modelar el proceso de secado. Con la reducción del nivel de agua en frutas y/o vegetales minimizamos el crecimiento microbiológico y reacciones químicas. (Ortiz, 2013).

### **2.3.2. Proceso de secado:**

Cuando una muestra fresca es secado, implica dos subprocesos básicos. (Rincón, A. 2011):

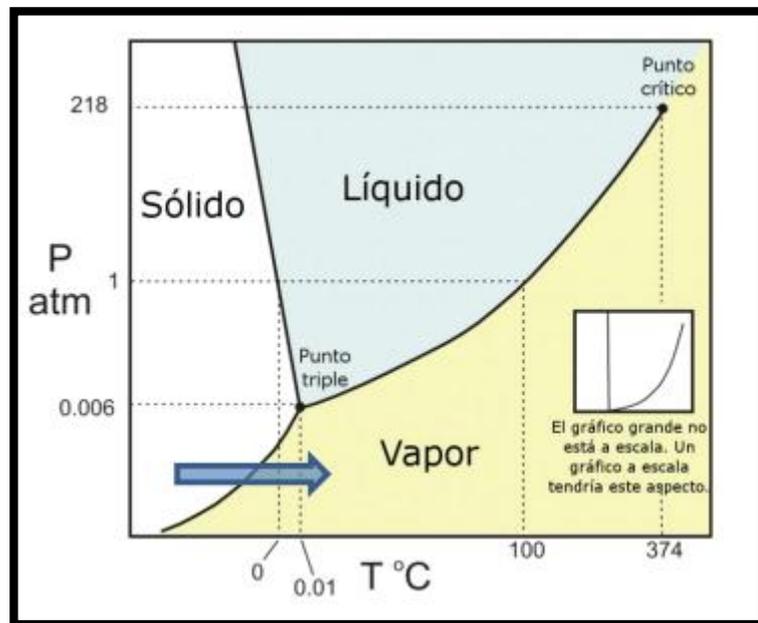
- Transferencia de la humedad interna del sólido hacia la superficie de éste genera la evaporación.
- Transferencia de energía en forma de calor del ambiente que rodea al sólido para evaporar la humedad de su superficie.

Estos subprocesos en algunos casos puede resultar un limitante que afecte la velocidad de secado a pesar de que ambos ocurren simultáneamente.

### 2.3.3. Tipos de secado:

#### 2.3.3.1. Secado por Liofilización:

Es un proceso de secado que se basa en sublimar el hielo de un producto congelado. (Ramirez, J. 2012). El agua contenida en el producto es transformado directamente del estado sólido a vapor sin pasar por el estado líquido, con los parámetros de temperatura y presión debajo del punto triple  $0.01^{\circ}\text{C}$  y  $0.006\text{bar}$ .



**Figura 6:** Diagrama de Presión-Temperatura de los estados del agua

“La Liofilización es el proceso más correcto para secar los compuestos orgánicos o inorgánicos sin modificar la composición cualitativa o cuantitativa. Así como también evita la desnaturalización de las proteínas. También es ideal en materiales biológicos tales como células, tejidos, bacterias, antioxidantes, vacunas, etc.” (Cuper, O. 2015).

- **ETAPAS DE LIOFILIZACIÓN:**

La liofilización consta de tres etapas muy importantes en las cuales busca hacer que los resultados finales del secado sean los optimos, conservando las características del producto original como la forma, color, aroma, sabor, textura, vitaminas, proteínas, etc. preservadas en el producto seco. (Ramirez, J. 2015).

1) **Congelación de la muestra a bajas temperaturas:** La congelación de los productos es una etapa muy importante ya que influye directamente en la apariencia y en la calidad del producto final. “La temperatura de congelación puede estar sobre los -20°C negativos, pero productos con un contenido elevado de azúcares, grasas o ácidos fuertes la temperatura deberá de estar sobre los -40°C”. (Ramirez, J. 2015). Si un producto se enfría apresuradamente puede causar la formación de cristales irregulares las cuales imposibilitaran un secado uniforme.

- **Enfriamiento por contacto directo**

Es un sistema de enfriamiento que se efectua en condiciones estáticas con una velocidad de 1 a 3 °C/min de cambio de temperatura de seguridad del producto. Normalmente un congelador debe llegar a -20°C.

- **Enfriamiento en un baño refrigerante**

Se realiza mediante un giro a unas revoluciones en medio de un refrigerante.

Es un método dinámico para cantidades grandes de líquidos.

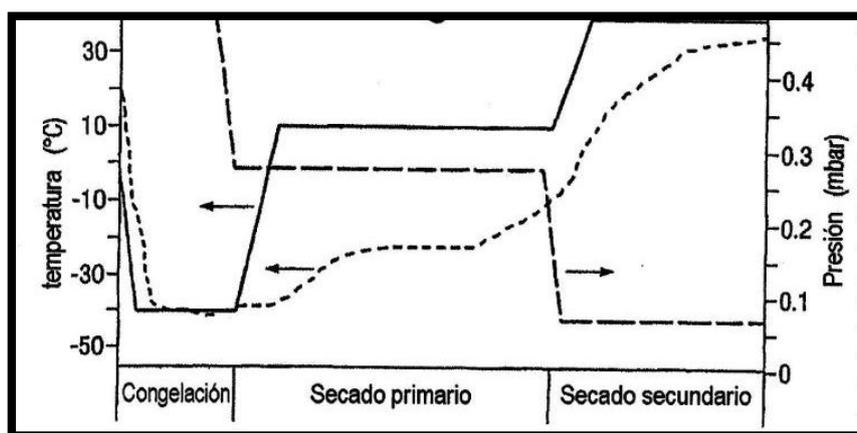
2) **Desecación primaria (sublimación):** En esta etapa se realiza la sublimación del hielo contenido en la superficie del producto y a medida que ahumenta la

temperatura, el vapor pasa por capas ya secas para salir del producto. Este vapor, se recoge en la superficie del condensador, el cual debe tener suficiente capacidad de enfriamiento para condensarlo todo, a una temperatura inferior a la del producto. (Cuper, O. 2015).

**3) Desección secundaria:** Esta etapa empieza cuando se llega a evaporar todo el hielo, en la cual las la temperatura del producto como de las placas son iguales iniciando la desecación secundaria en la cual se elimana parte del agua ligada del producto que no a sido congelado. Para ello el sistema de vacío del ambiente es muy importante. (Ramirez, J. 2012).

**4) Almacenamiento del producto:**

El sistema de almacenamiento para productos higroscópicos se deben usar emboluras adecuadamente sellados, para garantizar su conservación por largos períodos de tiempo en la cual las propiedades físicas, químicas, biológicas y organolépticas sean similaresa a sus estados originales. (Cuper, O. 2015).



**Figura 7:** Etapas del proceso de liofilización

FUENTE: SCENI, P. 2017.

Cabe mencionar que en la práctica las muestras adjuntadas de industrias de procesamiento de espárrago serán sometidos a un tratamiento previo de limpieza, selección y cortado. Luego estas muestras serán secadas en un liofilizado discontinuo a presión de 0.05mbar y temperatura de -30°C.

#### **2.3.3.2. Secado de Bandejas:**

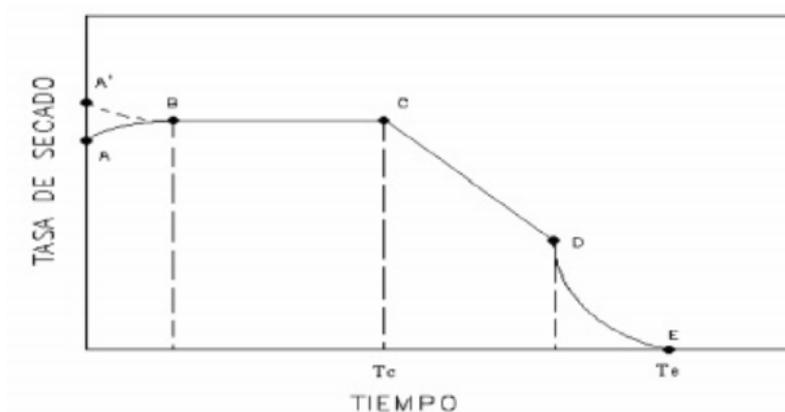
Es un tipo de secado mediante la evaporación del agua de la superficie de un producto, trasasándola al aire circundante. El tiempo y/o la rapidez de este proceso va depender de varios factores como el aire (la velocidad con la que éste circule alrededor del producto, su grado de sequedad, etc.), y las características del producto (composición, contenido de humedad, tamaño de las partículas, etc.). (Keqing, X. 2014).

El secador de bandeja por lo general consta de una cámara metálica rectangular que contiene unos soportes móviles sobre los que se apoyan unos bastidores. Cada bastidor contiene una cantidad de bandejas montadas unas sobre otras, que se cargan convenientemente un material apropiado.

**METODOLOGÍA:** El proceso consiste en circular aire caliente mediante las bandejas gracias a unos ventiladores acoplados al motor haciendo ingresar primero por un calentador formado por un haz de tubos por cuyo interior circula por lo general vapor de agua. Por un conducto de salida se evacua permanentemente aire húmedo y a través de la abertura de entrada ingresa aire fresco. Al final del proceso de secado, se retira de la cámara el conjunto de los bastidores para proceder a la descarga de producto seco y a una nueva carga, si se deseará volver a utilizar.

**PARÁMETROS DE SECADO:** Es importante tener las consideraciones sobre los parámetros que influirán en la desecación del producto.

- **Tiempo de secado:** Depende de los parámetros de secado y condiciones de secado como la temperatura (T), la velocidad (v) y humedad relativa del aire (HR).
- **Velocidad de secado:** hace referencia a los cambios de proceso de eliminación del agua del producto por etapas de deshidratación. Empieza desde A donde la temperatura del producto es inferior a la de la cámara y haya un aumento de velocidad de eliminación del agua hasta el punto B, donde se equilibra la temperatura del producto con la cámara haciendo que la velocidad de eliminación del agua sea constante hasta el punto C, luego empieza a disminuir la velocidad de eliminación de agua debido a la eliminación del agua libre del producto hasta un punto D, a partir de ello baja mínimamente hasta un punto E, donde se elimina parte del agua ligada del producto. (Ortiz, C. 2013).



**Figura 8:** Tasa de secado con respecto al tiempo

- **Circulación de aire:** Hace referencia al flujo de aire caliente que circula por todo el equipo con el objetivo de obtener un deshidrato homogéneo de los productos el material para el secado puede estar estático, móvil y fluido o diluido. (Keqing, X. 2014).
  - **Estático:** Es un lecho denso de sólidos por donde cada partícula descansa una sobre otra, debido a la densidad de la masa de la fase sólida.
  - **Móvil:** Es un tipo de lecho de sólidos ligeramente desconocido por donde las partículas están separadas apenas lo suficiente para fluir o deslizarse unas sobre otras..
  - **Fluidizado:** En este caso las partículas sólidas se sostienen mediante las fuerzas de arrastre provocadas por la fase gaseosa que pasa por los intersticios de las partículas, con una velocidad crítica dada.

## **2.4. ANTIOXIDANTES:**

### **2.4.1. Generalidades:**

El término antioxidante antiguamente hacía referencia a la capacidad de un producto para reducir el consumo del oxígeno. Posteriormente a finales del siglo XIX y a principios de siglo XX, se demostró las aplicaciones de antioxidantes en importantes procesos industriales gracias a los diversos estudios dedicados, por ejemplo: la prevención de la corrosión del metal. Según Zaro, M. 2014. *“Un antioxidante es una molécula que es capaz de retardar o prevenir la oxidación de otras moléculas”*.

## 2.4.2. La oxidación

Es una reacción química de transferencia de electrones de una sustancia a un agente oxidante. Esta reacción puede provocar la producción de radicales libres lo cual ocasiona daño a las células. (Galleano, M. et al. 2016). La reacción de oxidación puede ser iniciada por dos tipos de especies reactivas: los radicales libres, y las especies reactivas derivadas del oxígeno (ROS).

### - Radicales libres:

Hace referencia a especies como los átomos y moléculas o iones que contiene a los menos un electrón desapareado en su orbital más externo, y que sea capaz de existir en forma independiente (de ahí el término libre). (Balsano C y Alisi A. 2018).

### - Especies reactivas derivadas del oxígeno (ROS).

Que proviene de los términos “Reactive Oxygen Species”: Término que alcanza a todas aquellas especies reactivas que siendo o no radicales libres, centran su reactividad en un átomo de **oxígeno**. (Zaro María José. 2014).

## 2.4.3. Actividad Antioxidante:

La determinación de la “actividad antioxidante” de un alimento propiamente dicho permite cuantificar la “capacidad que tendrían todos los compuestos antioxidantes presentes en éste” (vitaminas + carotenoides + polifenoles + otros) para inhibir la degradación oxidativa, así como la peroxidación lipídica, gracias a su capacidad para reaccionar con radicales libres y recibe el nombre de antioxidante terminador de cadena. (Balsano C y Alisi A. 2018).

#### 2.4.4. Mecanismo de Acción mas importante de los Antioxidantes:

##### Interacción directa con especies reactivas:

Es el mecanismo más conocido y se refiere a la capacidad que tienen muchos antioxidantes para actuar como “estabilizadores o apagadores de diversas especies reactivas”. (Balsano C y Alisi A. 2018).

En el caso de los radicales libres, tal acción implica su estabilización a través de la cesión de un electrón a dichas especies reactivas. Tal mecanismo, definido como “SET” (single electron transfer), permite que el radical libre pierda su condición por “pareamiento” de su electrón desapareado.



**Figura 9:** Mecanismo SET

Junto al mecanismo SET, muchos antioxidantes pueden estabilizar radicales libres a través de un mecanismo que implica la transferencia directa de un átomo de hidrógeno (esto es un electrón con su protón). Tal mecanismo es definido como “HAT” (hydrogen atom transfer). En este último caso, el radical libre también queda estabilizado electrónicamente.



**Figura 10:** Mecanismo HAT

#### 2.4.5. Clasificación de los Antioxidantes:

Existen diversas formas para clasificar a los antioxidantes, como su origen y presencia en el organismo, es posible diferenciar entre aquellos antioxidantes

que son normalmente bio-sintetizados por el organismo, y aquellos que ingresan a éste a través de la dieta. (Zaro María José. 2014). Como son los antioxidantes enzimáticos y lo no enzimáticos.

- Los antioxidantes enzimáticos, como superóxido dismutasa, catalasa, glutatión peroxidasa, glutatión S-transferasas, tioredoxina-reductasas y sulfoxi-metionina-reductasas.
- Los antioxidantes no-enzimáticos, como glutatión, ácido úrico, ácido dihidro-lipóico, metalotioneína, ubiquinol (o Co-enzima Q) y melatonina. Dichos aportes al organismo no es muy significativo debido a que con el tiempo pueden generar problemas gastro-intestinales.

Respecto a los antioxidantes que ingresan al organismo solo a través de la dieta, estos se clasifican, esencialmente, en:

- Vitaminas-antioxidantes , como ácido ascórbico, alfa-tocoferol y beta-caroteno (o pro-vitamina A).
- Carotenoides (como luteína, zeaxantina y licopeno).
- Polifenoles, en sus categorías de flavonoides y no-flavonoides.
- Compuestos que no están en las tres categorías anteriores, como algunos glucosinolatos (ej. isotiocianatos) y ciertos compuestos organo-azufrados (ej. dialil-disulfido).

## **2.5. POLI FENOLES TOTALES**

### **2.5.1. Definición:**

Los polifenoles son sustancias químicas que posea un anillo aromático, un anillo benceno con una o más grupos hidroxilos, se conocen más de 8000

compuestos diferentes, que abarcan desde moléculas simples con bajo peso molecular como los ácidos fenólicos hasta compuestos altamente polimerizados, generalmente conjugados con azúcares (glucósidos) u otros compuestos orgánicos como los taninos. (Pérez Jiménez J. et al. 2012).

### **2.5.2. Clasificación de los Polifenoles:**

Se puede clasificar en dos subtipos de compuestos:

- Los flavonoides, cuya estructura (difencilpropano, C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>-C<sub>6</sub>) abarca dos anillos aromáticos (A y B) que se encuentran unidos entre sí por un heterociclo formado por tres átomos de carbono y uno de oxígeno (C), y para los cuales se han descrito más de cinco mil compuestos en el reino vegetal. (Zaro María José. 2014).
- Los llamados no-flavonoides (algunos cientos), que comprenden por lo general a los alcoholes mono-fenólicos, ácidos fenólicos simples y estilbenos. (Pérez Jiménez J. et al. 2012).

## **2.6. EXTRACCIÓN DE POLI FENOLES:**

La extracción, es una etapa previa a la cuantificación para la liberación de los compuestos activos presentes en las paredes celulares de los frutos, cumpliendo la función de regular el crecimiento y diferenciar las plantas. (Izquierdo A. 2012).

### **2.6.1. Extracción con Solventes:**

La extracción mediante el uso de solventes es la manera más utilizada para la recuperación de compuestos fenólicos a partir del material vegetal.

**Tabla 6:** Clasificación de los solventes mas comunes

<b>Clases de Solventes</b>	<b>Ejemplos de los más usados</b>
Hidrocarburos alifáticos	Pentano, hexano, heptano, decano
Hidrocarburos alicíclicos	Ciclohexano, metilciclohexano, (alfa-Pineno)
Hidrocarburos aromáticos	Benceno, tolueno, xileno, etilbenceno, estireno
Hidrocarburos halogenados	Cloruro de metileno, cloroformo, tricloroetileno, tetracloruro de carbono, 1,2-dicloroetano, freones, 1,1,1-tricloroetano, tetracloroetileno
Alcoholes	Metanol, etanol, i-propanol, butanol
Glicoles	Etilenglicol, dietilenglicol
Eteres	2-metoxietanol, etoxietanol, butoxietanol, p- dioxano
Esteres	Acetato de metilo, acetato de etilo, acetato de i- propilo, acetato de n-butilo, acetato de i-butilo, acetato de 2-etoxietilo, metacrilato de metilo
Cetonas	Acetona, butanona-2, 4-Metil-pentanona-2, hexanona-2, ciclohexanona
Otros	Agua, Nitroparafinas, disulfuro de carbono

Es importante en el aislamiento e identificación de compuestos fenólicos. La capacidad de extracción depende del disolvente, la naturaleza y preparación de material a extraer, la estructura química de los compuestos fenólicos, temperatura, tiempo de extracción, relación sólido-líquido, método de extracción empleado y la posible presencia de sustancias de interferencia (Bucić Kojić C. 2012).

Es importante considerar la afinidad del producto con tipos de solventes orgánicos ya que puede perderse los compuestos activos del fruto, en caso de esparrago se puede utilizar solventes; agua destilada, agua etanol, etanol, metanol, etc. (Larrea Posadas J. 2012).

Los solventes que utilizaremos en esta investigación se trata del agua acidulada y etanol:

- **Agua:** Se conoce como el solvente universal y es la mejor elección como solvente desde un punto de vista medioambiental, ya que no es ni inflamable, ni tóxica. El elevado momento dipolar del agua y su facilidad para formar puentes de hidrógeno hacen que el agua sea un excelente disolvente.
- **Etanol:** Es un alcohol que se presenta en condiciones normales de presión y temperatura como un líquido incoloro e inflamable con un punto de ebullición de 78,4 °C.
- **Agua acidulada:** Es un disolvente que consiste en la mezcla del agua y un ácido orgánico y/o inorgánico. Por ejemplo: el **Ácido clorhídrico:** Es una disolución acuosa del gas cloruro de hidrógeno (HCl). Una de sus características es que es muy corrosivo y ácido. Se emplea por lo general como reactivo químico y se trata de un ácido fuerte que se disocia completamente en disolución acuosa. Una disolución concentrada de ácido clorhídrico tiene un pH inferior a 1.

### 2.6.2. Extracción Ultrasónica:

La extracción asistida por ultrasonido se lleva a cabo bajo diferentes condiciones: solventes, tiempo, temperatura, etc. El ultrasonido induce una serie de efectos físicos, químicos y mecánicos resultando en un aumento en la tasa de recuperación de compuestos bioactivos, especialmente los compuestos fenólicos. (Wang J. et al. 2018).



**Figura 11:** Sonicador

La extracción asistida por ultrasonidos es una alternativa económica, simple y eficiente en comparación con las técnicas de extracción convencionales. Las principales ventajas del ultrasonido en la extracción de sólido y líquido incluyen el aumento del rendimiento de extracción y una cinética más rápida. (Dong J. et al. 2014).

La extracción ultrasónica es una técnica utilizada frecuentemente para la extracción de materiales vegetales utilizando solventes líquidos y está probada para un proceso de extracción más rápido y completo en comparación con los métodos tradicionales porque el área superficial entre

la fase sólida y líquida es significativamente mayor debido a la interrupción celular y dispersión de partículas.

Mediante el uso de la sonicación también se puede reducir la temperatura de funcionamiento, lo que permite la extracción de componentes sensibles a la temperatura. Comparado con otras técnicas de extracción novedosas como la extracción asistida por microondas, el aparato de ultrasonido es más económico y su funcionamiento es más sencillo.

## **2.7. DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES POR FOLIN-CIOCALTEAU:**

La determinación de fenoles se realiza mediante la técnica de Folin-Ciocalteu, la cual se basa en la propiedad de los fenoles de reaccionar frente a agentes oxidantes. Este reactivo contiene molibdato y tungstato sódico que al reaccionar con los compuestos fenólicos presentes, forman complejos fosfomolibdico - fosfotúngstico. En medio básico la transferencia de electrones reduce estos complejos a óxidos de tungsteno ( $W_8O_{23}$ ) y molibdeno ( $Mo_8O_{23}$ ), cromógenos de color azul intenso que son proporcionales a la cantidad de grupos fenólicos presentes en la molécula de interés. La curva de calibración en esta investigación es con ácido gálico (patrón).

## 2.8. MÉTODOS PARA MEDIR LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

### 2.8.1. Método DPPH (Radical 2, 2-Difenil-1-Picrylhydrazyl):

El radical (2, 2-difenil-1-picrylhydrazyl) posee un electrón desapareado, lo cual le confiere un color violeta observado en la respectiva banda de absorción alrededor de los 517 nm. El parámetro que se midió es el porcentaje de reducción del DPPH (Q) frente a la muestra, llamado también de inhibición.

$$\text{Se define Q como: } Q = \left(1 - \frac{A_{\text{muestra}}}{A_{\text{control}}}\right) * 100$$

Dónde:

- Amuestra: absorbancia de la muestra
- Acontrol: absorbancia del reactivo DPPH

### 2.8.2. Método de Ferric ion Reducing Antioxidant Power (FRAP):

Se basa en el poder que tiene una sustancia antioxidante para reducir el  $\text{Fe}^{3+}$  a  $\text{Fe}^{2+}$  que es menos antioxidante. El complejo férrico-2,4,6-tripiridil-s-triazina (TPTZ) incoloro es reducido al complejo ferroso coloreado. Se trata de un método espectrofotométrico ya que se mide la absorbancia del  $\text{Fe}^{2+}$ . Así, cuanto más antioxidante es la sustancia objeto de estudio, mayor es la reducción y mayor la concentración de  $\text{Fe}^{2+}$  y más alta la señal de absorbancia. El complejo va a poder ser reducido por productos con potenciales redox menores a 0,7 V (potencial redox del  $\text{Fe}^{3+}$  -TPTZ).

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS:**

#### **3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN:**

El proyecto se realizó en:

- Laboratorio de Investigación y Desarrollo Agroindustrial de la EAPIA de la Universidad Nacional del Santa.
- Laboratorio de Análisis y Composición de Productos Agroindustriales de la EAPIA de la Universidad Nacional del Santa.
- Instituto de Investigación Tecnológica Agroindustrial de la Universidad Nacional del Santa.
- Laboratorio de Ensayo Acreditado por la Dirección de acreditación “INACAL” COLECBI SAC.

#### **3.2. MATERIA PRIMA E INSUMOS:**

**Los residuos de espárragos:** Son obtenido del procesamiento de espárrago fresco para exportación de la empresa Santa Sofía del Sur S.A.C. Ubicado en la provincia de Casma, Ancash - Perú.



**Figura 12:** Residuos de Espárrago de la Empresa Santa Sofia del Sur S.A.C.

### **3.3. EQUIPOS, MATERIALES Y REACTIVOS:**

#### **3.3.1. Equipos:**

- Liofilizador marca LABCONCO elaboración USA.
- Secador de bandejas marca TORRH modelo BT-10XL.
- Espectrofotómetro marca JASCO modelo V670.
- Molino marca IKA WERKE modelo M20.
- Ultrasonido marca CULE PARMER modelo 8892.
- Centrífuga Digital modelo CENTURIÓN modelo SIGMA 2-1 GPK.
- Termo balanza marca PRECISA modelo XM50.
- pH metro marca THERMO SCIENTIFIC modelo A211.
- Potenciómetro marca VITLAB modelo L5-150
- Cabina extractor de Gases marca CHC LAB modelo CLE 101-05.
- Digestor Khenjdal marca VELP modelo SCIENTIFICA.
- Estufa marca POLEKO APARATURA modelo SLN 115.
- Balanza analítica marca PRECISA modelo LX220A.
- Mufla marca THERMOLYNE modelo 347034984.
- Refrigerador marca GENERAL ELECTRIC modelo GSMF3REX made MÉXICO.

#### **3.3.2. Materiales de Laboratorio**

- Campana de desecación
- Vasos de precipitado: 10, 50, 100 ml.
- Pipeteadores de plástico.
- Micropipetas: 10, 100 y 1000 uL.

- Fiolas de 10, 25, 50 y 100 ml.
- Tubos de vidrio y tubos falcón.
- Pipetas de 5 y 10 ml.
- Crisoles
- Espátula.
- Pinzas de madera y de metal.
- Papel filtro
- Placas Petri.
- Mortero.
- Viales

### **3.3.3. Otros Materiales:**

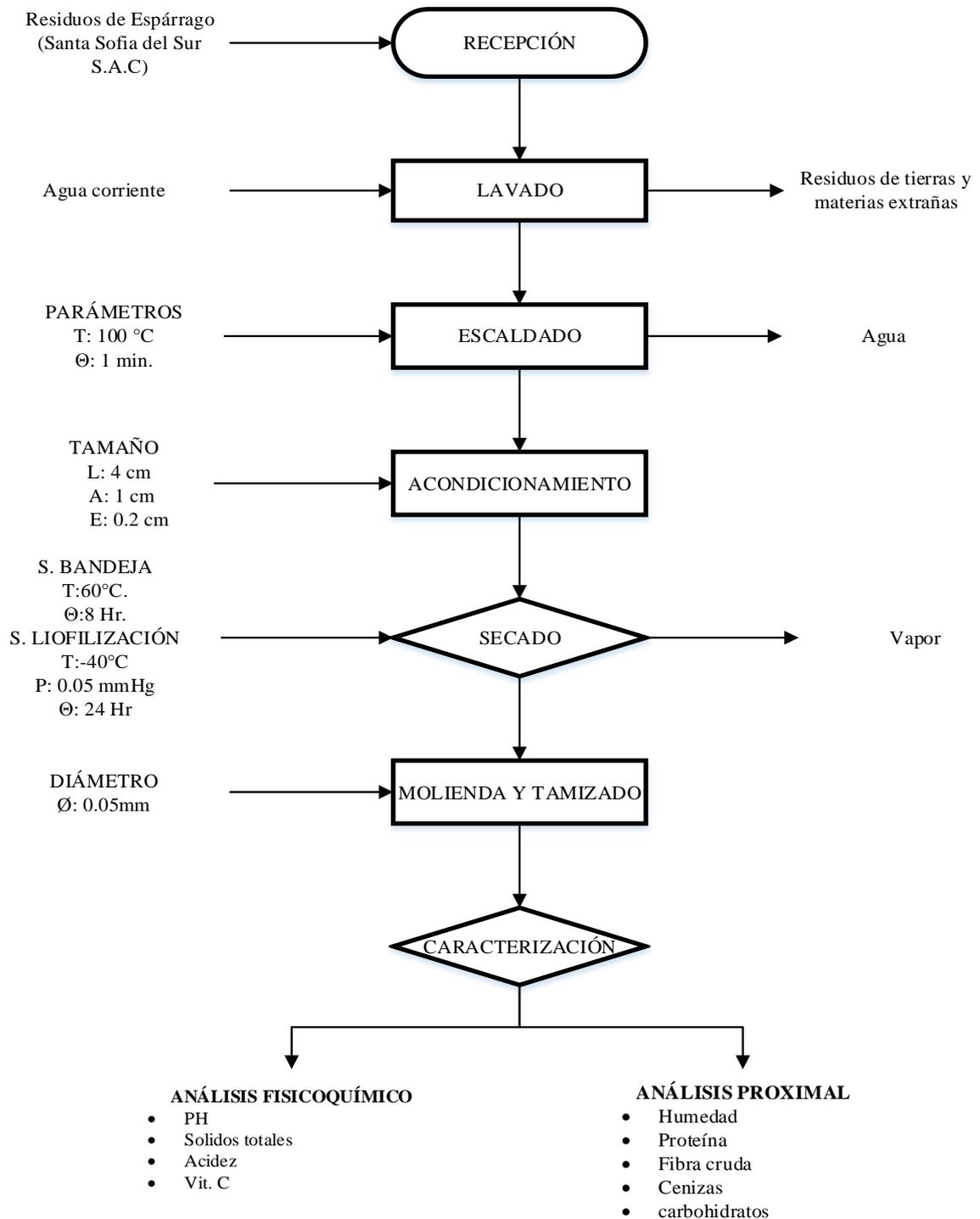
- Papel toalla
- Regla milimetrada.
- Campana
- Tablas picar
- Cuchillos
- Papel aluminio
- Bolsas de polietileno.
- Marcadores.
- Plumón indeleble
- Grapas
- Cinta masqueting.

### 3.3.4. Reactivos:

- Etanol grado HPLC de 100%
- Metanol grado HPLC 100%.
- Ácido clorhídrico concentrado 37% (m/v).
- Folín ciuclateu (2N).
- Carbonato de sodio (NaCO<sub>3</sub>)
- Ácido gálico (250ppm)
- 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH).
- 6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-carboxylic acid (Trolox)
- Ácido clorhidrico (40Mm)
- Ácido acético baffle (300mM)
- Synonym: 2,4,6-Tri(2-pyridyl)-s-triazine (TPTZ) 10mM.
- Ácido sulfúrico concentrado (H<sub>2</sub>S<sub>04</sub>) 0.2N
- Ácido bórico 99.5%.
- Hidróxido de sodio (NaOH) 40%.
- Rojo de metilo
- Catalizador Kjeldahl 6.25% Cu.
- Alcohol comercial.
- 2,4 – 6 Diclorofenolinofenol.
- Ácido ascórbico 500ppm
- Ácido oxálico
- Agua destilada

### 3.4. MÉTODOS:

#### 3.4.1. Procedimiento de la Preparación de la Muestra:



**Figura 13:** Diagrama de Flujo del proceso de preparación de la muestra para la extracción y/o análisis

## - RECEPCIÓN:

Se recopila aproximadamente 10kg de residuos de esparrago de la planta de procesamiento de espárragos frescos **Santa Sofia del Sur S.A.C.** Ubicada en la provincia de Casma en Ancash. Estas muestras fueron sometidas a análisis físicoquímico y análisis proximal.



**Figura 14:** Recepción de residuos de esparrago

## - LAVADO

El lavado se realizó con flujo corriente de agua potable, hasta retirar restos de tierra, pajilla u otro material extraño.

Nota: No se uso concentraciones de cloro para evitar que reaccione con los antioxidantes de esparrago.



**Figura 15:** Lavado y Desinfección de residuos de esparrago.

- **ESCALDADO:**

Consiste en poner agua a ebullición (100°C) y remojar los residuos de esparrago por un lapso de 1 minuto como máximo.



**Figura 16:** Escaldado de residuos de esparrago.

- **ACONDICIONAMIENTO:**

Las muestras son cortadas en pequeños trozos de 4 cm de largo, 1cm de ancho y 0.2 cm de espesor.



**Figura 17:** Acondicionamiento de los residuos de esparrago.



**Figura 18:** Muestra acondicionada

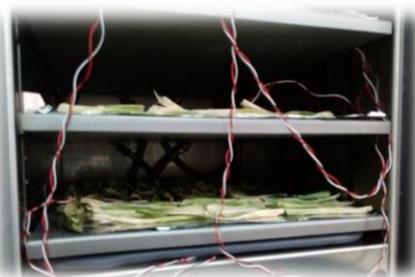
**- SECADO:**

El secado en secador de bandejas fue 1.5 kg de muestra y se llevo a cabo a 60°C por un tiempo de 8 horas.



**Figura 19:** Secado de residuos de esparrago por Secador de Bandejas.

La otra mitad fue secado por liofilización a una temperatura de -40°C por 24 hr a una presión de 0.05 mmHg. Hasta obtener una muestra con una humedad de 10% aprox.



**Figura 20:** Secado de residuos de esparrago por Liofilización.

- **MOLIENDA Y TAMIZADO:**

La muestra seca es molida y tamizada con un tamiz de diámetro de 0.05mm con el fin de obtener una harina fina.



**Figura 21:** Residuos de espárrago molido y tamizado.

**3.4.2. Métodos de Análisis para la Caracterización de la Muestra:**

**ANÁLISIS PROXIMAL**

- **Determinación de Humedad:**

Por método gravimétrico AOAC. 930.15 2005. Se realiza a la muestra fresca y muestra seca.

- **Determinación de Cenizas:**

Por calcinación directa según método AOAC. 923.03. 2005. Se realiza a la muestra fresca y muestra seca.

- **Determinación de Proteínas Totales:**

Se determinó por método Kjeldahl AOAC 2011.11. Se realiza a la muestra fresca y muestra seca.

- **Determinación de Fibra Cruda:**

Para la determinación de la fibra se utilizó el método oficial de AOAC 994.02.

Se fundamenta en la digestión de las moléculas de hemicelulosa, lignina y toda la fibra soluble. Se realiza a la muestra fresca y muestra seca.

- **Determinación de Carbohidratos:**

Se obtuvo gracias a los otros datos ya existentes, es decir por diferencia, restando el 100% la suma de los porcentajes de humedad (H), ceniza (C), grasa (G) y Proteínas (P). Se realiza a la muestra fresca y muestra seca.

### **ANÁLISIS FÍSICO QUÍMICO**

- **Determinación de pH:**

El pH se determinó utilizando un pH-metro marca THERMO CIENTIFIC del laboratorio de análisis y composición de alimentos agroindustriales, previamente calibrados en soluciones amortiguadoras de 3 5 7 Ph. para cada una de las lecturas se introduce el electrodo en las soluciones a analizar a una temperatura promedio de 25°C. Las muestras fueron registradas con un valor de pH de tres decimales. Se realiza la muestra fresca.

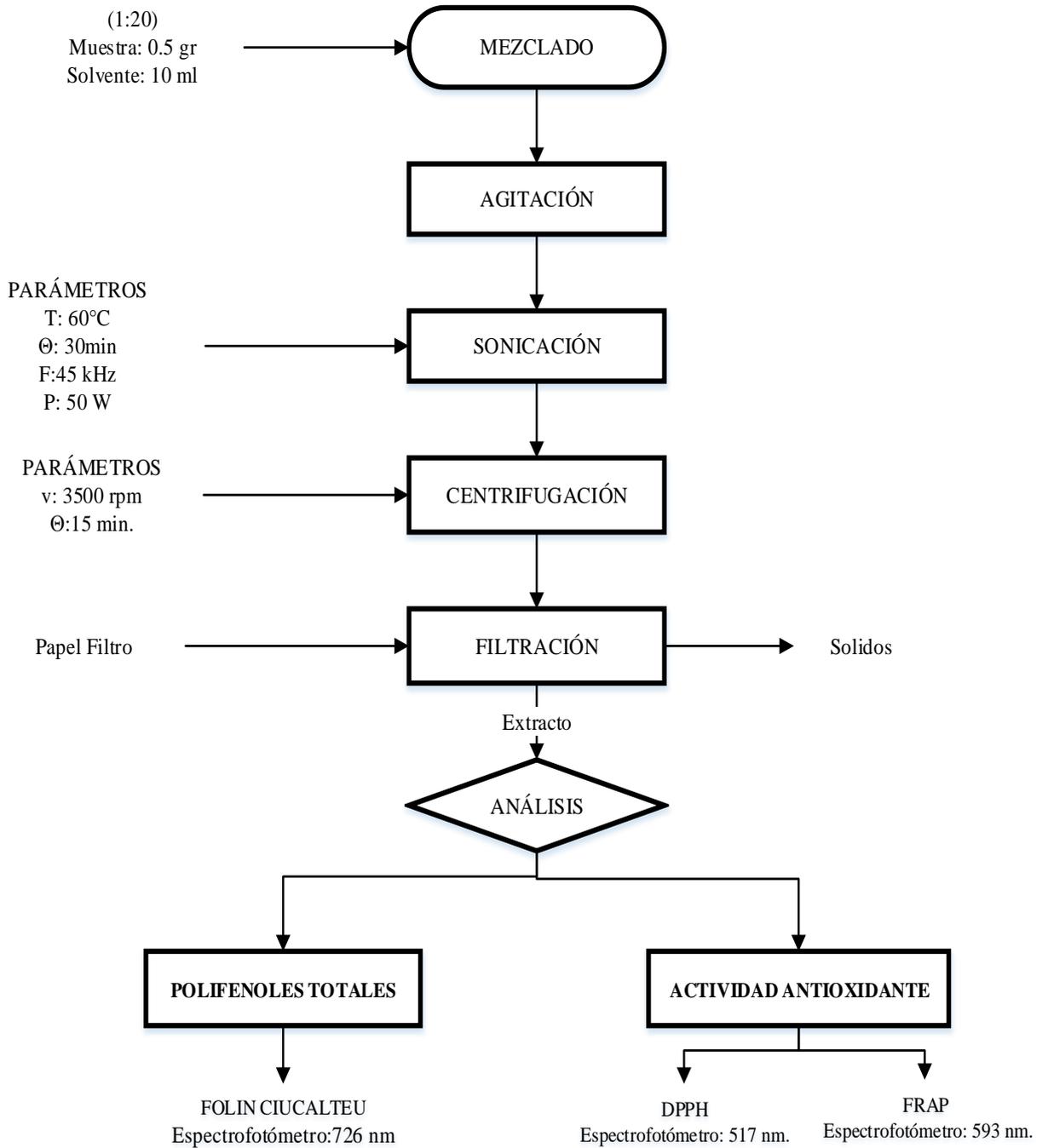
- **Determinación de Ácidez:**

La acidez se determina en un equipo de titulación con indicadores de fenolftaleína y con una valoración de NaOH 0.1N, el gasto es proporcional a la acidez de la muestra. Se realiza a la muestra fresca.

- **Determinación de Vitamina C:**

Se determinó por método volumétrico 2.4- 6 diclorofenolindofenol, del A.O.A.C 2016. Se realiza a la muestra fresca.

### 3.4.3. Procedimiento de la Extracción de los antioxidantes:



**Figura 22:** Diagrama de flujo del proceso de extracción de los antioxidantes

**- MEZCLADO:**

Consiste en mezclar a una concentración de 20% (p/v) la muestra en harina fina previamente pesado con los 3 tipos solventes (etanol-agua acidulada 70:30, etanol al 95% y agua acidulada 0.01% HCl v/v) por triplicado en tubos falcón de plástico protegidos de la luz.



**Figura 23:** Mezclado de la Muestra Solida con los tipos solventes de extracción

**- AGITACIÓN:**

Consiste en agitar los tubos falcón con muestra Sólido-Líquido en un agitador eléctrico (BORTEX).

**- SONICACIÓN:**

Es una de las etapas mas importantes de la extracción propiamente dicha ya que se somete la muestra con solvente, a una temperatura de 60°C por un periodo de 30 min con sonicación y cubiertos de la luz, en un equipo de ultrasonido marca COLE PARMER 8892.



**Figura 24:** Extracción de Antioxidantes del residuos de esparrago en un sonicador

- **CENTRIFUGACIÓN:**

Se centrifugo por 15 minutos a 3500 rpm en una centrifuga marca SARTORIUS.



**Figura 25:** Centrifugación del extracto

- **FILTRACIÓN:**

El sobrenadante se filtró con papel Whatman de 0.05mm de diámetro.

- **ANALISIS:**

Finalmente se analiza las variables independientes de la investigación.

#### **3.4.4. Método de la Determinación de Polifenoles Totales:**

Se utiliza el Método Folin- Ciocalteu. Singleton y Rossi, 1995, modificado por (Cárdenas, 2016).

Se fundamenta en la propiedad que tienen los fenoles al reaccionar con los agentes oxidantes, este reactivo de Folin, contiene molibdato y tungstato sódico que al reaccionar con los compuestos fenólicos, forman complejos fosfomolibdico-fosfotungstico. Cuando está en medio básico la transferencia de electrones logra reducir estos complejos a óxidos de tungsteno y molibdeno, cromógenos de color azul intenso que son proporcionales a la cantidad de grupos fenólicos presentes en las moléculas de interés.

**Preparación de reactivos:** Preparación de folin-ciocalteu (0.25N) con 1.25ml de folín comercial (2N) en una fiola de 10ml con agua destilada. El carbonato de sodio (20%) con 2 gr de carbonato de sodio en una fiola de 10ml con agua destilada, y se somete a sonicación para completar la disolución.

**Preparación de la curva de calibrado:** El ácido gálico (250ppm) con 25 mg de ácido gálico y se diluye en una fiola de 100 ml con agua destilada. Se prepara concentraciones de ácido gálico de 0, 20, 50, 100, 150, 200 ppm, en un volumen total de 1000uL con agua destilada. Para hacer la lectura de la muestra se toma 100uL de solución de ácido gálico 200uL de Folín, 300uL de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> y 1400uL de agua destilada. Se lee la absorbancia en un espectrofotómetro a 726 nm.

**Análisis de la muestra:** Se utiliza 100 uL de muestra, diluida 1 en 3 (v/v), 200uL de Folín, 300uL de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> y 1400uL de agua destilada. A vez se preparó los blancos por cada muestra a analizar con 100uL, 1900 uL de agua destilada.

### **3.4.5. Métodos de Analisis de la Actividad Antioxidante:**

#### **3.4.5.1. DPPH:**

Se desarrolla por Método DPPH (Radical 2, 2-difenil-1-picrylhydrazyl). Implementado por Brand Williams et, al 1995.

Este método consiste en medir la capacidad antioxidante para estabilizar el radical DPPH<sup>+</sup> (radical libre inestable debido a la deslocalización de un electron desapareado). Este radical tiene un color azul-violeta, con la presencia de un agente antioxidante (Trolox) se decolora a amarillo pálido.

**Preparación de reactivos:** Preparación de DPPH (0.15Mm) con 4 mg del radical DPPH se disolvió con 50 mL de metanol grado HPLC por 10min en sonicador con ultrasonido luego se aforo con agua destilada a 100mL protegido de la luz.

**Preparación de la curva de calibración:** La solución Trolox (800 uM) con 5 mg de Trolox en 25 mL de metanol al 50%. Curva calibrado se prepara con concentraciones de 100, 200, 300, 400, 500, 600, 700 y 800 uM de Trolox, con metanol al 50%, de cada uno de las soluciones se toma 100uL y se mezcla con 2900 uL de solución DPPH, se lleva a incubación en baño maría con agitación a 35°C por 2hr. Se lectura la absorbancia en un espectrofotómetro a 517 nm.

**Análisis de las muestra:** Para el análisis de las muestras se toma 100uL de muestra y 2900uL de solución de DPPH, se preparó el blanco de cada muestra con 100uL de muestra y 1900 agua destilada.

**Análisis de capacidad antioxidante:** La capacidad antioxidante por DPPH, se expresó en umol ET/gr muestra BS y en porcentaje de Inhibición (% I).

#### **3.4.5.2. FRAP**

Se utiliza el Método (Ferric ion Reducing Antioxidant Power). Implementado por Benzie and Strain (1999).

El método consiste en el poder que tiene una sustancia antioxidante para reducir el  $Fe^{3+}$  a  $Fe^{2+}$  que es menos antioxidante. El complejo llamado férrico-2,4,6-tripiridil-s-triazina (TPTZ) incoloro es reducido al complejo ferroso coloreado.

Este método es espectrofotométrico debido a que se mide la absorbancia del  $Fe^{2+}$ . Así, cuanto mayor antioxidantes tiene la sustancia en estudio, mayor es la reducción y por ende mayor es la concentración de  $Fe^{2+}$  y más alta la señal de absorbancia.

**Preparación de reactivos:** Preparación de HCl (40mM) con 394 uL de HCl (37%) y agua destilada aforada a 100mL.

La solución baffle acetato (300mM) con 1.55 gr de acetato de sodio trihidratado, 8 mL de ácido acético y agua destilada aforado a 500 ml, el pH

fue regulado a 3.6 con HCl (40mM). La solución de FeCl<sub>3</sub>-6H<sub>2</sub>O (20mM) con 54 mg de cloruro férrico hexahidratado y agua destilada aforada a 25 ml.

La preparación de TPTZ (10mM) con 31 mg de reactivo TPTZ y ácido clorhídrico (40Mm) aforado a 10 mL.

La solución FRAP se obtiene con mezcla en proporción (10:1:1) de baffle acetato, TPTZ, Cloruro férrico hexahidratado respectivamente.

**Elaboración de la curva de calibrado:** La preparación de Trolox (1mM) con 2.5 mg de Trolox y 5 mL de metanol y 5 mL de agua destilada.

La elaboración de curva de calibrado se halló con concentraciones de 100, 200, 300, 400, 500, 600, 700 y 800uM de Trolox, estas diluciones se hacen con metanol a 50% a un volumen total de 100uL y se adiciona 2250ml de solución FRAP y se deja reaccionar por 15min a temperatura de 30°C.

La lectura se lleva a cabo en un espectrofotómetro a 593 nm.

**Análisis de las muestras:** Se tomó 100 uL de muestra y mezclo con 2250 uL de solución FRAP por 15min a 30°C, las lecturas de las absorbancias se llevó a cabo en un espectrofotómetro a 593 nm. Para ello se preparó blancos para cada muestra con 100uL de muestra y 2250 de agua destilada.

**Análisis de capacidad antioxidante:** La capacidad antioxidante por FRAP se expresó en umol ET/gr muestra BS.

### 3.5. TÉCNICA DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS:

Las actividades se dividen en 6 tratamientos con 3 repeticiones. Se realizará un análisis de varianza (ANOVA) y Tukey saber si existe o no diferencia estadística entre las muestras. Usando como software statgraphics.

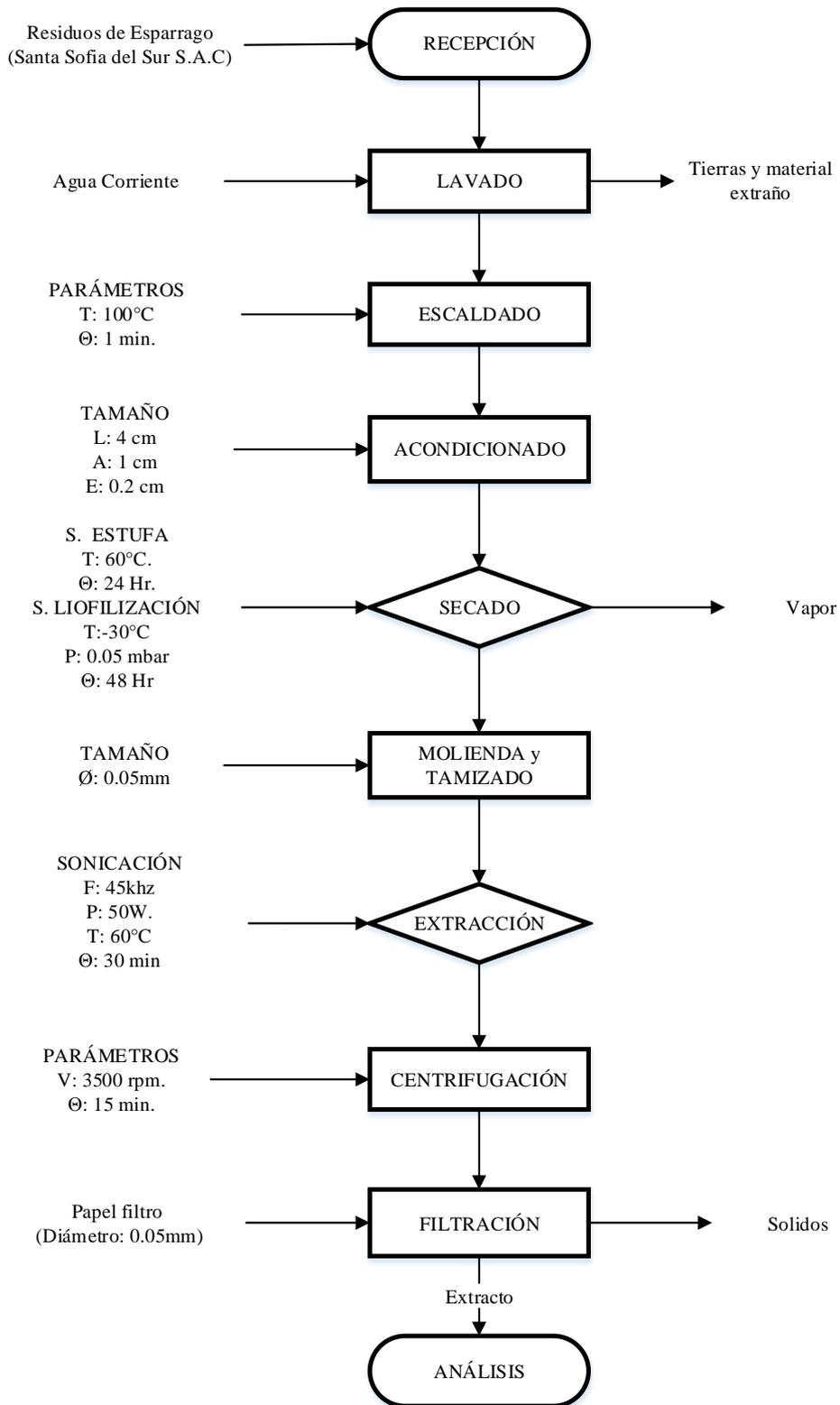
Diseño Base:

- ✓ El número de factores experimentales: 2
- ✓ El número de respuestas: 3
- ✓ El número de corridas: 18
- ✓ Los grados de libertad para el error: 12
- ✓ Aleatorizar: Sí

**Tabla 7:** Matriz del Diseño Estadístico de la Investigación

<b>Técnica de secado</b>	<b>Solvente de extracción</b>	<b>Polifenoles Totales</b>	<b>Actividad Antioxidante</b>	
			<b>DPPH</b>	<b>FRAP</b>
S. Liof.	Etanol 95%			
S. Liof.	Etanol 95%			
S. Liof.	Etanol 95%			
S. Liof.	Ag. Acid. 0.01%			
S. Liof.	Ag. Acid. 0.01%			
S. Liof.	Ag. Acid. 0.01%			
S. Liof.	Et - Ag. Acid. (70:30)			
S. Liof.	Et - Ag. Acid. (70:30)			
S. Liof.	Et - Ag. Acid. (70:30)			
S. Band.	Etanol 95%			
S. Band.	Etanol 95%			
S. Band.	Etanol 95%			
S. Band.	Ag. Acid. 0.01%			
S. Band.	Ag. Acid. 0.01%			
S. Band.	Ag. Acid. 0.01%			
S. Band.	Et - Ag. Acid. (70:30)			
S. Band.	Et - Ag. Acid. (70:30)			
S. Band.	Et - Ag. Acid. (70:30)			

### 3.6. PROCESAMIENTO PARA LA RECOLECCIÓN DE DATOS:



**Figura 26:** Diagrama de Flujo sobre la metodología del proyecto de Investigación final

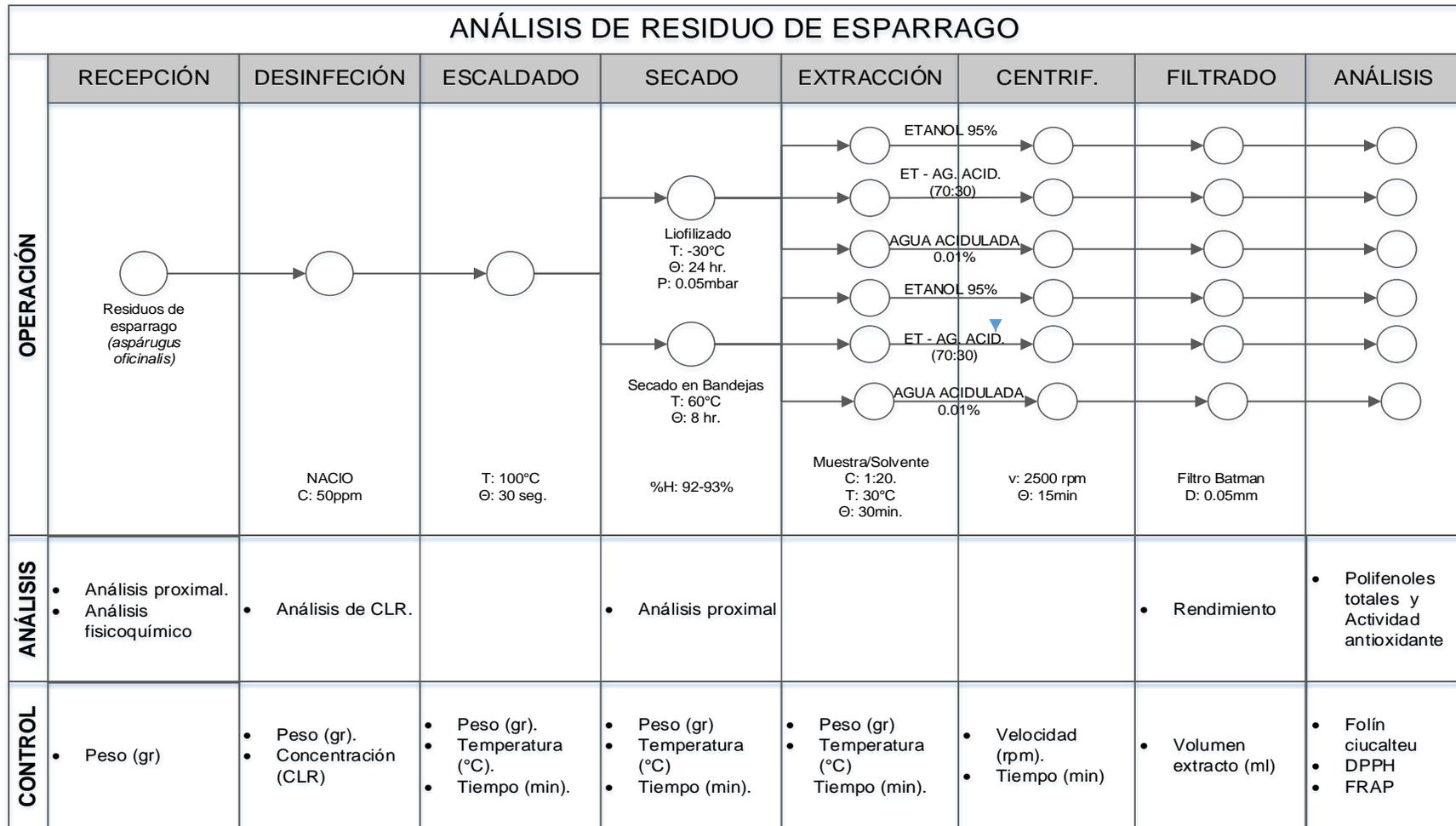


Figura 27: Esquema experimental que comprende el estudio

#### **IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN:**

##### **4.1. SECADO DEL RESIDUOS DE ESPARRAGO POR “LIOFILIZACIÓN” Y POR SECADOR DE “BANDEJA”:**

El tipo de secado utilizado influye de manera directa en las características de la muestra como humedad, tamaño de partícula y en la interacción de transferencia interna de masa, la optimización de la extracción de compuestos fenólicos y actividad antioxidante (Martínez J, 2014).

El uso de secado por liofilización es el mejor método para secar compuestos de naturaleza orgánica o inorgánica sin alterar su composición cualitativa o cuantitativa. Es posible evitar la desnaturalización de las proteínas. (Cuper, O. 2015).

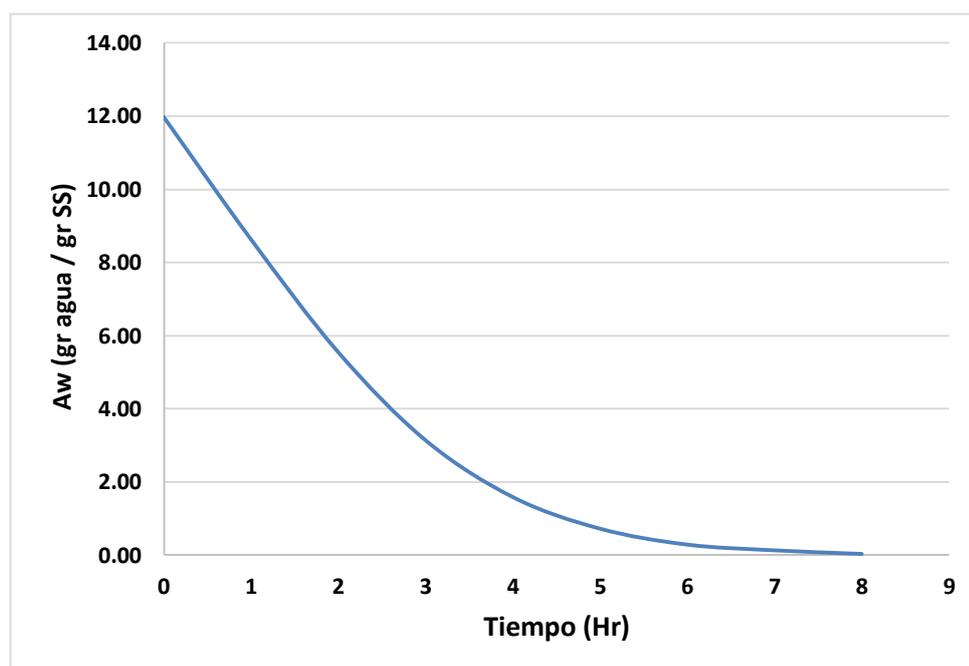
Por otro lado el secado por bandejas también reduce la huida de solutos porque existe un calentamiento uniforme de la masa húmeda y la desventaja es que se absorbe muy rápidamente y no penetra mucho en la masa húmeda. En la investigación el espárrago fue deshidratado en un secador de bandeja de naturaleza convectiva utilizando una velocidad de (1 –3m/s) y temperatura de (60°C), tiempo de exposición del producto 8 horas aproximadamente, en la gráfica 5 y 6, se puede apreciar el comportamiento de secado, estas gráficas fueron obtenidas a partir de las Tablas de humedad (gr de agua / gr SS), mostradas en el anexo III en los cuadros 12 y 13.

En la investigación se obtuvo un rendimiento de secado en secador de bandejas hasta un 85% mostradas en la Tabla 9.

**Tabla 8:** Rendimiento del residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) secado en un secador de bandeja:

Muestra fresca (gr)	Muestra seca obtenida (gr)	Muestra seca teórica (gr)	Rendimiento (%)
800	55.194	64. 780	<b>85.2 ± 0.05</b>

Los datos se deben a que las temperaturas elevadas provocan la formación de una capa superficial dura e impermeable. (Ramírez, 2014). Durante el secado existe migración de los constituyentes solubles, por tanto al evaporarse el agua también existe una pérdida de los compuestos volátiles principalmente el sabor y el aroma (Martínez, 2013).



**Gráfica 5:** Curva de secado de residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) en un secador de bandejas a 60°C.

La curva mostrada en la Gráfica 5 muestra el comportamiento de la humedad con respecto al tiempo, la gráfica muestra un comportamiento exponencial, a

partir de 7 horas se va haciendo constante el peso de la muestra de residuo. En análisis realizado por (Mállap C, 2012).

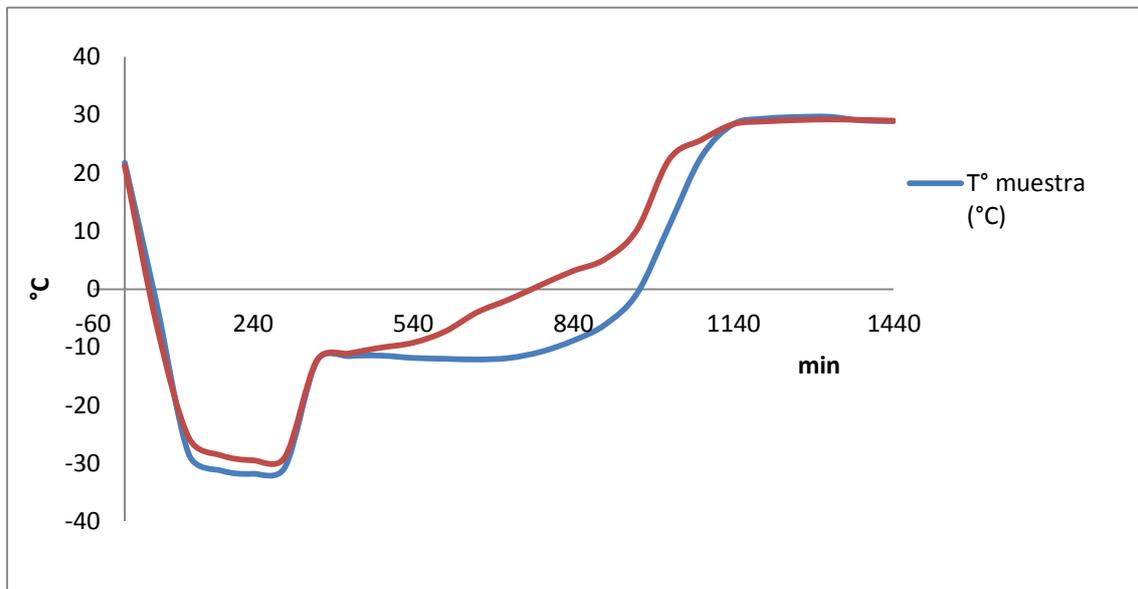
En secadores por aire caliente el tipo de transferencia de calor es directa donde el calor es transportado hacia el alimento por convección, conducción y radiación del medio externo y la masa de agua del alimento es retirada por difusión y convección (Barboza C, 2012).

Según (Fellows, 2014). Cuando se seca por aire caliente, este entra en contacto con el alimento que por general es húmedo su superficie y se calienta y el calor transmitido se usa como calor latente de vaporización con lo que el agua que contiene pasa al estado de vapor. El vapor de agua que pasa por difusión de capa de aire en contacto con el alimento, es arrastrado por el aire en movimiento, generando sobre aquel una zona de baja presión de vapor.

**Tabla 9:** Rendimiento del residuos de esparrago verde (*Asparagus officinalis*) secado en un secador por liofilizador:

<b>Muestra fresca (gr)</b>	<b>Muestra seca obtenida (gr)</b>	<b>Muestra seca teórica (gr)</b>	<b>Rendimiento (%)</b>
800.19 + 0.26	68.21+ 0.36	91.45 ± 0.902	93.2 ± 0.05

El rendimiento de secado en liofilización mostradas en la Tabla 10, llega hasta un 97%, indica que el equipo puede conservar y preservar casi la totalidad de muestras sometidas al secado, mientras que el secado por bandeja muestra un rendimiento de 85%, es decir tiene una pérdida de 15%.



**Gráfica 6:** Curva de secado de residuos de esparrago verde (*Asparagus officinalis*) en un liofilizador.

Gráfica 6, es una curva que fue contruida con datos de temperatura con respecto al tiempo proporcionados con con sensor DATATRACE, se muestra tres etapas bien diferenciadas, la primera una etapa de congelación, la segunda la etapa de sublimación donde hay una disminución de humedad inversamente proporcional con respecto al tiempo y la tercera etapa de desorción donde se elimina parte del agua ligada del producto.

La etapa de congelación fue llevado a  $-30^{\circ}\text{C}$  por 4 hr, sublimación hasta los  $10^{\circ}\text{C}$  por 12 hr y desorción a  $30^{\circ}\text{C}$  por 8 hr. Según (Ramírez, 2011) el proceso de secado por liofilización en alimentos se ha convertido en el mejor método de deshidratación que además de conservar las características organolépticas y nutritivas del alimento, le otorga un valor agregado aprox. del 120%.

El espárrago tiene cantidades importantes de compuestos activos como polifenoles, flavonoides, vitamina C, fibras, etc. Las cuales son preservadas con el liofilizado tal como afirma Vargas D, (2015). Esta técnica es usada con el objetivo de reducir las pérdidas de los componentes bioactivos así como responsables del aroma y sabor, los cuales se pueden verse afectados en los procesos convencionales de secado.

Al analizar las curvas de secado por secador de bandeja y liofilizado se puede observar que presentan diferencias significativas notables, el secado por bandejas tiene una curva cóncava mientras que el liofilizado presenta una curva lineal negativa. Según Molina L, (2014) esto se debe a que el secado por bandejas, la pérdida de humedad comienza de manera lenta para luego irse haciendo cada vez rápida con el paso del tiempo hasta que vuelve a desacelerar cuando se acerca a menor contenido de humedad; a diferencia de secado por liofilización donde se puede observar que la pérdida de humedad de la muestra es más rápida durante la etapa de sublimación en la cual la curva es bastante empinada, en la etapa de desorción decrece a pérdida de humedad, esto ocurre debido a que la remoción de la humedad ligada se hace más difíciles.

#### 4.2. CARACTERIZACIÓN DEL RESIDUO DE ESPARRAGO:

La caracterización se realizó en base humedad y en base seca. Con el fin de conocer los residuos de esparrago y contar con datos referenciales.

Se puede considerar residuo a todo aquel que es obtenido tras un procesado industrial. En este sentido, los residuos derivados tanto de la manipulación como de la transformación de los alimentos vegetales pueden considerarse tal (Llorach et al., 2013). Por ello es esencial conocer a fondo sus características fisicoquímicas:

En la Tabla 11 se presentan los resultados del análisis físicoquímico de los residuos de espárrago verde acidez titulable, pH, brix y vitamina C; realizado en el Laboratorio de Composición de Alimentos de la EAPIA de la Universidad Nacional del Santa.

**Tabla 10:** Análisis físicoquímico de residuos de esparrago verde (*Asparagus officinalis*) - Base Humedad

PARÁMETROS	DATO*
Acidez (%)	0.111± 0.004
Ph	5.443± 0.015
Brix (%)	4.567± 0.306
Vita C (mg)	16.00± 0.203

**FUENTE:** UNS, 2018.

\*Análisis realizado por triplicado

La acidez titulable encontrada fue 0.111 g ácido cítrico/100g, valor cercano 0.12 por ciento a los informados por Chandía (2000), y 0.104 por ciento encontrado por Larrazábal (2000) para espárragos verdes.

El pH fue 5.443, cercano al reportado 5.95 por Larrazábal (2000), para espárragos verdes y levemente inferior al reportado 6.28 por Krarup (1987).

Se obtuvo 4.567 °Brix, cercano al reportado 5.3 por Larrazabal (2000), para el ápice y tallo de espárragos verde.

El contenido de vitamina C fue 16.0 mg /100g, valor menor al 20 mg/100g, presentado por Souci et al. (2008); además estudios revelan gran variabilidad en el contenido de vitamina C en espárragos crudos, influenciado por la fecha, lugar de recolección, labores culturales y ambientales; esta variación va desde 8mg/100g según lo informado por Hudson y Lachance (1986) a 89.16 mg/100g indicado por Fernández et al. (2001). Además cabe precisar que nuestra materia prima en estudio se trata del residuo de esparrago verde de las cuales el 90% esta representado por la parte inferior del turión, popularmente llamado tocones.

En la Tabla 12 se presentan los resultados de la composición química proximal de los residuos de espárrago verde (humedad, ceniza, proteína) se analizaron en el Laboratorio de Composición de Alimento de la EAPIA de la Universidad Nacional del Santa, el análisis de fibra se realizó en La Empresa CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES “COLECBI” S.A.C y la cantidad de carbohidrato se obtuvo por diferencia de los otros componentes.

**Tabla 11:** Composición química proximal de residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) - Base Humedad

PARÁMETROS	DATOS*
Humedad (%)	92.29± 0.620
Ceniza (%)	0.27± 0.013
Proteína (%)	1.23± 0.007
Fibra (%)	1.43± 0.008
Carbohidratos (%)	4.8± 0.023

**FUENTE:** UNS y COLECBI, 2018.

\*Análisis realizado por triplicado

Según la tabla de composición química de alimentos del Perú. (MINSA, 2017), La composición química del espárrago está compuesta por 90 a 94% de agua, 3 a 4.5% Hidratos de carbono, 2 a 2.5% de proteína, 0.6 a 2.5% fibra bruta, 0.5 a 1.5% de minerales y 0.1 a 0.8% de grasa.

La cantidad de carbohidratos es alto de 4.8% en el residuo de espárrago verde, esto posiblemente se deba a la alta cantidad de fructooligoacáridos que presenta el espárrago dentro de su composición Souci et al. (2008). Este incremento se debe a que 69.3 % de fibra es insoluble y solamente el 30.1% es fibra soluble. (Gamarra J. 2014)

Mientras que la cantidad de proteínas es de 1.23% un valor por debajo, debido a que el espárrago presenta pocas moléculas de aminoácidos con cadena larga (mayor a 20) según Larrazábal (2000). También es posible que la cantidad baja de proteínas se haya debido a un error en la valoración del ácido clorhídrico en el equipo kjendahl. Sin embargo es un valor válido ya

que no se trata del turion de espárrago propiamente dicho sino del residuo del procesamiento industrial de espárrago verde de exportación en fresco.

Con respecto a la humedad esta dentro del rango especificado en la tabla química de alimentos del Perú para el espárrago verde siendo un valor de 92.29%, de la misma manera para cenizas 0.47%.

El contenido de fibra cruda del residuo del espárrago verde fue de 1.43g/100g, un valor cercano y mayor a 0.81g/100g lo reportado por Infoagro (1997) para la parte comestible de espárrago verde (turiones). La fibra como tal representa la porción no digerible de los alimentos, y por eso, mientras mayor sea su concentración en un producto dado, menor deberá de ser su valor alimenticio, aunque es importante recomendarlo para el buen funcionamiento del intestino. Fuentes Alventosa J. et al. (2009).

Dentro la investigación una variable importante de estudio es secar la muestra en un secador de bandeja y en un liofilizador antes de la extracción de los compuestos antioxidantes (polifenoles), por ende es necesario su caracterización.

**Tabla 12:** Composición química proximal de residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) secado por liofilización – Base seca

PARÁMETROS	DATOS*
Humedad (%)	10.33 ± 0.92
Ceniza (%)	4.97 ± 0.01
Proteína (%)	13.76 ± 0.01
Fibra (%)	19.36 ± 0.12

Carbohidratos (%)	51.6 ± 0.32
-------------------	-------------

**FUENTE:** UNS y COLECBI, 2018.

\*Análisis realizado por triplicado

**Tabla 13:** Composición química proximal de residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) secado por bandeja – Base seca

PARÁMETROS	DATOS*
Humedad (%)	12.70 ± 0.92
Ceniza (%)	4.19 ± 0.01
Proteína (%)	13.58 ± 0.01
Fibra (%)	19.00 ± 0.15
Carbohidratos (%)	50.53 ± 0.32

**FUENTE:** UNS y COLECBI, 2018.

\*Análisis realizado por triplicado

En las tablas 13 y 14 se muestran los resultados de la composición química proximal de residuos de espárrago verde secado en un liofilizador y en un secador de bandeja respectivamente. La humedad, ceniza y proteína se analizaron en el Laboratorio de Composición de Alimento de la EAPIA de la Universidad Nacional del Santa, el análisis de fibra se realizó en La Empresa CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES “COLECBI” S.A.C y la cantidad de carbohidrato se obtuvo por diferencia de los otros componentes.

En la tabla 13, la humedad del residuo de espárrago secado en un liofilizador es de 10.33% mientras que en la tabla 14, la humedad del residuo de espárrago secado en un secador de bandeja es de 12.70% lo un valor mayor

frente al liofilizado. Con lo que respecta en cenizas resultó ser 4.97% y 4.19% para el residuo de espárrago verde liofilizado y secado en un secador de bandeja respectivamente.

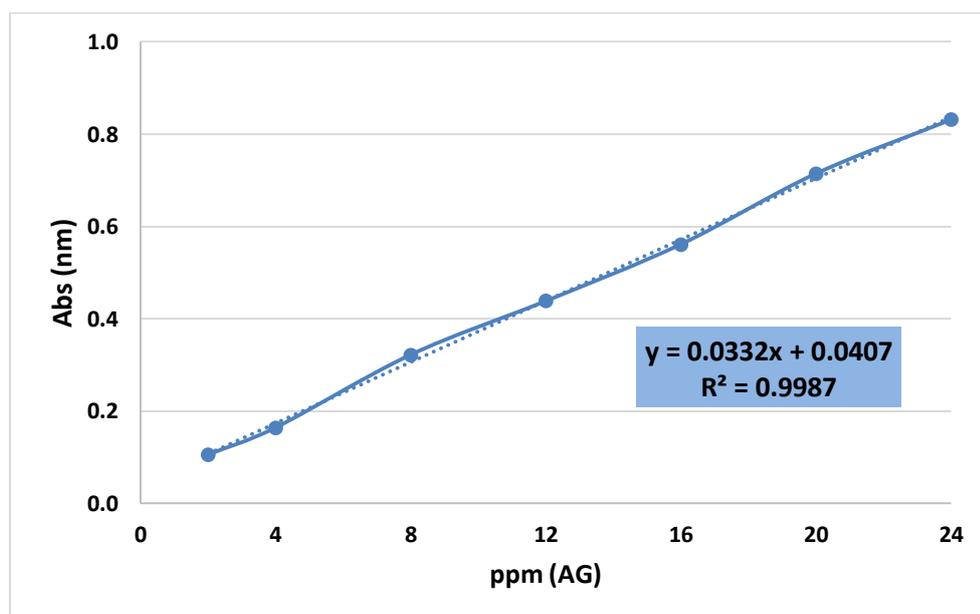
Sin embargo en ambas tablas, se observa que el contenido de humedad y cenizas de la harina de residuo de espárrago verde se encuentra dentro de las tolerancias indicadas en la norma técnica peruana 205.040 de INDECOPI (1976) para harinas sucedáneas de trigo (5% para cenizas y 16% para humedad), lo que indica que es adecuada para su empleo en la elaboración de productos de panadería, pastelería y otros.

El contenido de humedad valor que influye en las otras características fisicoquímicas, depende del grosor de la cáscara, así como del tiempo y temperatura de secado a los cuales se sometieron durante su procesamiento. Fuentes Alventosa J. et al. (2009). Es por ello que la cantidad de proteína es de 13.76% en el residuo de espárrago secado por liofilización y 13.58% en el residuo de espárrago secado en un secador de bandeja y los carbohidratos es de 51.6% y 50.53% respectivamente.

El porcentaje de fibra cruda fue de 19.36% y 19.00% residuo de espárrago verde secado por liofilización y por secador de bandeja respectivamente, valores menores que fibra cruda de 21,93% para harina de cascara de espárrago blanco según lo reportado por Mateu, X. (2004), Las diferencias en el porcentaje de fibra dependen de la materia prima y su tratamiento para la determinación de la misma (Cho y otros, 1997; citado por Sánchez, 2005).

### 4.3. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES DE LOS RESIDUOS DE ESPARRAGO:

Para determinar el contenido de polifenoles totales por el método de folin C., se tuvo que realizar en primer lugar la curva de calibración como lo muestra en el Gráfico 7, siendo el ácido gálico (AG) el patrón, para ello se tuvo que medir la absorbancia de las soluciones de AG ANEXO IV. Según (Véliz E, 2018), el Ácido gálico como tal, es un ácido fenólico natural que en virtud de su alta solubilidad frente al agua, su bajo costo y su amplia disponibilidad comercial, permite su empleo como estándar patrón en (las curvas de comparación de) del ensayo de Polifenoles totales (PFT).



**Gráfica 7:** Curva de calibración de ácido gálico

En esta investigación el tipo de secado y los solventes de extracción fueron las variables independientes de estudios. Es por ello que el objetivo fue tener el residuo de espárrago en base seca y pulverizada; luego se extrajo los

compuestos polifenolicos mediante el método de sonicación con los solventes planteado. Y finalmente se determinó la cantidad con el método de Folin C.

**Tabla 14:** Resultados del Contenido de Polifenoles totales de los residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) secados por Liofilización - Bandeja y extraídos con los solventes en estudio

Muestra	Secado	Solvente	mgAGE/g Muestra BS			PROMEDIO
			R <sub>1</sub> *	R <sub>2</sub> *	R <sub>3</sub> *	
1	Liofilizado	Etanol 95%	19.25	19.31	20.18	<b>19.58 ± 0.355</b>
2	Liofilizado	Et. – Ag. Ac.(70:30)	10.26	9.84	10.50	<b>10.20 ± 0.228</b>
3	Liofilizado	Agua acidulada 0.01%	15.31	15.75	15.46	<b>15.50 ± 0.153</b>
4	Bandeja	Etanol 95%	15.62	15.61	15.59	<b>15.60 ± 0.011</b>
5	Bandeja	Et. – Ag. Ac.(70:30)	9.39	9.29	8.19	<b>8.96 ± 0.158</b>
6	Bandeja	Agua acidulada 0.01%	12.73	12.65	12.22	<b>12.53 ± 0.087</b>

\*R= Replicas / Muestra = residuos de espárrago verde / BS = Base Seca

**FUENTE:** Tabla de Medias por Mínimos Cuadrados con intervalos de confianza del 95.0%. Tabla N°17 de ANEXO IV.

En la Tabla 15, se muestra los resultados de polifenoles totales de diferentes tratamientos. El valor más alto (19.58 mgAGE/g muestra BS) se da en muestras secadas por liofilización y extraídas con solvente etanol al 95%. El valor más bajo (8.96 mg AGE/g muestra BS) se da en muestras secadas por bandejas y extraídas con solvente etanol 95% - agua acidulada 0.01% (70:30).

Valores aceptados para el espárrago, ya que según Zhang H, (2018), reporta concentraciones entre (14.7 a 35.2 mgAGE/g muestra BS) en el contenido de polifenoles totales, con parámetros de temperatura de 51°C, tiempo de extracción 73 min, etanol 95.3% y (1:50) solido/liquido.

Asi mismo según Arredondo S, (2012). En su investigación sobre la cantidad de polifenoles totales en espárrago fresco (sin ningún tratamiento previo), las concentraciones en la porción de espárrago verde y blanco varían desde (13.15 – 4.72 mgAGE/g muestra BS) y (9.04 - 3.92 mgAGE/g muestra BS) respectivamente.

Estos contenidos de polifenoles totales en el residuo de espárrago son similares al turión de espárrago propiamente dicho, aunque se sabe por investigaciones realizada por Gil M, Allende A, y Martinez A, (2013). Que estas cantidades se pueden ver afectados por factores como el genotipo, manejo de cosecha, estado de madurez, procesos de extracción y análisis y su conservación.

Comparando el resultado de los tratamientos en la Tabla 15 con resultados iniciales de muestras fresca mostradas en Anexo IV – Tabla, se puede constatar que la pérdida de polifenoles totales con tratamientos de secado por liofilización es mínima, la extracción con solvente etanol al 95%, es 100%. A diferencia de los tratamientos de secado por bandejas y extracción con etanol 95% agua acidulada 0.01% (70:30), genera una pérdida de 37% de polifenoles totales.

En la Tabla 16, se muestra el Analisis de Varianza para el contenido de polifenoles totales - ANOVA, donde particiona la variabilidad del contenido de PFT en piezas separadas para cada uno de los efectos de tipo de secado y solventes de extracción, entonces prueba la significancia estadística de cada efecto comparando su cuadrado medio contra un estimado del error experimental.

**Tabla 15:** Analisis de Varianza para el contenido de polifenoles totales

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Gl</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>Razón-F*</b>	<b>Valor-P</b>
<b>EFFECTOS PRINCIPALES</b>					
A:Técnica de Secado	33.538	1	33.538	211.52	0.0000
B:Tipos de Solvente	193.475	2	96.7373	610.12	0.0000
<b>INTERACCIONES</b>					
AB	5.7229	2	2.86145	18.05	0.0002
RESIDUOS	1.90267	12	0.158556		
TOTAL (CORREGIDO)	234.638	17			

\*Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

La Tabla ANOVA descompone la variabilidad de Polifenoles en contribuciones debidas a varios factores. Los valores-P prueban la significancia estadística de cada uno de los factores. En este caso, en la Tabla 16, se observa que los 3 efectos tienen un Valor-P menor que 0.05, estos factores tienen un efecto estadísticamente significativo sobre Polifenoles con un 95.0% de nivel de confianza. Es decir, la variable A (Técnica de Secado), la variable B (Tipos de Solvente) en su forma lineal, y la combinación de ambas, son estadísticamente significativos para la determinación de la cantidad de polifenoles totales, dicha de otra manera, influyen o tienen un efecto sobre la concentración de PFT.

Por su parte, se llevó a cabo la prueba de rangos múltiples entre las medias de la Técnica de Secado y Tipos de solventes. Como se muestra en la Tabla

17 y 18 respectivamente, se aplica un procedimiento de comparación multiple para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras. El método empleado actualmente para discriminar entre las medias es el procedimiento de diferencia honestamente significativa (HSD) de Tukey. Con este método hay un riesgo del 5.0% al decir que uno o más pares son significativamente diferentes, cuando la diferencia real es igual a 0.

**Tabla 16:** Pruebas de multiple rangos para el contenido de polifenoles. TÉCNICA DE SECADO

<b>Técnica de Secado</b>	<b>Casos</b>	<b>Media LS</b>	<b>Sigma LS</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
S.Band.	9	12.3656	0.13273	X
S.Liof.	9	15.0956	0.13273	X

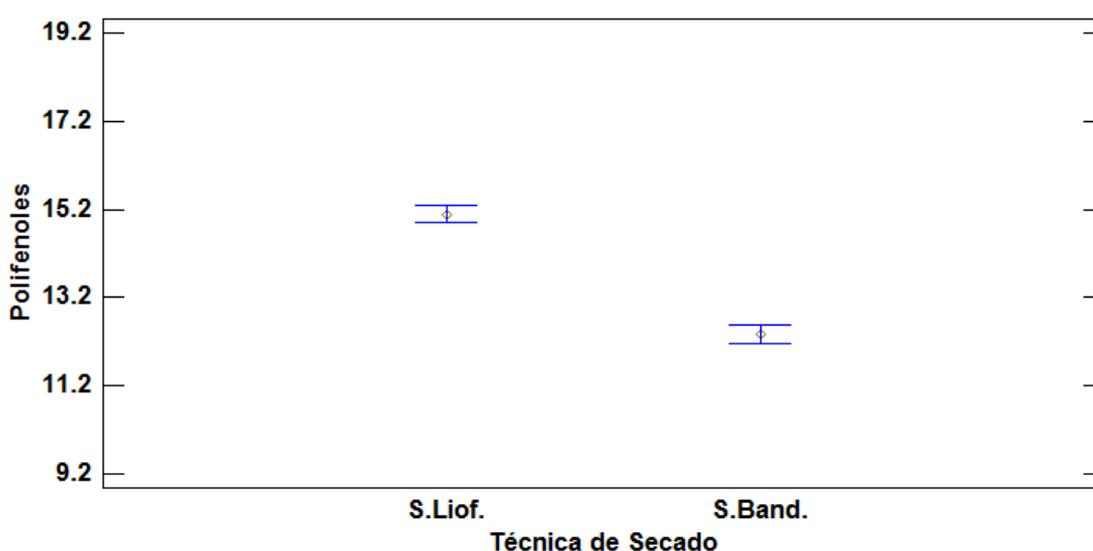
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<b>Contraste</b>	<b>Sig.</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Límites</b>
S.Band. - S.Liof.	*	-2.73	0.408983

\* indica una diferencia significativa.

En la parte superior de la Tabla 17, se han identificado 2 grupos homogéneos según la alineación de las X's en columnas. No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's. Sin embargo en el caso de la Técnica de Secado las X's no están alineadas por lo que podemos deducir que si existe diferencias estadísticamente significativas. La mitad inferior, muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. En este caso se ha colocado un asterisco junto al par, indicando que este par muestra diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95.0% de confianza.

Todo ello se ilustra en la Gráfica 8, donde se observa una comparación de medias de Tukey HSD, cuya media del Secado por Liofilización (S.Liof.) es 15.096 mg AGE/g muestra BS y la media del Secado Bandeja (S.Band.) es 12.366 mgAGE/g muestra BS. Al comparar el contenido de polifenoles totales (PFT) cuya diferencia es de -2.73 lo que representa 18.08% menos que la muestra liofilizada. Además nos permite afirmar que existe evidencia estadística para señalar que el contenido de polifenoles es diferente en cada uno de los tipos de secados (S.Lif. y S.Band.); sin embargo, es importante llevar a cabo la actividad antioxidante para evaluar el verdadero efecto de esta reducción.



**Gráfica 8:** Medias y 95% de Tukey HSD para Técnica de Secado

En la parte superior de la Tabla 18, para el caso Tipo de Solventes las X's no están alineadas por lo que podemos deducir que si existe diferencias estadísticamente significativas entre los niveles.

La mitad inferior de la Tabla 18, muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias, puesto que presenta un asterisco en los 3 pares, Si existe diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95.0% de confianza entre Ag. Acid. 0.01% - Et - Ag. Acid. (70:30), Ag. Acid. 0.01% - Etanol 95% y Et - Ag. Acid. (70:30) - Etanol 95%.

**Tabla 17:** Pruebas de multiple rangos para el contenido de polifenoles. TIPOS DE SOLVENTE

Tipos de Solvente	Casos	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Et - Ag. Acid. (70:30)	6	9.57833	0.162561	X
Ag. Acid. 0.01%	6	14.02	0.162561	X
Etanol 95%	6	17.5933	0.162561	X

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

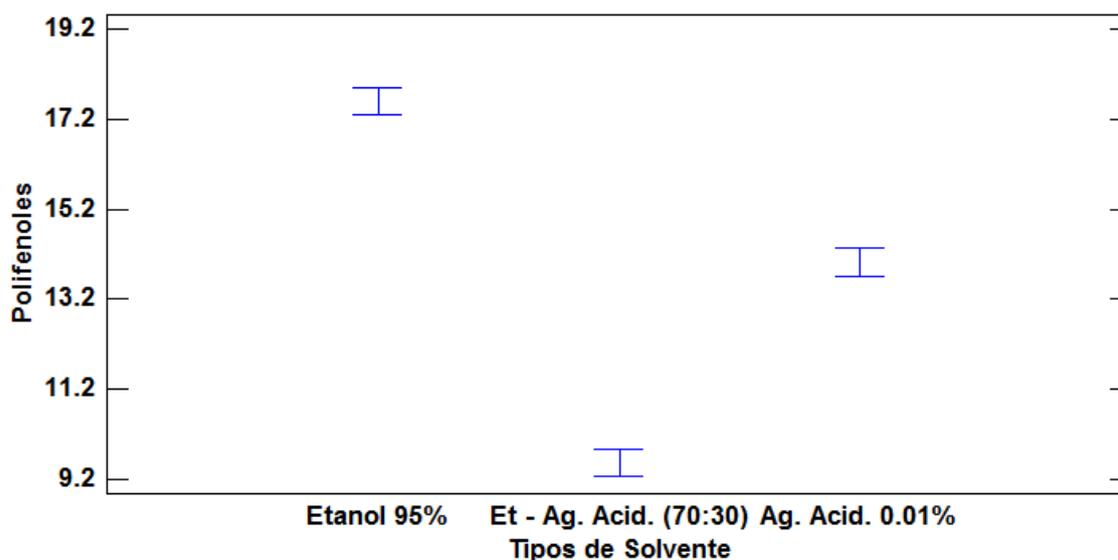
Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
Ag. Acid. 0.01% - Et - Ag. Acid. (70:30)	*	4.44167	0.615015
Ag. Acid. 0.01% - Etanol 95%	*	-3.57333	0.615015
Et - Ag. Acid. (70:30) - Etanol 95%	*	-8.015	0.615015

\* indica una diferencia significativa.

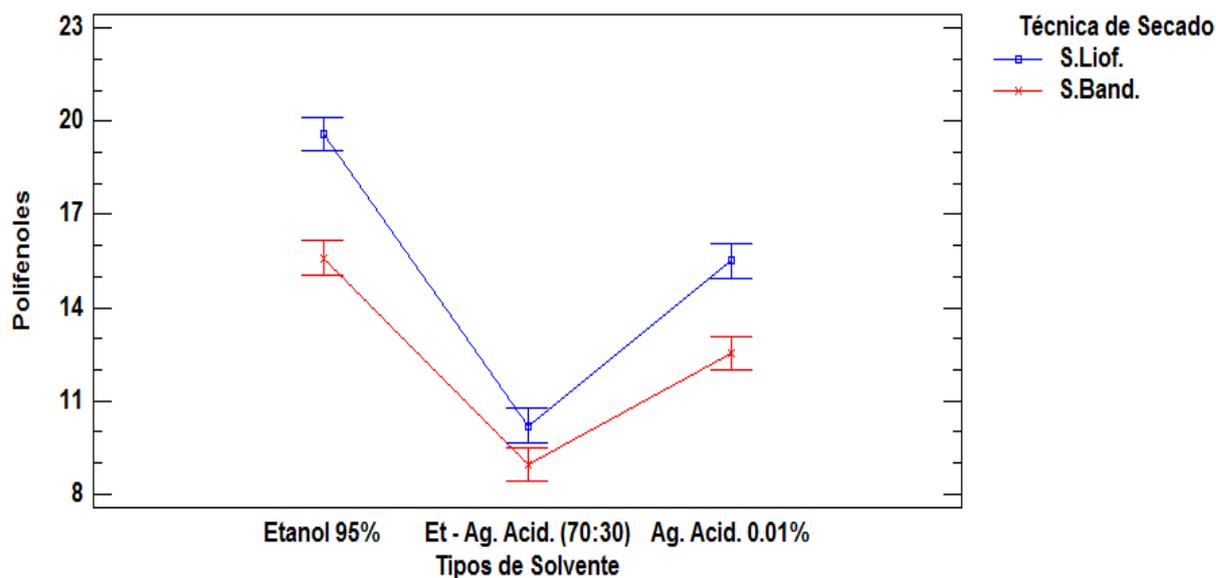
Todo ello se ilustra en la Gráfica 9, donde se observa una comparación de medias de Tukey HSD, cuya media del solvente Etanol 95% es 17.593 mgAGE/g muestra BS, la media del solvente Et - Ag. Acid. (70:30) es 9.578 mgAGE/g muestra BS y la media del solvente Ag. Acid. 0.01% es 14.02 mgAGE/g muestra BS. Al comparar el contenido de PFT entre el solvente que extrajo más (Etanol 95%) y que el extrajo menos (Et - Ag. Acid. (70:30))

polifenoles totales, existe una diferencia de -8.015 lo cual representa un 45.56% menos que el solvente Etanol 95%. Y entre el solvente Etanol 95% con el Ag. Acid. 0.01% existe una diferencia de 4.44167 lo cual representa un 20.31% menos que el solvente Etanol 95%. Además nos permite afirmar que existe evidencia estadística para señalar que el contenido de polifenoles es diferente en cada uno de los solventes de extracción (Et - Ag. Acid. (70:30), Etanol 95% Ag. Acid. 0.01%); sin embargo, es importante llevar a cabo la actividad antioxidante para evaluar el verdadero efecto de esta reducción.

**Gráfica 9:** Medias y 95% de Tukey HSD para Tipos de Solvente



Finalmente en la Gráfica 10, muestra la interacción que existe entre tipo de Secado y Tipos de Solvente con respecto a la cantidad de polifenoles totales.



**Gráfica 10:** Interacciones y 95.0% de Tukey HSD

Según Larrosa et al. 2016. En el transcurso de la operación de secado se pueden activar algunas enzimas oxidativas e hidrolíticas, que podrían conducir a las pérdidas de compuestos fenólicos. Sin embargo, con el secado por liofilización de los productos biológicos se considera como la mejor técnica de eliminación del agua, ya que obtiene productos finales de alta calidad, frente a otras técnicas de deshidratación, para la conservación de alimentos.

Por otra parte, Lopez J. et al. (2010) afirma que durante el tratamiento de liofilización puede haber una posibilidad de disminución mínima en el contenido de antioxidantes debido a la degradación de ciertos compuestos. En el Gráfico 10, se observa como las muestras que fueron Secadas por Liofilización son las que tienen mayor contenido de polifenoles totales frente a las que fueron Secadas por Bandeja con respecto a los 3 solventes de extracción en estudio, dado que daños térmicos y químicos son limitados. No

obstante el costo operativo de la liofilización es alto y el tiempo de secado muy largo, comparando con el secado por bandeja.

Por su parte el secado por bandeja con aire caliente sigue siendo ampliamente utilizado para producir productos secos, debido a sus bajos costos. Sin embargo, López et al., (2010) afirma que el inconveniente del secado por convección es que baja el contenido de compuestos polifenólicos, el contenido de antocianinas totales y por último la actividad antioxidante, el cual varía en algunos casos de 24 a 82,6%. Así mismo esta variación depende mayormente de la temperatura aplicada, que va desde 50 y 90 °C, y el tiempo de secado, lo que podría ser de hasta 10 horas.

En el Gráfico 10, se comprueba lo referido por López et al., (2010) bajo las condiciones de secado en esta investigación (secado a 60°C por 8 horas); Por ende se pretendía demostrar en cuanto difieren en el contenido de polifenoles totales frente a las muestras secadas por liofilización; las muestras S. Band. Extraído con Etanol 95% existe 20.83% de diferencia, las muestras S. Band. Extraído con Et. – Ag. Ac.(70:30) existe 12.16% de diferencia y las muestras S. Band. Extraído con Ag. Acidulada 0.01% existe 19.16 % de diferencia.

Por otro lado de acuerdo a Fontana et al. (2013), la eficiencia del fenómeno de transporte de masa ocurrido durante la extracción sólido líquido puede optimizarse mediante cambios en gradientes de concentración, coeficientes de difusión, factores que son afectados por el tipo de solvente de extracción, del tamaño de partícula, de la temperatura y del tiempo de extracción, como también la presencia de sustancias que son propias de la matriz. Las condiciones que se usó en esta investigación para lograr extraer los

polifenoles fueron utilizando 3 tipos de solventes (Etanol 96%, Et.- Ag. Acidulada (70:30) y Ag. Acidulada 0.01%) asistida por ultrasonido (45 kHz y 50W), a una temperatura de (60°C), un tiempo de (30minutos) de extracción y una muestra acondicionada previamente, es decir fueron secadas (liofilización y por Bandeja) y pulverizadas.

Debido a la naturaleza polar que tienen los polifenoles, estos mismo son fácilmente solubilizados en medios próticos polares como son las soluciones hidroalcohólicas (Fontana et al. 2013). Debido a diferentes investigaciones realizadas sobre el contenido de polifenoles en alimentos determinaron que la manera más común de extraer estos compuestos es la utilización de soluciones generalmente ácidas y aplicando elevadas temperaturas para poder liberar la mayor parte de los compuestos no extraíbles.

En el Gráfico 10, se observa que el solvente que permitió la mayor caracterización del extracto fue el etanol al 96% tanto en la muestra que fue secado por liofilización y por bandeja dando un valor de 19.58 y 15.60 mgAGE/g Muestra BS respectivamente, debido que es un disolvente altamente selectivo y su polaridad es similar a los compuesto polifenólicos. Pitchaon. (2011). Así mismo refiere que el etanol es el solvente comúnmente empleado para la extracción de fitoquímicos por su ausencia de toxicidad (aceptado por la FDA como solvente grado alimenticio) como así también por su requerimiento mínimo de seguridad en su manipulación.

Por su parte la extracción con el solvente Agua Acidulada 0.01% (HCl) es el segundo solvente con concentraciones altas tanto en la muestra que fue secado por liofilización y por bandeja dando un valor de 15.50 y 12.53 mgAGE/g

Muestra BS respectivamente, la adición de un ácido aumenta la solubilidad de los analitos en el solvente de extracción, afectando las propiedades físicas de la matriz de la muestra y la desorción de los analitos desde la misma (Plaza y Turner. 2015). Así mismo Mokrani y Madani. (2016) afirma que actúa a través de un mecanismo de hidrólisis, lo cual mejora la desintegración de las paredes celulares y por lo tanto facilita la solubilización y la difusión de compuestos fenólicos a partir del material de las plantas.

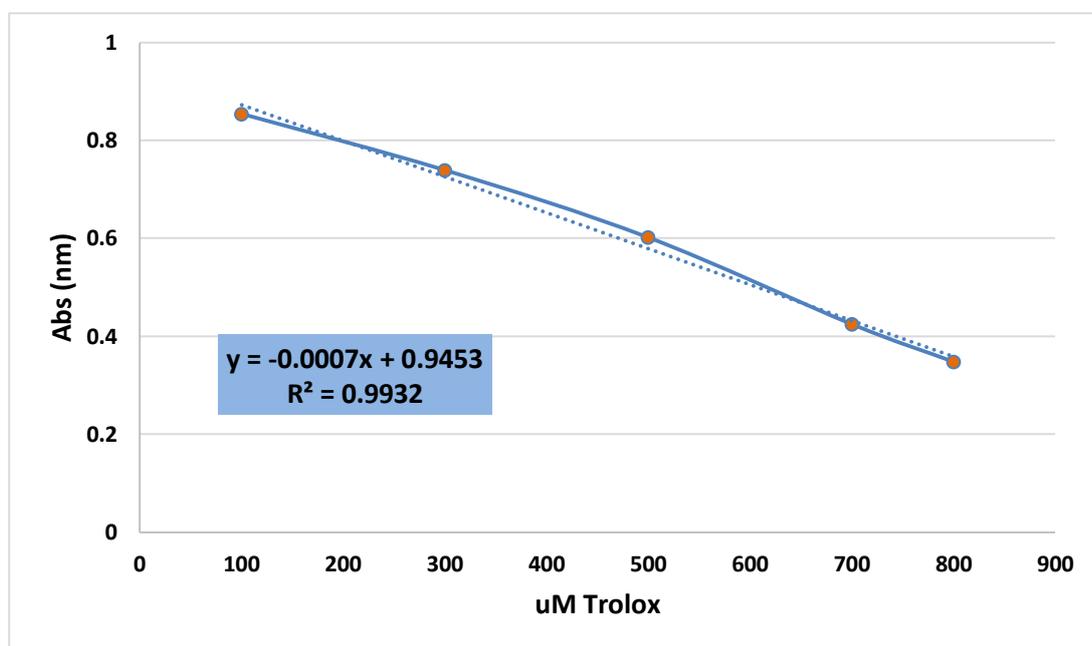
Finalmente el solvente Et. – Ag. Acidulada (70:30) fue el que obtuvo una menor cantidad de polifenoles totales tanto en la muestra secada por liofilización y por bandeja dando un valor de 10.20 y 8.96 mgAGE/g Muestra BS respectivamente. La concentración del ácido en el disolvente de extracción debe ser muy baja, en este caso la mezcla de los dos solventes permitió extraer la menor cantidad de los compuestos polifenólicos a diferencia de los otros solventes. Según Srinivas, King, Monrad, Howard, y Zhang. (2011). La adición en exceso, puede escindir los grupos acilados y de azúcar de las antocianinas durante las etapas de extracción y concentración, lo que resulta en la formación de componentes indeseables o aunque es posible que se pueda producir la degradación de ciertas estructuras polifenólicas.

#### **4.4. MEDICIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE:**

El análisis de actividad antioxidante de residuos de espárrago previamente secadas y extraídas con diferentes solventes se determinó usando métodos de atrapamiento del catión radical DPPH y FRAP.

#### 4.4.1. Método DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl):

Las muestras fueron analizadas en el Laboratorio de análisis y desarrollo de nuevos productos Agroindustriales de la UNS. Se trabajó con antioxidante patrón Trolox, con un indicador catión radical DPPH, en Espectrofotómetro JASCO modelo V670, a una longitud de onda de 517nm. Se elige este patrón ya que el espárrago tiene como componente mayoritario el ácido gálico teniendo como compuesto bioactivo el Trolox la cual participan en los mecanismos fisiopatológicos de muchas enfermedades, como el cáncer, diabetes, patologías cardiovasculares, procesos reumáticos, patologías gastroentéricas, entre otras. (Davies, 2015). La curva de calibrado (Gráfica 11) la concentración uM Trolox con respecto a sus absorbancias, revisar cuadro 14 del ANEXO IV.



**Gráfica 11:** Curva de calibración de Trolox – DPPH

En la Tabla N° 19, muestra la actividad antioxidante (umol Trolox/g muestra BS) de los tratamientos determinados por método de reducción de radical DPPH, a partir de la curva de calibrado de Trolox (Gráfica 11).

**Tabla 18:** Resultados de la actividad antioxidante por el método DPPH de los residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) secados por Liofilización - Bandeja y extraídos con los solventes en estudio

Muestra	Secado	Solvente	umol ET /g muestra BS			PROMEDIO
			R <sub>1</sub> *	R <sub>2</sub> *	R <sub>3</sub> *	
1	Liofilizado	Etanol (95%)	5.520	5.720	5.586	<b>5.609 ± 0.10</b>
2	Liofilizado	Etanol agua (70:30)	7.920	7.891	7.854	<b>7.889 ± 0.03</b>
3	Liofilizado	Agua acidulada 0.05%	9.243	11.574	10.383	<b>10.400 ± 1.17</b>
4	Bandeja	Etanol (95%)	4.780	3.551	4.694	<b>4.342 ± 0.69</b>
5	Bandeja	Etanol agua (70:30)	8.006	7.666	7.863	<b>7.845 ± 0.17</b>
6	Bandeja	Agua acidulada 0.05%	8.934	8.037	8.200	<b>8.390 ± 0.48</b>

\*R= Replicas / Muestra = residuos de espárrago verde / BS = Base seca

**FUENTE:** Tabla de Medias por Mínimos Cuadrados con intervalos de confianza del 95.0%. Cuadro N°20 de ANEXO V.

Las concentraciones varían entre (4.342 umol ET/g muestra BS) y (10.40 umol ET/g muestra BS), estos valores se asemejan a encontrados por Arrendondo S, (2015) en la porción inferior de espárrago verde que obtuvo 4.072 umol ET/g muestra seca. Y tiene un valor inferior a los obtenidos por Sun, P. y Tang, T. (2017) en curtidos de espárrago que alcanza 17.4 umol ET/gr muestra BS, del mismo Tabaszewska M, eat. (2018) refiere que en espárragos fermentados llegan un valor hasta 104.9 umol ET/g muestra BS.

Asi mismo la actividad antioxidante por DPPH del residuo de espárrago verde, se asemejan también a concentraciones de otras hortalizas como menciona Pilar J, ( 2014) en tomate es 16 umol ET/g muestra BS, en papa de 10.15 umol ET/g muestra BS, y espárrago 9,89 umol ET/g muestra BS, con respecto a las muestras frescas mostradas en Tabla 16 del Anexo IV, la disminución es 1.7% en caso de liofilizado y secado en bandejas 21.3%.

Por otra parte en la Tabla 20, representa el Analisis de Varianza para la actividad antioxidante DPPH - ANOVA, donde particionala variabilidad de la actividad antioxidante por DPPH en piezas separadas para cada uno de los efectos de tipo de secado y solventes de extracción, entonces se prueba la significancia estadística de cada efecto comparando su cuadrado medio contra un estimado del error experimental.

**Tabla 19:** Analisis de Varianza para el Actividad Antioxidante por el método DPPH

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Gl</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>Razón-F</b>	<b>Valor-P</b>
<b>EFFECTOS PRINCIPALES</b>					
A:Técnica de Secado	5.50014	1	5.50014	15.77	<b>0.0019</b>
B:Tipos de Solvente	60.4282	2	30.2141	86.61	<b>0.0000</b>
<b>INTERACCIONES</b>					
AB	2.96168	2	1.48084	4.24	<b>0.0404</b>
RESIDUOS	4.1864	12	0.348867		
TOTAL (CORREGIDO)	73.0765	17			

La tabla ANOVA descompone la variabilidad de la Actividad Antioxidante en contribuciones debidas a varios factores. Los valores-P prueban la significancia estadística de cada uno de los factores. En este caso, en la Tabla 20, se observa que los 3 efectos tienen un Valor-P menor que 0.05, estos factores tienen un efecto estadísticamente significativo sobre Polifenoles con un 95.0% de nivel de confianza. Es decir, la variable A (Técnica de Secado), la variable B (Tipos de Solvente) en su forma lineal, y la combinación de ambas, son estadísticamente significativos para la actividad antioxidante por el método DPPH, dicha de otra manera, influyen o tienen un efecto sobre la actividad antioxidante por el método DPPH

Además, se llevó a cabo la prueba de rangos múltiples entre las medias de la Técnica de Secado y Tipos de solventes. Como se muestra en la Tabla 21 y 22 respectivamente, se aplica un procedimiento de comparación múltiple para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras.

**Tabla 20:** Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Técnica de Secado

<b>Técnica de Secado</b>	<b>Casos</b>	<b>Media LS</b>	<b>Sigma LS</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
S.Band.	9	6.85889	0.196883	X
S.Liof.	9	7.96444	0.196883	X

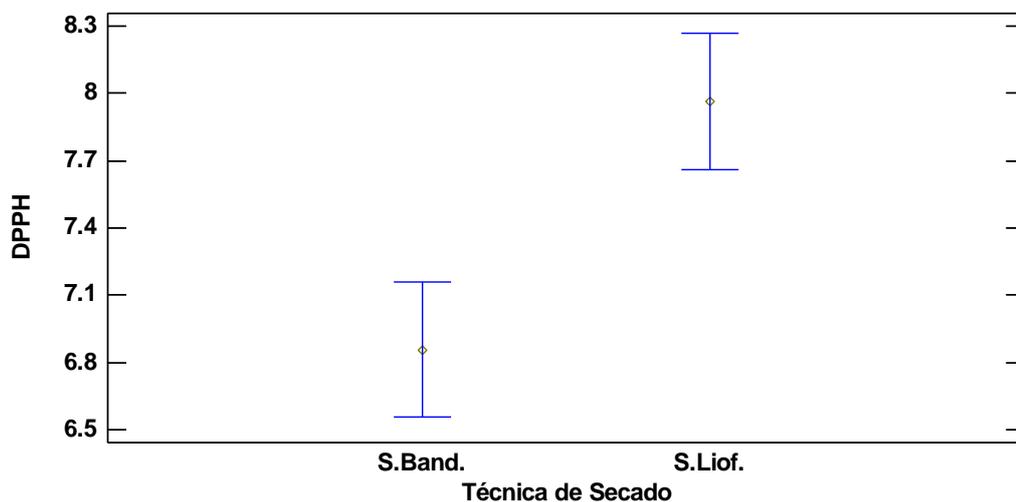
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<b>Contraste</b>	<b>Sig.</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Límites</b>
S.Band. - S.Liof.	*	-1.10556	0.606659

\* indica una diferencia significativa.

El método empleado hoy en la actualidad para discriminar las medias es el procedimiento de diferencia honestamente significativa (HSD) de Tukey. Con este método hay un riesgo del 5.0% al decir que uno o más pares son significativamente diferentes, cuando la diferencia real es igual a 0.

En la parte superior de la Tabla 21, se han identificado 2 grupos homogéneos. Según la alineación de las X's en columnas; no existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's. Sin embargo en el caso de la Técnica de Secado las X's no están alineadas por lo que podemos deducir que si existe diferencias estadísticamente significativas. La mitad inferior, muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. En este caso se ha colocado un asterisco junto al par, indicando que este par muestra diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95.0% de confianza.



**Gráfica 12:** Medias y 95% de Tukey HSD para Técnica de Secado

En la Gráfica 12, se observa una comparación de medias de Tukey HSD, cuya media del Secado por Liofilización (S.Liof.) es 7.96444 umol ET/g muestra BS y la media del Secado Bandeja (S.Band.) es 6.85889 umol ET/g muestra BS. Al comparar la actividad antioxidante DPPH en la muestra liofilizada con el de la muestra secada por bandeja, esta última presentó 13.88% menos que la liofilizada. Así mismo nos permite afirmar que existe evidencia estadística para señalar que la actividad antioxidante por DPPH es diferente en cada uno de los tipos de secados por liofilización y por Bandeja.

**Tabla 21:** Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Tipos de Solvente

<b>Tipos de Solvente</b>	<b>Casos</b>	<b>Media LS</b>	<b>Sigma LS</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
Etanol 95%	6	4.975	0.241132	X
Et - Ag. Acid. (70:30)	6	7.86667	0.241132	X
Ag. Acid. 0.01%	6	9.39333	0.241132	X

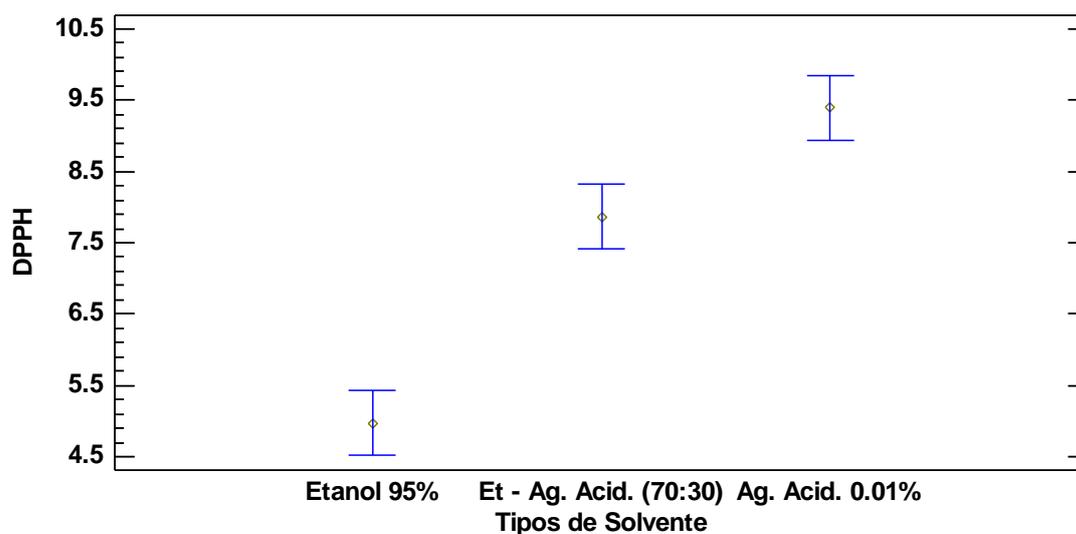
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<b>Contraste</b>	<b>Sig.</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Límites</b>
Ag. Acid. 0.01% - Et - Ag. Acid. (70:30)	*	1.52667	0.912273
Ag. Acid. 0.01% - Etanol 95%	*	4.41833	0.912273
Et - Ag. Acid. (70:30) - Etanol 95%	*	2.89167	0.912273

\* indica una diferencia significativa.

En la parte superior de la Tabla 22, para el caso Tipo de Solventes las X's no están alineadas por lo que podemos deducir que si existe diferencias estadísticamente significativas entre los niveles. La mitad inferior de la Tabla

22, muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias, puesto que presenta un asterisco en los 3 pares, Si existe diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95.0% de confianza entre Ag. Acid. 0.01% - Et - Ag. Acid. (70:30), Ag. Acid. 0.01% - Etanol 95% y Et - Ag. Acid. (70:30) - Etanol 95%.

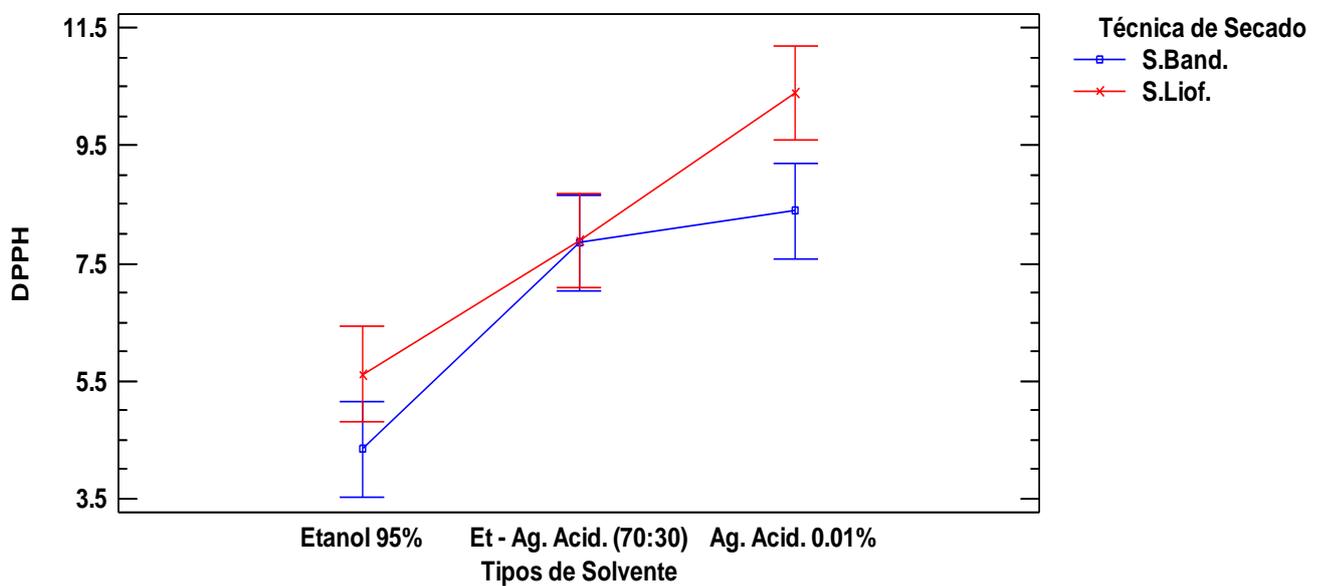


**Gráfica 13:** Medias y 95% de Tukey HSD para Tipos de Solvente

En la Gráfica 13, donde se observa una comparación de medias de Tukey HSD, cuya media del solvente Etanol 95% es 4.975  $\mu\text{mol ET/g}$  Muestra BS., la media del solvente Et - Ag. Acid. (70:30) es 7.867  $\mu\text{mol ET/g}$  Muestra BS y la media del solvente Ag. Acid. 0.01% es 9.393  $\mu\text{mol ET/g}$  Muestra BS. Al comparar la actividad antioxidante por DPPH entre el solvente que extrajo más Etanol 95% y que el extrajo menos Ag. Acidulada 0.01% actividad antioxidante por DPPH, existe una diferencia de 4.418 lo cual representa el 47.04% menos que el solvente Etanol 95%. Y entre el solvente Etanol 95%

con Et - Ag. Acid. 70:30 existe una diferencia de 2.892 lo cual representa 16.25% menos. Además nos permite afirmar que existe evidencia estadística para señalar que la actividad antioxidante es diferente en cada uno de los solventes de extracción.

Luego se relacionó todo los tratamientos y se analizó por gráfica de interacciones como se muestra en la Gráfica 14.



**Gráfica 14:** Interacciones y 95.0% de Tukey HSD

Las interacciones de actividad antioxidante analizados por método DPPH de los tratamientos muestra que los tratamientos de secado por liofilizado presenta un mayor contenido de actividad que secado por bandeja.

Mientras tanto la extracción por Agua Acidulada al 0.01% extrae más que los solventes de mezcla Et - Ag. Acid. 70:30 y Etanol 95%, la extracción con

mezcla Et - Ag. Acid. 70:30 presentan casi la misma actividad antioxidante en los dos tipos de secado.

En análisis realizado por Arredondo S, (2012). en distintas partes del espárrago verde se comprobó que las porciones superiores del espárrago presentan mayor actividad antioxidante 11.405  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, mientras que las porciones de la parte inferiores llegan 4.07  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS. En esta misma investigación se comprobó que los espárragos blancos tienen un contenido más bajo de actividad antioxidante de 1.69  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS. En caso de curtidos de espárrago se obtiene hasta 15,94  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS (Véliz E, 2018), siendo cercano a 15,8  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, reportado por Tiveron et al. (2012) y a los 17,4  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, por Sun et al. (2007), en espárrago verde.

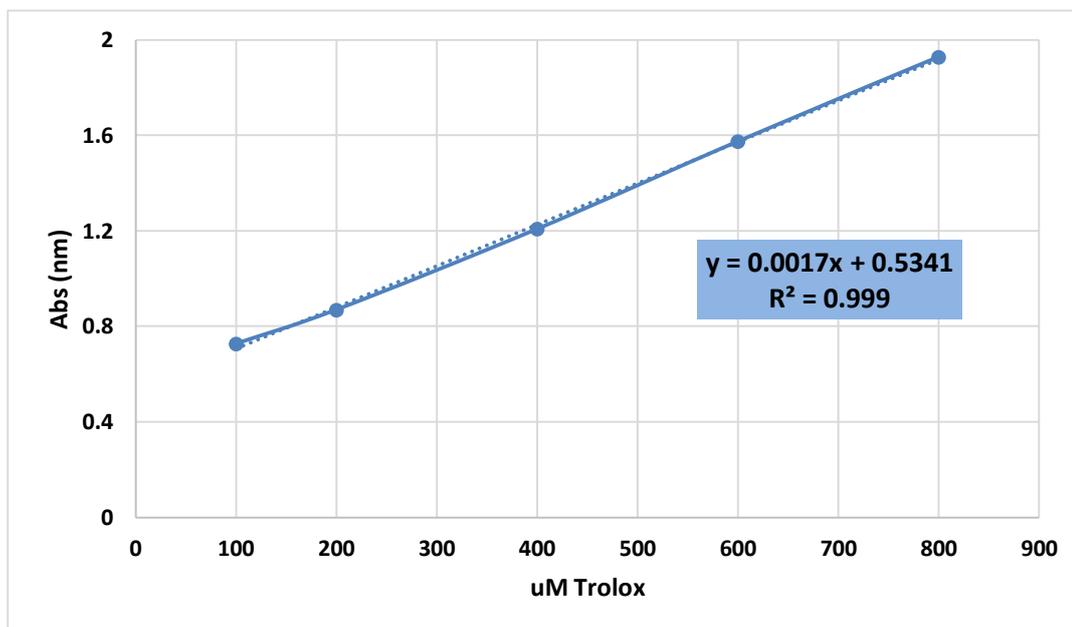
Las condiciones de cultivo orgánico aumentan el nivel de compuestos antioxidantes como carotenoides, compuestos fenólicos y vitamina C en frutas y verduras. En análisis realizada por Ku Y, Kang D, et al, (2017). Refiere que los espárragos verdes tienen una actividad antioxidante de 12.6  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, sembradas en mes de junio que los que sombradas en mes de setiembre que llega hasta 17.4  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, datos superiores a los obtenidos en la investigación, estos datos confirman la influencia de las partes en la actividad antioxidante del espárrago.

Según el cuadro 16 de anexo V, se comparó los porcentajes de inhibición de radicales libres por los antioxidantes de residuos de espárragos, donde la inhibición alcanza 39.6% cuando son extraídos con solvente agua acidulada 0.01%, mientras si es extraído con solvente etanol solo hasta un 22.1%.

#### 4.4.2. Método FRAP:

El análisis de actividad antioxidante por método FRAP se ejecutó en el Laboratorio de Análisis y Desarrollo de nuevos Productos Agroindustriales de la UNS, se trabajó con antioxidante patrón Trolox, con un indicador catión radical  $Fe^{+2}$ , en Espectrofotómetro JASCO modelo V670, a una longitud de onda de 593nm.

Se elige este patrón ya que el espárrago tiene como componente mayoritario el ácido gálico teniendo como compuesto bioactivo el Trolox, se graficó curva de calibrado con concentraciones de  $\mu M$  Trolox con respecto a sus absorbancias, revisar cuadro 15 del ANEXO V.



**Gráfica 15:** Curva de Calibración de Trolox - FRAP

A partir de curva de calibrados con patrón Trolox, se analizaron la actividad antioxidante por método FRAP, los tratamientos de métodos de secado y tipos de solventes, que se muestra en la Tabla 24.

**Tabla 22:** Resultados de la actividad antioxidante por el método FRAP de los residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) secados por Liofilización - Bandeja y extraídos con los solventes en estudio

Muestra	Secado	Solvente	umol ET /g muestra BS.			PROMEDIO
			R <sub>1</sub> *	R <sub>2</sub> *	R <sub>3</sub> *	
1	Liofilizado	Etanol (95%)	9.636	9.371	8.848	<b>9.285 ± 0.40</b>
2	Liofilizado	Etanol agua (70:30)	11.244	12.412	12.131	<b>11.929 ± 0.61</b>
3	Liofilizado	Agua acidulada 0.01%	12.616	12.672	13.139	<b>12.809 ± 0.29</b>
4	Bandeja	Etanol (95%)	5.327	4.752	4.902	<b>4.994 ± 0.30</b>
5	Bandeja	Etanol agua (70:30)	10.853	10.705	11.022	<b>10.860 ± 0.16</b>
6	Bandeja	Agua acidulada 0.01%	10.373	11.385	11.174	<b>10.977 ± 0.53</b>

\*R= Replicas / Muestra = residuos de espárrago verde / BS = Base Seca

**FUENTE:** Tabla de Medias por Mínimos Cuadrados con intervalos de confianza del 95.0%. Cuadro N°24 de ANEXO V.

Los remedios de actividad antioxidante analizados por método (poder antioxidante reductor del hierro) FRAP, se encuentran entre 4.994 umol ET/g muestra BS y 12.809 umol ET/g muestra BS, superior a los obtenidos por Zhang H eat, (2018) en espárrago verde de origen chino 0.43 umol ET/g muestra BS, y el de origen Olandes 0.59 umol ET/g muestra BS. inferior a los obtenidos Tabaszewska M eat, (2017) en espárragos fermentados que alcanzaron hasta 78.4 umol ET/g muestra BS, próximos a los obtenidos por Chumquimia F eat, (2008) en muestras de espinaca 15 umol ET/g muestra BS, de papa 1.69 umol ET/g muestra BS, Arracacha 3.07 umol ET/g muestra

BS. Con respecto a las muestras frescas el secado por liofilizados afecta en un 6.5% en la actividad antioxidante y secado por bandejas 21.3%, bandejas mostradas en el cuadro 17 del Anexo V.

La tabla ANOVA descompone la variabilidad de la Actividad Antioxidante en contribuciones debidas a varios factores. Los valores-P prueban la significancia estadística de cada uno de los factores. En este caso, en la Tabla 25, se observa que los 3 efectos tienen un Valor-P menor que 0.05, estos factores tienen un efecto estadísticamente significativo sobre actividad antioxidante FRAP con un 95.0% de nivel de confianza. Es decir, la variable A (Técnica de Secado), la variable B (Tipos de Solvente) en su forma lineal, y la combinación de ambas, son estadísticamente significativos para la determinación de la actividad antioxidante FRAP, dicha de otra manera, influyen o tienen un efecto sobre la actividad antioxidante por el método FRAP.

**Tabla 23:** Analisis de Varianza para el Actividad Antioxidante por el método FRAP

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Gl</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>Razón-F</b>	<b>Valor-P</b>
<b>EFFECTOS PRINCIPALES</b>					
A:Técnica de Secado	25.92	1	25.92	152.91	0.0000
B:Tipos de Solvente	81.81	2	40.905	241.31	0.0000
<b>INTERACCIONES</b>					
AB	8.50643	2	4.25322	25.09	0.0001
RESIDUOS	2.03413	12	0.169511		
TTAL (CORREGIDO)	118.271	17			

Por su parte, se llevó a cabo la prueba de rangos múltiples entre las medias de la Técnica de Secado y Tipos de solventes. Como se muestra en la Tabla 26 y 27 respectivamente, se aplica un procedimiento de comparación múltiple para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras. El método empleado actualmente para discriminar entre las medias es el procedimiento de diferencia honestamente significativa (HSD) de Tukey. Con este método hay un riesgo del 5.0% al decir que uno o más pares son significativamente diferentes, cuando la diferencia real es igual a 0.

**Tabla 24:** Pruebas de Múltiple Rangos para FRAP por Técnica de Secado

<b>Técnica de Secado</b>	<b>Casos</b>	<b>Media LS</b>	<b>Sigma LS</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
S.Band.	9	8.94111	0.137239	X
S.Liof.	9	11.3411	0.137239	X

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

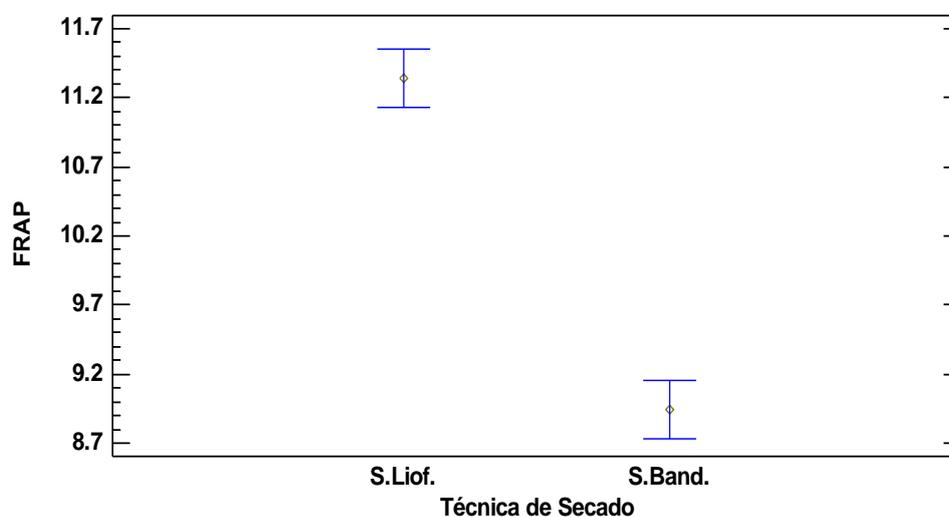
<b>Contraste</b>	<b>Sig.</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Límites</b>
S.Band. - S.Liof.	*	-2.4	0.422877

\* indica una diferencia significativa.

En la parte superior de la Tabla 26, se han identificado 2 grupos homogéneos según la alineación de las X's en columnas. No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's. Sin embargo en el caso de la Técnica de Secado las X's no están alineadas por lo que podemos deducir que si existe diferencias estadísticamente significativas. La mitad inferior, muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. En este caso se ha colocado un asterisco

junto al par, indicando que este par muestra diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95.0% de confianza.

Todo ello se ilustra en la Gráfica 12, donde se observa una comparación de medias de Tukey HSD, cuya media del Secado por Liofilización (S.Liof.) es 7.96444 mgAGE/g muestra BS y la media del Secado Bandeja (S.Band.) es 6.859 mgAGE/g muestra BS. Al comparar el contenido de PFT en la muestra liofilizada con el de la muestra secada por bandeja, esta última presentó 13.88% menos que la liofilizada. Gracias al análisis ANOVA, establecido en la Tabla 20, se puede establecer que se tiene un valor de  $p < 0.05$  lo que nos permite afirmar que existe evidencia estadística para señalar que la actividad antioxidante por FRAP es diferente en cada uno de los tipos de secados por liofilización y por Bandeja.



**Gráfica 16:** Medias y 95% de Tukey HSD para Técnica de Secado

En la parte superior de la Tabla 27, para el caso Tipo de Solventes se han identificado 2 grupos homogéneos según la alineación de las X's en columnas. No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's; lo que se puede apreciar en la mitad inferior de la Tabla 27, el cual muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. En los solventes que muestra un asterisco, si existe diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95.0% de confianza entre Etanol 95% - Et - Ag. Acid. (70:30) cuyo valor es -4.25167 y entre Etanol 95% - Ag. Acid. 0.01% cuyo valor es -4.75167 Y entre los solvente (Et - Ag. Acid. (70:30)) - (Ag. Acid. 0.01%) ya que no existe un asterisco, se puede deducir que no existe diferencia estadísticamente significativas cuyo valor representa -0.5.

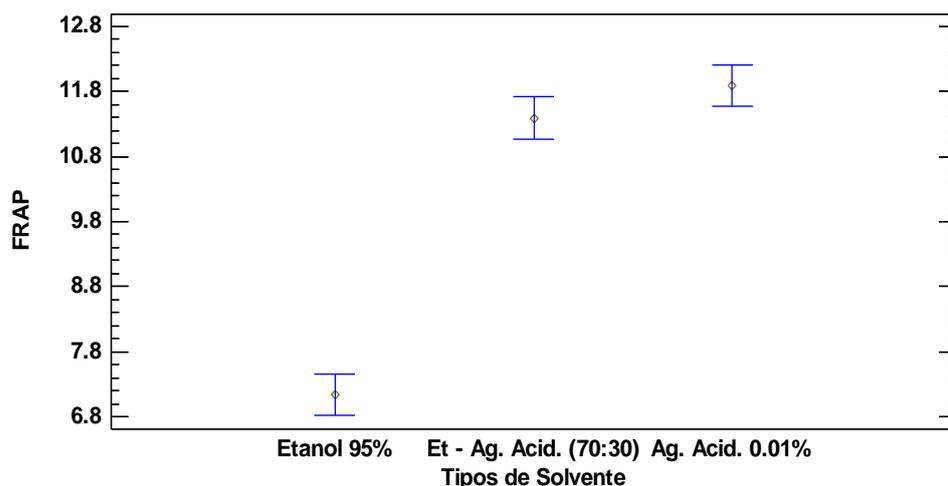
**Tabla 25:** Pruebas de Múltiple Rangos para FRAP por Tipos de Solvente

Tipos de Solvente	Casos	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Etanol 95%	6	7.14	0.168083	X
Et - Ag. Acid. (70:30)	6	11.3917	0.168083	X
Ag. Acid. 0.01%	6	11.8917	0.168083	X

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

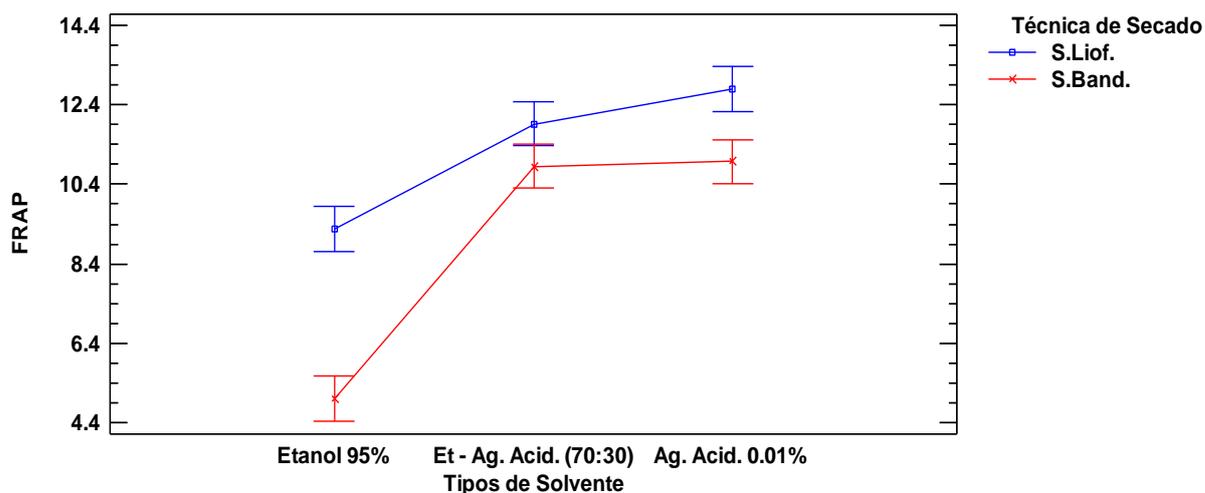
Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
Etanol 95% - Et - Ag. Acid. (70:30)	*	-4.25167	0.635908
Etanol 95% - Ag. Acid. 0.01%	*	-4.75167	0.635908
Et - Ag. Acid. (70:30) - Ag. Acid. 0.01%		-0.5	0.635908

Todo ello se ilustra en la Gráfica 13, donde se observa una comparación de medias de Tukey HSD, cuya media del solvente Etanol 95% es 7.14umolTrolox/g Muestra BS., la media del solvente Et - Ag. Acid. (70:30) es 11.392 umol ET/g Muestra BS. y la media del solvente Ag. Acid. 0.01% es 11.8917umol ET/g Muestra BS.



**Gráfica 17:** Medias y 95% de Tukey HSD para Tipos de Solventes

Luego se analizó las interacciones entre los antioxidantes determinados por método FRAP de los tratamientos, mostradas en la Gráfica 15.



**Gráfica 18:** Interacciones y 95.0% de Tukey HSD

La Gráfica muestra que la influencia de tratamientos de secado es mayor cuando las muestras son extraídas con solventes etanol al 95%, mientras si las muestras son extraídas con solventes de mezcla etanol-agua acidulada (70:30) es menor.

Según resultados obtenidos en Taszewska M, et al, (2018). Se puede comprobar los métodos de análisis de antioxidantes si influyen en la actividad, en la investigación se comparó 3 tipos de análisis, utilizando DPPH obtenía hasta 104.9  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, FRAP 78,4  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS, y ABTS 32,2  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS. Estos altos resultados son por la fermentación, ya que la fermentación implica la síntesis de enzimas por microorganismos de macromoléculas a moléculas más pequeñas. (Lavoisier, 2013).

#### **4.5. Relación de los compuestos fenólicos y Actividad antioxidante:**

Según el análisis la relación de polifenoles totales: actividad antioxidante es (1.8:1) analizados por método DPPH y (1.5:1) analizados por método FRAP, esta relación de polifenoles totales y actividad antioxidante son próximos a los obtenidos por Tabaszewska M, (2018), ya que refiere un valor de polifenoles totales de 132 mg AGE/g muestra BS, y actividad antioxidante por DPPH 104.9  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS (1.2:1) y analizados por FRAP 78.4  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS (1.68:1) en espárrago verde fermentado. Y los análisis hecha por Zhan H, (2018) donde obtuvo que los polifenoles obtienen 3.9 mg AGE/g muestra BS, y su actividad antioxidante de 0.59  $\mu\text{mol TE/g}$  muestra BS por método FRAP (6.6:1) y 0.54  $\mu\text{mol ET/g}$  muestra BS.

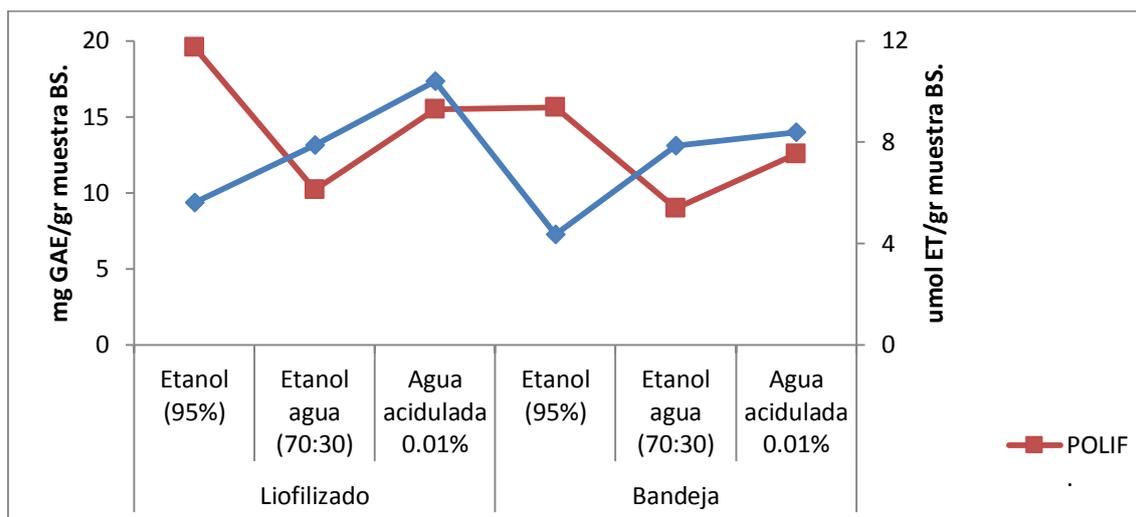
muestra BS por método DPPH (7.2:1) en espárragos frescos.

**Tabla 26:** Resumen de los resultados del contenido de polifenoles totales y actividad antioxidante por el metodo DPPH y FRAP en el residuo de espárrago verde (*Asparagus officinalis*)

SECADO	SOLVENTE	POLIFENOLES (mg GAE/gr BS)	DPPH (umol ET/gr MS)	FRAP (umol ET/gr MS)
Liofilizado	Etanol 95%	19.25	5.520	9.636
Liofilizado	Etanol 95%	19.31	5.720	9.371
Liofilizado	Etanol 95%	20.18	5.586	8.848
Liofilizado	Etan-Agua (70:30)	10.26	7.920	11.244
Liofilizado	Etan-Agua (70:30)	9.84	7.891	12.412
Liofilizado	Etan-Agua (70:30)	10.50	7.854	12.131
Liofilizado	Agua acid 0.01%	15.31	9.243	12.616
Liofilizado	Agua acid 0.01%	15.75	11.574	12.672
Liofilizado	Agua acid 0.01%	15.46	10.383	13.139
Bandeja	Etanol 95%	15.62	4.780	5.327
Bandeja	Etanol 95%	15.61	3.551	4.752
Bandeja	Etanol 95%	15.59	4.694	4.902
Bandeja	Etan-Agua (70:30)	9.39	8.006	10.853
Bandeja	Etan-Agua (70:30)	9.29	7.666	10.705
Bandeja	Etan-Agua (70:30)	8.19	7.863	11.022
Bandeja	Agua acid 0.01%	12.73	8.934	10.373
Bandeja	Agua acid 0.01%	12.65	8.037	11.385
Bandeja	Agua acid 0.01%	12.22	8.200	11.174

En análisis de otras frutas como la galupe hecha por Naranjo J, (2016) obtiene que la relación polifenol antioxidante es (1:17) analizando con método DPPH, si la muestra es analizada con método FRAP la relación aumenta a (1:57). En espinaca la relación polifenol: antioxidante llega a

(1.01:1), papa (8.68:1), arracacha (4.8:1) analizando con método DPPH, y (1:1.04) en espinaca, (6.2:1) papa, (4.24:1) arracacha analizado por método FRAP. Tanto el análisis de polifenoles como actividad antioxidante son métodos espectrofotométricos, el estándar de polifenoles totales es el ácido gálico mientras que para los antioxidantes es el Trolox.



**Gráfica 19:** Relación entre los compuestos fenólicos y la actividad antioxidante (DPPH).

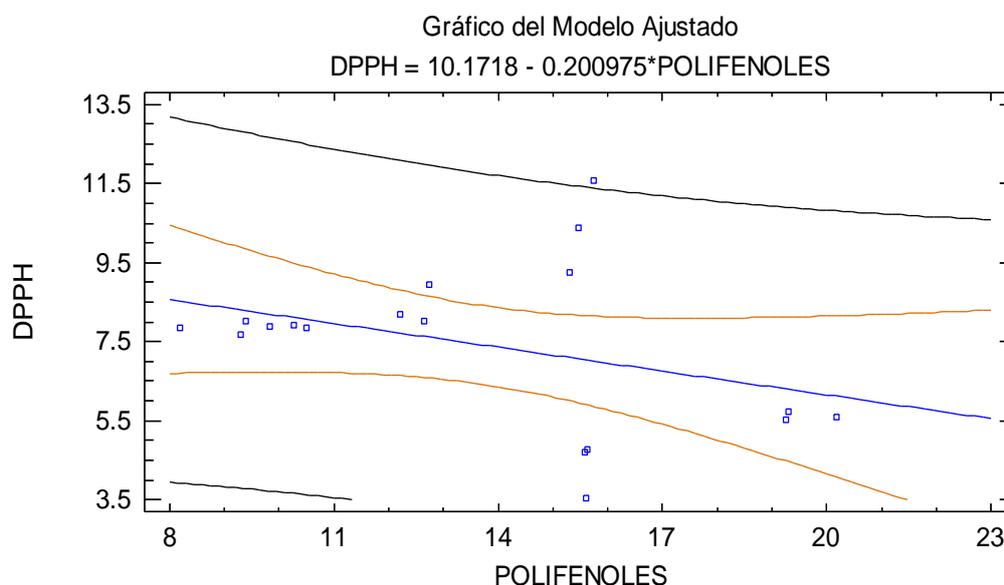
La relación entre los polifenoles totales y actividad antioxidante no representa un comportamiento dependiente o proporcional, ya que el aumento o disminución de actividad antioxidante es diferente que los contenidos de polifenoles, por lo tanto los solventes si influyen en la cuantificación de actividad antioxidante, etanol al 95% extrae mayor cantidad de polifenoles pero su actividad antioxidante es baja, a diferencia de agua acidulada al 0.05% tiene menos polifenoles pero su actividad antioxidante es alta.

Esto se es debido a su polaridad, el agua puede formar interacciones electrostáticas (atracciones basadas en cargas) con otras moléculas polares y con iones. Las moléculas polares y los iones interactúan con los extremos parcialmente positivos y negativos del

agua, de manera que las cargas positivas atraen a las negativas (como en los extremos + y - de los imanes).

Cuando hay muchas más moléculas de agua en relación con las de soluto, como en una solución acuosa, estas interacciones forman una capa esférica de moléculas de agua alrededor del soluto, llamada capa de hidratación. Las capas de hidratación permiten la dispersión (distribución) uniforme de partículas en el agua. (UNALM, 2015)

Empleando el software STAGRAPHICS CENTURION se realizó la regresión lineal entre polifenoles y actividad antioxidante.



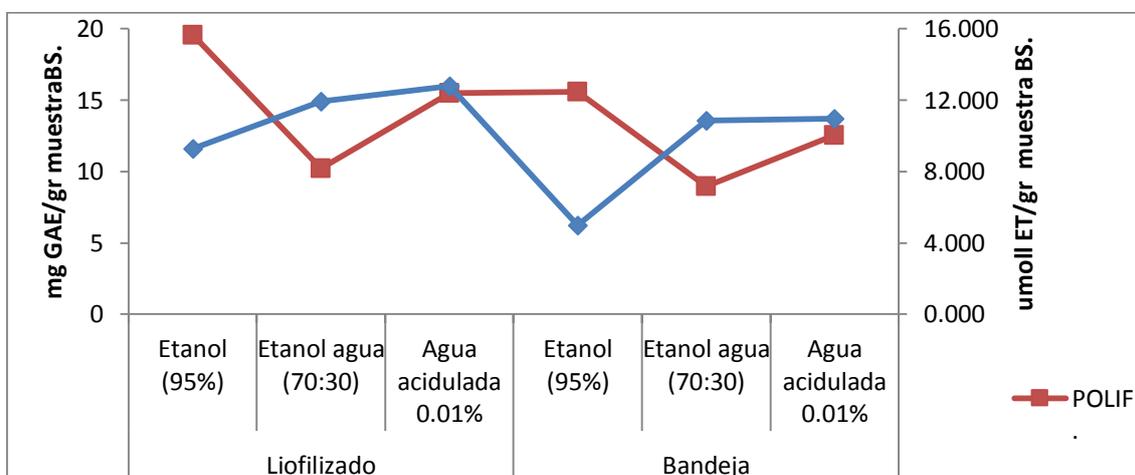
**Gráfica 20:** Correlación polifenoles totales vs antioxidante (DPPH).

La regresión lineal presenta un R-Cuadrada de 12.959%, explica que el modelo ajustado representa la variabilidad en DPPH hasta un 12.959%, mientras el coeficiente de correlación de -0.4 indica una relación relativamente débil entre las variables.

**Tabla 27:** Análisis ANOVA entre polifenoles y Actividad antioxidante (DPPH)

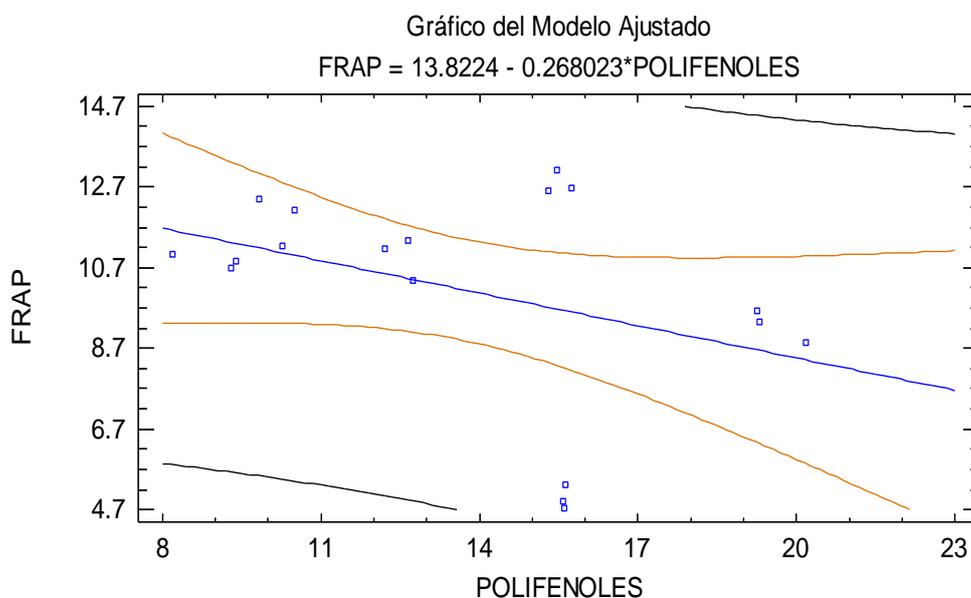
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	9.47724	1	9.47724	2.38	0.1423
Residuo	63.6552	16	3.97845		
Total (Corr.)	73.1324	17			

Puesto que el valor-P en la tabla ANOVA es mayor o igual a 0.05, no hay una relación estadísticamente significativa entre DPPH y POLIFENOLES con un nivel de confianza del 95.0% ó más.



**Gráfica 21:** Relación entre los compuestos fenólicos y la actividad antioxidante

El análisis de la gráfica 3 muestra casi la misma correlación que la gráfica 1, que la cantidad de poli fenoles totales no son proporcionales a la actividad antioxidante, donde se observa que etanol tiene concentraciones más altas de



polifenoles pero su actividad antioxidante de ellas son las más bajas.

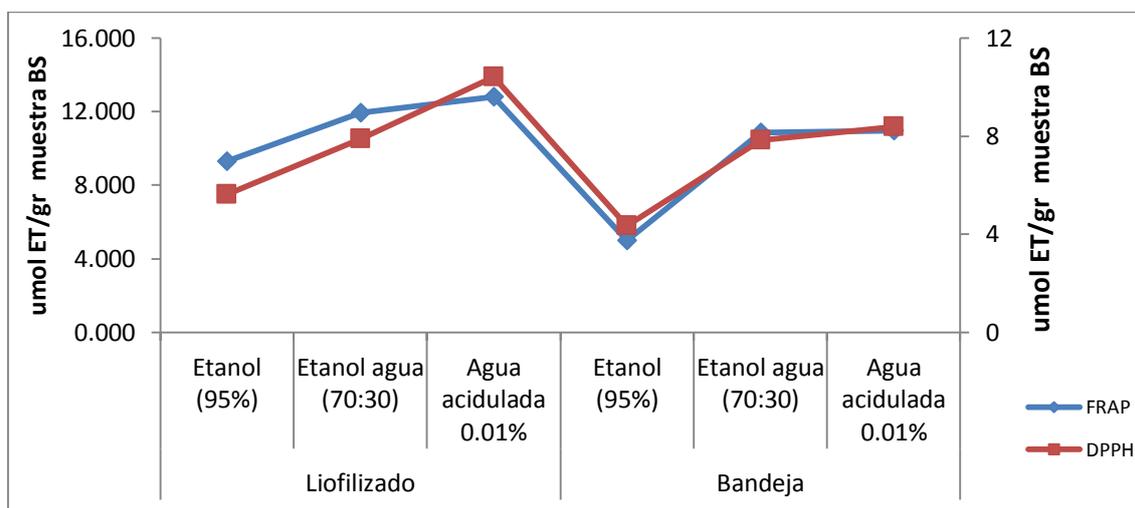
**Gráfica 22:** Correlación poli fenoles totales vs antioxidante (FRAP).

La regresión lineal muestra un R-cuadrado 14.247% que indica que la variabilidad en FRAP es mínima y un coeficiente de correlación de 0.377 una relación relativamente débil entre las variables.

**Tabla 28:** Análisis ANOVA entre polifenoles y Actividad antioxidante (FRAP)

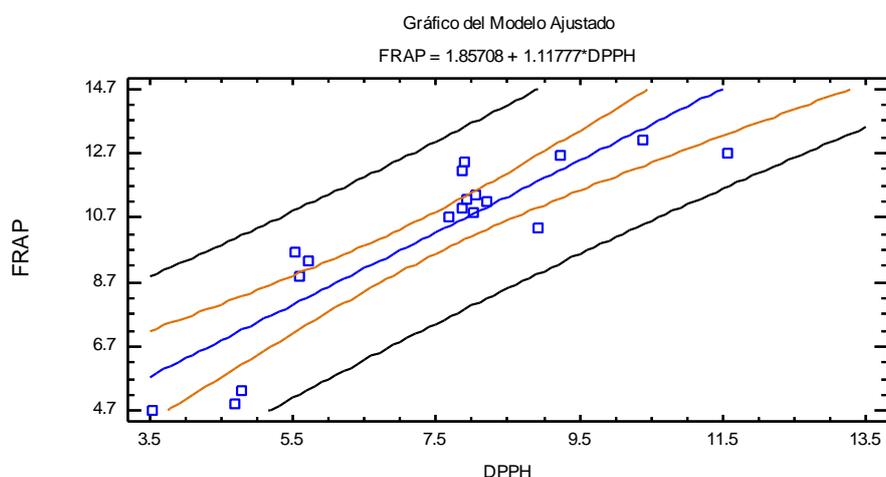
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	16.8555	1	16.8555	2.66	0.1225
Residuo	101.451	16	6.34067		
Total (Corr.)	118.306	17			

Puesto que el valor-P en la tabla ANOVA es mayor o igual a 0.05, no hay una relación estadísticamente significativa entre FRAP y POLIFENOLES con un nivel de confianza del 95.0% ó más.



**Gráfica 23:** Relación entre la actividad antioxidante por DPPH y FRAP.

En el análisis de actividad antioxidante entre las muestras estable un comportamiento directamente proporcional entre las variables ya que a mayor actividad antioxidante por método DPPH, es mayor también por método FRAP, como muestra la gráfica donde agua acidulada al 0.01% extrae hasta 10 umol Trolox/gr en DPPH, y 12.5umol Trolox/gr BS. para análisis del grado de correlación entre ambos métodos se usó también el software STAGRAPHICS CENTURION.



**Gráfica 24:** Correlación entre Antioxidantes por DPPH y FRAP.

El estadístico R-Cuadrada indica que el modelo ajustado explica 77.2333% de la variabilidad en FRAP. El coeficiente de correlación es igual a 0.878825, indicando una relación moderadamente fuerte entre las variables.

**Tabla 29:** Análisis ANOVA entre la Actividad antioxidante (FRAP) y (DPPH)

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	91.3717	1	91.3717	54.28	0.0000
Residuo	26.9344	16	1.6834		
Total (Corr.)	118.306	17			

Puesto que el valor-P en la tabla ANOVA es menor que 0.05, existe una relación estadísticamente significativa entre FRAP y DPPH con un nivel de confianza del 95.0%. Las variaciones entre ambos pueden ser influenciadas por los métodos de análisis que se aplican.

El método de análisis para DPPH fue la de Brand Williams et al (1995), que indica un tiempo de reacción de 30 minutos, así como los análisis realizados de Rivas C et al, (2016) para actividad antioxidante y toxicidad y por Cardenas K, (2016) realizadas en muestras de alcachofa, la interferencia molecular puede generar confusión ya que posee un espectro similar al DPPH, por ello Arrate L, (2017) afirma que la reducción del radical DPPH por los antioxidantes de la muestra se puede medir entre 2 a 10 minutos.

Para el análisis de antioxidantes por método FRAP, se utilizó el de Benzie and Strain (1999), que sugiere un tiempo de extracción de 4 minutos, así como las utilizadas por Arrate L, (2017), Sin embargo, en el caso de algunos polifenoles se han descrito reacciones más lentas, llegando incluso a requerir 30 minutos hasta completar la reducción del complejo. Según Londoño J, (2015) el método FRAP podría representar una reacción no específica, y por tanto, cualquier reacción con un potencial redox menos positivo originará la reducción del complejo Fe<sup>3+</sup>-TPTZ.

## V. CONCLUSIONES:

- El residuo de espárrago presenta un rendimiento de secado por liofilización de 93.2%, con una curva de secado que consta de tres etapas de congelación, sublimación y desorsión. Mientras que el rendimiento de secado por bandeja es de 85.2% con una curva con tendencia exponencial.
- La caracterización proximal del residuo de espárrago secadas por liofilización presenta en mayor cantidad carbohidratos 51.6%, fibra 19.36% y proteínas 13.76% secados y las que fueron secadas por bandeja presentaron una disminución de 1.07% en carbohidratos, 0.7% en fibra y 0.18% en proteínas.
- En análisis estadístico de polifenoles totales existen diferencias estadísticas significativas entre las técnicas de secado y tipos de solventes al 95% de nivel de significancia. Donde la máxima concentración llega a 19.58 mgAGE/gr de muestra secado por liofilizado y extraído con solvente etanol 95%.
- Existen diferencias estadísticas significativas entre la actividad antioxidante por DPPH de las técnicas de secado y tipos de solventes al 95% de nivel de significancia. Donde la máxima concentración llega a 10.40 umol ET/gr muestra secado por liofilizado y extraído con solvente agua acidulada 0.01%.
- Existen diferencias estadísticas significativas entre la actividad antioxidante por FRAP de las técnicas de secado y tipos de solventes al 95% de nivel de significancia. Donde la máxima concentración llega a 12.8 umol ET/gr muestra secado por liofilizado y extraído con solvente agua acidulada 0.01%.

## **VI. RECOMENDACIONES:**

- Para su conservación y aplicación de los compuestos bioactivos es recomendable obtener extractos polifenólicos mediante técnicas de filtrado y secado en rotavapor y liofilizado.
- Evaluar los parámetros de tiempo y temperatura en la obtención de extractos polifenólicos.
- Estudiar las aplicaciones más importantes de los compuestos bioactivos en como aumentar la vida útil de frutas, hortalizas, aceites, productos mínimamente procesados o como un suplemento alimenticio rico en compuestos bioactivos.
- Seguir estudiando los residuos de espárrago en cuanto a los tipos del mismo, con el fin de evaluar la rentabilidad de los extractos polifenólicos.
- Realizar un estudio de secado al ambiente y comparar con los secados por liofilizado y por bandejas.

## VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS:

AGROBANCO, (2013). *Cultivo de espárrago, área de desarrollo.*  
MINAGRO. PERU.

AGRODATA, (2017). *La mejor información sobre Comercio Exterior Agropecuario del Perú.* Recuperado de <https://www.agrodataperu.com/2017/07/esparragos-frescos-peru-exportacion-junio-2017.html>

Arrate, L. (2017), *Antioxidantes en alimentación: diferentes formas de expresar su actividad antioxidante.* Neiker, Barcelona.

Arrendo, S. (2012). *Cuantificación de fenoles totales y antioxidantes en espárragos.* Universidad de Talca. Chile.

Balsano, C. y Alisi, A. (2018). *Antioxidant effects of natural bioactive compounds.* Curr Pharm Des. ; 15(26):3063-73.

Barboza, C. (2012). *Termodinámica y cinética de sistema alimento entorno.* Servicio de publicaciones. Universidad Politécnica de Valencia.

Benzie, I. F. and Strain J. J. 1999. *The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of antioxidant power: the FRAP assay.* Journal Analytical Biochemistry 239, 70-76.

Cabrera, V. J. et al. 2017. *Planeamiento Estratégico De La Industria Del Espárrago En La Región De La Libertad.* Lima-Perú

Cámara de Comercio y Producción La Libertad. (2017). *Partida: Espárrago.* Trujillo-Peru.

- Campo Verde S.A.C. (2012). *Implementación del sistema de análisis de peligros y de puntos críticos de control: HACCP de esparrago verde fresco (asparagus officinalis)*. La libertada – Perú.
- Cardenas, K. (2016). *Estudio químico bromatológico, compuestos bioactivos, y evaluación de la capacidad antioxidante de Cynara scolymus “alcachofa” procedente de Huaral*. UNMSM. Lima-Peru.
- Christopher, I. y Escamilla, J. (2009). *Flavonoides y sus acciones antioxidantes*. Rev Fac Med UNAM Vol. 52 No. 2 Marzo-Abril.
- Chuquimia, F. (2013). *Determinación de la capacidad antioxidante y la cuantificación de compuestos fenólicos y flavonoidicos de cuatro especies vegetales de la región andina de Bolivia*. Universidad Mayor de San Andrés. Bolivia.
- Cuper, O. (1965). *Deshidratación Artificial – Liofilización Alimentaria*. Consejo Nacional de Desarrollo de Proyectos Especiales. Tomo 1: Bases Generales – Tecnología Industrial. Buenos Aires-Argentina.
- (Delgado, A. 2017). *Estudios fisiológico de esparrago*. Laboratorio de composición de aliemntos. UNT, Trujillo-Lima.
- Dong, J. et al. (2014). *Investigación sobre la extracción asistida por ultrasonido del ácido salvianolico B de Salvia miltiorrhiza raíz*. Sonoquimica ultrasonidos 17/1. 61-65.
- Espinoza, F. Benavides, A. Peres. C. Sanches, J. (2015). *Comparación de la actividad antioxidante de extracto etanolico de espárragos, TBHQ y*

*tocoferoles en aceite de soja utilizando el método Rancimat. Revista INVURNUS. Vol.11 No. 21-26.*

Fellows, A. (2014). *Tecnología del Procesamiento de Alimentos: Principios y Prácticas*. Acribia, Zaragoza. España.

Fernández, M. (1991). *Variaciones en el contenido de vitaminas B1, B2, B6 and C del espárrago en función de la zona de producción, época de recolección, elaboración and almacenamiento de su conserva*. Rev. Agroquim. Technol. Aliment., 31:532-538

Fonolla, J. y Boza, A.J. (1993). *Utilización de los residuos del espárrago, procedentes de la industria conservera en la alimentación de rumiantes*. Avances en la alimentación y mejora animal, 33(6): 163-165.

Fuentes, J. Gallardo, P. Ramos, E. (2009). *Caracterización de Componentes Bioactivos de Espárragos Verdes: Obtención de Ingredientes Funcionales de los subproductos generados durante su transformación industrial*. Universidad de Córdoba. Argentina.

Galleano, M. (2016). *Antioxidant actions of flavonoids: thermodynamic and kinetic analysis*. Arch Biochem Biophys. 501(1):23-30.

Gil, M. et al., (2013). *Factores que afectan al contenido de compuestos bioactivos en alimentos. V congreso iberoamericano de tecnología postcosecha y agroexportaciones*. Lima-Peru.

- Heredia, A. y Jiménez, A. (2003). *Fibra alimentaria. Biblioteca de Ciencias CSIC 4*; ISBN 84-00-08108.
- Hudson D y Lachance P, (1986). *Ascorbic acid and riboflavin content of asparagus during marketing*. J. Food Quality, 9:217-224.
- IICA, (2014). *Mejorando la competitividad y el acceso a los mercados de exportaciones agrícolas por medio del desarrollo y aplicación de normas de inocuidad y calidad, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura*. UNSA. Arequipa-Peru.
- INFOAGRO. (1997). El cultivo del espárrago. Lima, PE. Infoagro.com. disponible en: [http://www.infoagro.com/hortalizas/esparrago\\_verde.htm](http://www.infoagro.com/hortalizas/esparrago_verde.htm).
- Izquierdo, A. (2014). Estudio comparativo de cuatro métodos de extracción de compuestos fenólicos de bayas de vitis vinífera. Universidad de CHILE.
- Keqing, X. (2014). *Optimización del secado por aire caliente de la pera (variedad blanquilla. Tesis doctoral en tecnología de los alimentos, Universidad politécnica de Valencia, Valencia, España*.
- Kolb, T. She, J. Trzem, P. (2002). *Determination and interpretation of the temperature correlation of oxidative stabilities*. J. Food Market. Technol. 21, 1–6.
- Krarup, J. (1987). *Rendimiento y parámetros de calidad en espárragos (Asparagus officinalis) verdes y blancos bajo dos sistemas de cosecha*.

Tesis Lic. Ing. Agronomía. Valdivia. Universidad Austral de Chile,  
Facultad de Ciencias Agrarias. 122 p.

Kang, D. Ku, Y. Lee, C. (2017). *Influence of different Cultivation Systems on Bioactivity of Asparagus*. FOOD CHEMISTRY. Science direct.

Souci, S. (2008). *Food Composition and Nutrition Tables*. Medpharm, Stuttgart. Germany.

Larrea P. J. (2012). *Obtención de extractos polifenólicos de uvas para uso alimentario*. Universidad Pública de Navarra. Madrid.

Larrosa, A. Rosales, E. Aguilar, F. (2016). *Influence of air temperature on physical characteristics and bioactive compounds in vacuum drying of arthrospira spirulina*. Journal of Food Process Engineering, 1745–4530

Lavoisier, B. (2013). *Ciencia de los alimentos (Bioquímica, microbiología, procesos y productos)*. Paris.

Lázaro O. B. (2015). *Diseño de un plan de manejo de residuos sólidos generados por la planta agroindustrial tal s.a. ubicada en el distrito de Salaverry - Trujillo - La libertad-Perú*.

Llorach, R. et al., (2013). *Aprovechamiento y gestión de subproductos de la manipulación e industrialización de hortalizas. Posible uso como fuente de compuestos de interés para la salud*. CTC alimentación 16, 6-12.

López, J. et al, (2012). *Effect of air temperature on drying kinetics, vitamin c, antioxidant activity, total phenolic content, non enzymatic browning*

*and firmness of blueberries variety O'Neil*. Food Bioprocess Tech., 772-777. doi:10.1007/s11947-009-0306-8

Londoña, J. (2015). *Antioxidantes: importancia biológica y métodos para medir su actividad*. Grupo de Investigación en Ingeniería de Alimentos – GRIAL. Lima-Peru.

Mállap, C. (2012). “*Aplicación del método de superficie de respuesta en el estudio del efecto de la temperatura y la velocidad del aire de secado convectivo en la humedad y la pérdida del ácido fólico del esparrago verde previamente osmodeshidratado*”. Universidad Nacional del Santa. Chimbote-Perú.

Mateu, X. (2004). *La fibra en la alimentación*. Farmacia Hospitalaria. Editorial Edkamed. Barcelona, España.

MINAGRI, (2013). *Evaluación de residuos industriales*. Ministerio de agricultura. Perú.

Mokrani, A. y Madani, K. (2016). *Effect of solvent, time and temperature on the extraction of phenolic compounds and antioxidant capacity of peach (Prunus persica L.) fruit*, Separation and Purification Technology 162, 68–76.

Ortiz, C. (2013). *Secado con bomba de calor para la deshidratación de frutos*. Tesis de pregrado en Licenciatura en Ingeniería Química. Universidad de las Américas, Puebla, México.

- Pérez, J. J. Salas, M. Zavaleta, T. Paucar, E. (2012). *Systematic analysis of the content of 502 polyphenols in 452 foods and beverages: an application of the phenol-explorer database*. J Agric Food Chem. ; 58(8):4959-4969.
- Pérez, N. (2013). *Extracción de compuestos fenólicos de la cáscara de lima (citrus limetta risso) y determinación de la actividad antioxidante*. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud. (3): 18 - 22.
- Pitchaon, M. (2011). *Antioxidant capacity of extracts and fractions from mango (Mangifera indica Linn.) seed kernels*. International Food Research Journal 18: 523-528
- Plaza, M. y Turner, C. (2015). *Pressurized hot water extraction of bioactives*. TrAC-Trends in Analytical Chemistry, 71, 39-54.  
<http://doi.org/10.1016/j.trac.2015.02.022>
- Ramirez, N. y Sebastián, J. (2015). *Liofilización, Estado del Arte*. Universidad del Valle Programa Doctoral en Ingeniería. Cali – Colombia. Recuperado de [www.ingenieriaquimica.net](http://www.ingenieriaquimica.net).
- Ramírez, K. Sotelo, M. Paulino, A. (2012). *Obtención de xilosa a partir de desechos lignocelulósicos de la producción y proceso industrial de la piña (Ananas comusus)*. Uniciencia, 26(1 y 2), pp.75-89.
- Raya, G. (2016). *“Propuesta de una formulación de sopa deshidratada a partir de las mermas generadas en el procesamiento de espárrago en conserva – gandules inc sac”*. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. Chiclayo-Perú.

- Rincón, A. (2011). *Modelado del secado en capa fina de las cáscaras del plátano Musa paradisiaca L. verde. Tesis de pregrado de Ingeniería Química*. Universidad Rafael Urdaneta del estado Zulia, Venezuela.
- Rivas, L. (2016). *Actividad antioxidante y toxicidad*. Laboratorio Química Analítica. Universidad Autónoma de Nuevo León, México.
- Robb, E. (1984). *Fisiología de esparrago (espergillus officinalis)*. Guía de Agricultura Experimental. New Zelanda.
- Ronald, L. (2005). *Standarized methods for the determination of Antioxidant Capacity and phenolics in foods and dietary supplements*. J. Agric. Food Chem. 53, 4290-4302.
- Sánchez, B. (2005). *Caracterización fisicoquímica y funcional de la fibra dietética del fruto de níspero (Erioborrva japonica) y de la cáscara de mango obo (Mangifera indica L)*. Tesis Universidad Tecnológica de la Mixteca. Huajuapán de León, México.
- SCENI, P. (2017). *Transiciones de Fase. Universidad Nacional de Quilmes*. Area de Química de los Alimentos. Huaraz-Perú.
- Srinivas, J. W. (2011). *Pressurized solvent extraction of flavonoids from grape pomace utilizing organic acid additives*. Italian Journal of Food Science, 23,90-106.
- Reyes, M. (2017). *Tabla de composición de alimentos de Ministerio de Salud*, Instituto Nacional de Salud, Lima-Perú.

- Taszewska, M. Gabor, A. Jaworska, G. Drozd, I. (2018). *Efecto de la fermentación y el almacenamiento en el valor nutricional y los contenidos de la biológicamente (asparagus officinalis L.)*. Food Science and Technology, EEUU.
- Tiveron, E. Marquez, J. Rodriguez, A. (2012). *The duration of feeding on a sucrose-rich diet determines variable in vitro effects of insulin and fructose on rat liver triglyceride metabolism*. Journal of Nutritional Biochemistry. 6.422-420.
- TRADEMAP. (2017). *Reportede de exportación de frutas y hortalizas*. recuperado de [http://www.trademap.org /Country\\_SelProduct.aspx?nvpm=3](http://www.trademap.org/Country_SelProduct.aspx?nvpm=3)
- UNSLGI, (2011). *Planta procesadora de esparrago*. Universidad Nacional de San Luis Gonzaga de Ica, Ica – Perú.
- Valiente, A. (2009). *A diet enriched in polyphenols and polyunsaturated fatty acids*, LMN diet.
- Vargas, D. (2015). *Efecto de la liofilización sobre propiedades fisicoquímicas y vida útil de cocona (Solanum sessiliflorum Dunal) en polvo*. Universidad nacional de Colombia. Bogota.
- Vega, R. (2013). *Manejo integrado y uso de semilla certificada FI en cultivos de esparrago*. Agrobanco. Perú.
- Véliz, E. (2018). *Capacidad antioxidante y compuestos fenólicos durante el procesamiento de espárrago blanco (asparagus officinalis) encurtido*

*por método directo*. Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima-Perú.

Wang, J. et al. (2018). *Optimisation of ultrasound-assisted extraction of phenolic compound from wheat bran*. Food Chemistry, 106 (2), 804-810.

William, M. C. et al. (2015). *Extracción de compuestos fenólicos con actividad antioxidante de Champa (Campomanesia lineatifolia)*. Revista CENIC Ciencias Químicas. Vol. 46, págs. 38-46.

## VIII. ANEXOS:

### ANEXO 1: Análisis de composición proximal

- **Análisis de Humedad**

Se fundamenta en la diferencias de pesos de la muestra cuando es sometido a estufa a 105°C por 4 hr hasta que el peso se haga constante. Los análisis se realizaron en muestras frescas y muestras secas secadas en secador de bandejas y liofilizador a -40°C, utilizando la siguiente ecuación:



$$\%Humedad = \frac{Peso\ inicial_{muestra+placa} - Peso\ final_{muestra+placa}}{Peso\ de\ la\ muestra} \times 100$$

**Cuadro N° 1:** Datos de pesos de muestras frescas de residuos de esparrago secados en termo balanza para determinación de la humedad.

VARIAB.	R1	R2	R3	Promedio
Muestra Inic. (gr)	5.00	5.00	5.01	5.00 ± 0.01
Placa (gr)	40.36	40.36	40.36	40.36±0.00
Muestra Fin. (gr)	45.36	45.37	45.37	45.37±0.01
Humedad (%)	92.06%	93%	92%	92.52±0.5

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 2:** Datos de pesos de muestras secas de residuos de esparrago secados en liofilizador.

<b>VARIAB.</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Promedio</b>
Muestra Inic. (gr)	1.00	1.02	1.02	1.013±0.01
Placa (gr)	40.36	40.36	40.36	40.36±0.00
Muestra Fin. (gr)	41.24	41.26	41.26	41.253±0.01
Humedad (%)	12.5%	11.8%	12.3%	12.2±0.3

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 3:** Datos de pesos de muestras secas de residuos de esparrago secados en secador de bandejas.

<b>VARIAB.</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Promedio</b>
Muestra Inic. (gr)	1.00	1.00	1.00	1.00±0.00
Placa (gr)	43.85	43.85	43.85	43.85±0.00
Muestra Fin. (gr)	44.72	44.72	44.73	42.723±0.01
Humedad (%)	13.37%	13.08%	12.11%	12.85±0.66%

**FUENTE:** UNS, 2018

- **Análisis de cenizas**

1 gr de muestra es incinerado en una cocina eléctrica hasta su total carbonización. Luego es colocado a una mufla a 650°C por 4 hr en crisoles. Hasta que la muestra carbonizada se convierta en color blanco grisáceo. Cada crisol es retirado de la mufla y colocado en un desecador para enfriar por 30min a temperatura ambiente y pesar el residuo para determinar el porcentaje de ceniza con la siguiente ecuación:



$$\%Cenizas = \frac{\text{Peso final}_{\text{muestra+crisol}} - \text{Peso inicial}_{\text{crisol}}}{\text{Peso de la muestra}}$$

**Cuadro N° 4:** Análisis de pesos para determinar porcentaje de ceniza de las muestras frescas.

<b>VAR.</b>	<b>M1</b>	<b>M2</b>	<b>M3</b>	<b>Promedio</b>
M. Fresca	1.00	1.10	1.00	1.03
Crisol	5.00	5.04	5.00	5.013
M. Final	5.00	5.04	5.00	5.013
<b>%CENIZA</b>	0.37%	0.27%	0.17%	0.27±0.10

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 5:** Análisis de pesos para determinar porcentaje de ceniza de las muestras secadas en secados de bandejas.

<b>VAR.</b>	<b>M1</b>	<b>M2</b>	<b>M3</b>	<b>Promedio</b>
M. Fresca	1.00	1.01	1.04	1.017
Crisol	5.00	5.04	5.00	5.013
M. Final	5.04	5.08	5.04	5.053
<b>%CENIZA</b>	4.19%	4.15%	4.02%	4.12±0.09

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 6:** Análisis de pesos para determinar porcentaje de ceniza de las muestras secadas en liofilizador.

<b>VAR.</b>	<b>M1</b>	<b>M2</b>	<b>M3</b>	<b>Promedio</b>
M. Fresca	1.02	1.10	1.04	1.053
Crisol	4.97	5.01	5.09	5.023
M. Final	5.02	5.06	5.14	5.073
<b>%CENIZA</b>	4.97%	4.59%	4.85%	4.81±0.19

**FUENTE:** UNS, 2018

- **Análisis de proteínas**

Se fundamenta en la digestión de las muestras en  $H_2SO_4$ , usando  $CuSO_3 \cdot 5H_2O$ , como catalizador con  $K_2SO_4$ , como punto de elevación de temperatura, para liberar el nitrógeno de la proteína como sal de amonio. El nitrógeno es liberado en forma de  $NH_3$  en un medio altamente básico, lo cual es destilado. Colectado en  $H_2SO_4$  0.1N, y Titulado con  $NaOH$  0.1N.



$$\%Proteina = \frac{14x(ml_{muestra} - ml_{blanco})xNxFactorX100}{m}$$

Dónde:

- 14: Peso de atómico del Nitrógeno.
- N. Normalidad del H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>
- ml<sub>blanco</sub>: Gasto de NaOH 0.1N.
- ml<sub>muestra</sub>: 50 ml S<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.1N.
- m: peso de la muestra en gramos.
- Factor: 6,25 para proteínas.

**Cuadro N° 7:** Datos de análisis de proteína de muestras frescas de residuos de espárrago verde.

Datos	R1	R2	R3	Promedio	Desviación
M. Fresca (gr)	1.16	1.20	1.03	1.13	0.087
Gasto (ml)	1.53	1.74	1.48	1.58	0.138
Factor	6.25	6.25	6.25	6.25	0.000
<b>% Proteína</b>	<b>1.15</b>	<b>1.27</b>	<b>1.25</b>	<b>1.23</b>	<b>0.062</b>

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 8:** Datos de análisis de proteína de muestras secadas en secador de bandejas.

Datos	R1	R2	R3	Promedio	Desviación
M. Fresca (gr)	1.00	1.30	1.14	1.15	0.149
Gasto (ml)	15.60	20.26	17.50	17.79	2.343
Factor	6.25	6.25	6.25	6.25	0.000
<b>% Proteína</b>	<b>13.62</b>	<b>13.64</b>	<b>13.48</b>	<b>13.58</b>	<b>0.087</b>

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 9:** Datos de análisis de proteína de muestras secadas en liofilizador.

<b>Datos</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desviación</b>
M. Fresca (gr)	1.24	1.00	1.39	1.21	0.194
Gasto (ml)	17.90	18.40	20.05	18.78	1.125
Factor	6.25	6.25	6.25	6.25	0.000
<b>% Proteína</b>	<b>12.63</b>	<b>16.03</b>	<b>12.62</b>	<b>13.76</b>	<b>1.964</b>

**FUENTE:** UNS, 2018

- **Análisis de Carbohidratos**

Se obtuvo por diferencia, restando el 100% la suma de los porcentajes de humedad (%H), Cenizas (%C), grasa (%Fibra) y Proteína (%P). Mediante la siguiente formula:

$$\%Carbohidratos = 100\% - (\%H + \%C + \%F + \%P)$$

- **Análisis de fibra**

Se realizó el análisis de fibra cruda mediante una hidrólisis acida y básica. Donde 1 gr de muestra es diluido en 100 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, la cual se lleva a ebullición por 30 min, luego es filtrado con alcohol amílico y lavado con agua destilada. Para luego agregar 100 ml de NaOH 1.25% y hervir por 30 min. Luego es filtrado y lavado, para luego ser secado a 105°C y luego calcinados a 550°C. Mediante la siguiente formula:

$$\%Fibra = \frac{Peso\ Residuo - Peso(Proteina + Ceniza)}{Peso\ muestra}$$

**A continuación se muestra los resultados del analisis de fibras realizado por COLECBI:**



**CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS  
CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES**

**“COLECBI” S.A.C.**

REGISTRADO EN LA DIRECCIÓN GENERAL DE POLÍTICAS Y DESARROLLO PESQUERO - PRODUCE

**INFORME DE ENSAYO N° 20180810-009**

Pág. 1 de 1

SOLICITADO POR : EDWIN SIFUENTES HERRERA  
VERONICA PATRICIO MIRANDA.  
DIRECCION : Urb. Paseo del Mar M5 - 14 Nuevo Chimbote.  
PRODUCTO DECLARADO : RESIDUOS DE ESPARRAGOS.  
CANTIDAD DE MUESTRA : 01 muestra.  
PRESENTACIÓN DE LA MUESTRA : En bolsa de polietileno transparente, cerrada.  
FECHA DE RECEPCIÓN : 2018-08-10  
FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 2018-08-10  
FECHA DE TERMINO DEL ENSAYO : 2018-08-10  
CONDICIÓN DE LA MUESTRA : En buen estado.  
ENSAYOS REALIZADOS EN : Laboratorio Físico Químico.  
CODIGO COLECBI : SS 180810-5

**RESULTADOS**

MUESTRA	ENSAYOS
	Fibra (%)
Muestra Fresca	1,43

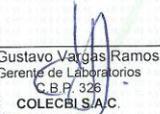
**METODOLOGÍA EMPLEADA**

Fibra : NMX-F-090-1978

**NOTA :**

- Muestra recepcionada en Laboratorios COLECBI S.A.C.
- Los resultados presentados corresponden sólo a la muestra ensayada.
- Estos resultados de ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce.

Fecha de Emisión : Nuevo Chimbote, Agosto 11 del 2018.  
GVR/jms

  
A. Gustavo Vargas Ramos  
Gerente de Laboratorios  
C.B.F. 326  
COLECBI S.A.C.

LC-MP-HRIE  
Rev. 04  
Fecha 2015-11-30

PROHIBIDA LA REPRODUCCION TOTAL O PARCIAL DE ESTE INFORME  
SIN LA AUTORIZACION ESCRITA DE COLECBI S.A.C.

Urb. Buenos Aires Mz. A - Lt. 7 | Etapa - Nuevo Chimbote - Telefax: 043-310752  
Nextel: 839\*2893 - RPM # 902995 - Apartado 127  
e-mail: [colecbi@speedy.com.pe](mailto:colecbi@speedy.com.pe)/ [medioambiente\\_colecbi@speedy.com.pe](mailto:medioambiente_colecbi@speedy.com.pe)  
Web: [www.colecbi.com](http://www.colecbi.com)



CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS  
CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES  
“COLECBI” S.A.C.

REGISTRADO EN LA DIRECCIÓN GENERAL DE POLÍTICAS Y DESARROLLO PESQUERO - PRODUCE

**INFORME DE ENSAYO N° 20180810-010**

Pág 1 de 1

SOLICITADO POR : EDWIN SIFUENTES HERRERA  
DIRECCION : VERONICA PATRICIO MIRANDA.  
PRODUCTO DECLARADO : Urb. Paseo del Mar M5 - 14 Nuevo Chimbote.  
PRODUCTO DECLARADO : RESIDUOS DE ESPARRAGOS.  
CANTIDAD DE MUESTRA : 01 muestra.  
PRESENTACIÓN DE LA MUESTRA : En bolsa de polietileno transparente, cerrada.  
FECHA DE RECEPCIÓN : 2018-08-10  
FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 2018-08-10  
FECHA DE TERMINO DEL ENSAYO : 2018-08-10  
CONDICIÓN DE LA MUESTRA : En buen estado.  
ENSAYOS REALIZADOS EN : Laboratorio Físico Químico.  
CODIGO COLECBI : SS 180810-5

**RESULTADOS**

MUESTRA	ENSAYOS
	Fibra (%)
Muestra Molida 1	19.30

**METODOLOGÍA EMPLEADA**  
Fibra : NMX-F-090-1978

**NOTA :**

- Muestra recepcionada en Laboratorios COLECBI S.A.C.
- Los resultados presentados corresponden sólo a la muestra ensayada.
- Estos resultados de ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificación del sistema de calidad de la entidad que lo produce.

Fecha de Emisión : Nuevo Chimbote, Agosto 11 del 2018.

GVR/jms

A. Gustavo Vargas Ramos  
Gerente de Laboratorios  
C.B.P. 300  
COLECBI S.A.C.

LC-MPH/RE  
Rev. 04  
Fecha 2015-11-30

PROHIBIDA LA REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL DE ESTE INFORME  
SIN LA AUTORIZACIÓN ESCRITA DE COLECBI S.A.C.

Urb. Buenos Aires Mz. A - Lt. 7 | Etapa - Nuevo Chimbote - Telefax: 043-310752  
Nextel: 839\*2893 - RPM # 902995 - Apartado 127  
e-mail: colecbi@speedy.com.pe / medioambiente\_colecbi@speedy.com.pe  
Web: www.colecbi.com



CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS  
CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES

**“COLECBI” S.A.C.**

REGISTRADO EN LA DIRECCIÓN GENERAL DE POLÍTICAS Y DESARROLLO PESQUERO - PRODUC

**INFORME DE ENSAYO N° 20180810-010**

Pág 1 de 1

SOLICITADO POR : EDWIN SIFUENTES HERRERA  
VERONICA PATRICIO MIRANDA.  
DIRECCION : Urb. Paseo del Mar M5 - 14 Nuevo Chimbote.  
PRODUCTO DECLARADO : RESIDUOS DE ESPARRAGOS.  
CANTIDAD DE MUESTRA : 01 muestra.  
PRESENTACIÓN DE LA MUESTRA : En bolsa de polietileno transparente, cerrada.  
FECHA DE RECEPCIÓN : 2018-08-10  
FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 2018-08-10  
FECHA DE TÉRMINO DEL ENSAYO : 2018-08-10  
CONDICIÓN DE LA MUESTRA : En buen estado.  
ENSAYOS REALIZADOS EN : Laboratorio Físico Químico.  
CODIGO COLECBI : SS 180810-5

**RESULTADOS**

MUESTRA	ENSAYOS
	Fibra (%)
Muestra Molida 2	19.88

**METODOLOGÍA EMPLEADA**  
Fibra : NMX-F-290-1975

**NOTA :**

- Muestra recepcionada en Laboratorios COLECBI S.A.C.
- Los resultados presentados corresponden sólo a la muestra ensayada.
- Estos resultados de ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce.

Fecha de Emisión : Nuevo Chimbote, Agosto 11 del 2018.

GVR/jms

A. Gustavo Vargas Ramos  
Gerente de Laboratorios  
C.B.P. 300  
COLECBI S.A.C.

LC-MP-HRE  
Rev. 04  
Fecha 2015-11-01

PROHIBIDA LA REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL DE ESTE INFORME  
SIN LA AUTORIZACIÓN ESCRITA DE COLECBI S.A.C.

Urb. Buenos Aires Mz. A - Lt. 7 - I Etapa - Nuevo Chimbote - Telefax: 043-310752

Nextel: 839\*2893 - RPM # 902995 - Apartado 127

e-mail: [colecbi@speedy.com.pe](mailto:colecbi@speedy.com.pe) / [medioambiente\\_colecbi@speedy.com.pe](mailto:medioambiente_colecbi@speedy.com.pe)

Web: [www.colecbi.com](http://www.colecbi.com)

## ANEXO 2: Procedimientos del análisis fisicoquímico

- **Análisis de pH.**

Se determinó utilizando un pH-metro marca THERMO CIENTIFIC del laboratorio de análisis y composición de alimentos agroindustriales, previamente calibrados en soluciones amortiguadoras de 3 5 7 Ph. para cada una de las lecturas se introduce el electrodo en las soluciones a analizar a una temperatura promedio de 25°C. Las muestras fueron registradas con un valor de pH de tres decimales.



- **Análisis de Acidez**

La acidez se determina en un equipo de titulación con indicadores de fenolftaleína y con una valoración de NaOH 0.1N, el gasto es proporcional a la acidez de la muestra.



- **Análisis de Vitamina C:**

Se determina de forma química debido a su propiedad altamente reductora de la vitamina de tal forma que cuando reacciona con un colorante oxidante como el diclorofenol-indofenol, produce un compuesto incoloro perceptible a simple vista.

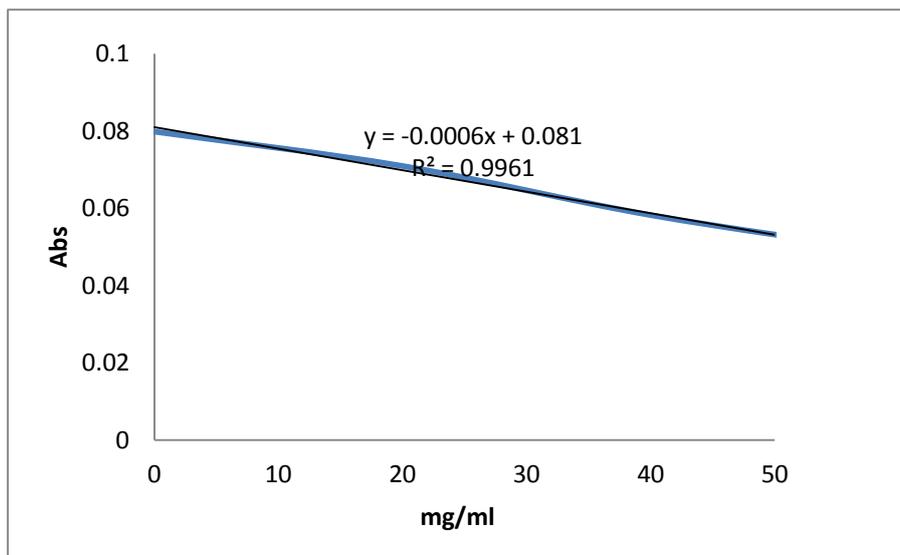
**Preparación de estándar:** Se prepara solución estándar (madre) ácido ascórbico 0.1% en un solución de ácido oxálico al 0.4%. La preparación de 2-6 diclorofenolindofenol (solución coloreada) es 12 mg en 1000ml de agua destilada.

Se toma alícuotas de 1, 2, 3, 4 y 5 ml de ácido ascórbico al 0.1% y se lleva a volúmenes de 100ml con una solución de ácido oxálico al 0.4%. Estas soluciones enumeradas del 1 al 5 contendrán 1, 2, 3, 4 y 5 mg de ácido ascórbico por 100ml respectivamente.



**Cuadro N° 10:** Cuadro de curva de calibrado de con Ácido Áscorbico.

<b>Tubo</b>	<b>CONC</b>	<b>ABS</b>
1	0	0.0798
2	20	0.0709
3	40	0.0582
4	60	0.0484
5	80	0.0379
6	100	0.0236



**Gráfica N° 01:** Curva de calibrado con ácido ascórbico.

**Cuadro N° 11:** Determinación de vitamina C de muestras frescas de residuos de esparrago.

MUESTRA	ABS	mg AA / 100 gr Esparrago
M1	0.0796	18.7
M2	0.0800	13.3
M3	0.0798	16.0
<b>PROMEDIO</b>		<b>16.0</b>
DESV. EST.		2.6

### ANEXO 3: Datos de las curvas de las técnicas de secados

**Cuadro N° 12:** Peso de la muestra de residuos de espárrago durante el sacado en secador de bandejas.

Tiempo (Hr)	M1 (gr)	M2 (gr)	M3 (gr)	Promedio (gr)
0	249	289	277	<b>272</b>
1	182	215	208	<b>202</b>
2	124	143	143	<b>137</b>
3	80	87	92	<b>86</b>
4	52	52	57	<b>54</b>
5	36	33	37	<b>36</b>
6	28	24	27	<b>27</b>
7	25	22	23	<b>23</b>
8	23	21	20	<b>21</b>

**FUENTE:** Lab. Análisis y Composición de Alimentos – UNS, 2018.

Con el peso inicial promedio de las muestras secado por dos tipos de sedado y la humedad inicial de la muestra fresca en cuadro N°2, se determinó el peso de sólidos secos presentes en cada muestra y se obtuvieron los valores de  $A_w$  (gr Agua / gr SS) correspondientes a cada tiempo. Como se observa en la siguiente ecuación.

$$A_w = \frac{P - SS}{SS}$$

Dónde:

- Aw: Contenido de agua.
- P: peso de la muestra fresca
- SS: sólidos secos de la muestra.

**Cuadro N° 13:** Peso de la muestra de residuos de espárrago secados mediante liofilización.

<b>Tiempo (Hr)</b>	<b>M1 (gr)</b>	<b>M2 (gr)</b>	<b>M3 (gr)</b>	<b>PROMEDIO (gr)</b>
0	215.24	226.66	222.10	221.33
2	212.25	225.30	218.25	218.60
4	211.01	222.49	212.10	215.20
6	181.10	185.32	180.11	182.18
8	151.19	147.94	143.78	147.64
10	121.28	112.33	108.35	113.99
12	91.37	69.33	67.38	76.03
14	61.46	47.57	45.40	51.48
16	31.55	26.42	25.68	27.88
18	16.33	15.65	15.20	15.73
20	13.95	14.71	14.50	14.38
22	13.46	14.08	13.69	13.74
24	12.78	13.47	13.09	13.11

**FUENTE:** Lab. Análisis y Composición de Alimentos – UNS, 2018.

**Cuadro N° 14:** Contenido de humedad en gr Agua /gr SS de espárrago Analizados en liofilizador a -30°C

<b>Tiempo (Hr)</b>	<b>H1 (gr)</b>	<b>H2 (gr)</b>	<b>H3 (gr)</b>	<b>PROMEDIO (gr)</b>
0.00	11.97	11.97	11.97	11.97
2.00	11.79	11.89	11.75	11.81
4.00	11.72	11.73	11.39	11.61
6.00	9.91	9.60	9.52	9.68
8.00	8.11	7.47	7.40	7.66
10.00	6.31	5.43	5.33	5.69
12.00	4.51	2.97	2.93	3.47
14.00	2.70	1.72	1.65	2.03
16.00	0.90	0.51	0.50	0.64
18.00	-0.02	-0.10	-0.11	-0.08
20.00	-0.16	-0.16	-0.15	-0.16
22.00	-0.19	-0.19	-0.20	-0.19
24.00	-0.23	-0.23	-0.24	-0.23

**FUENTE:** Lab. Análisis y Composición de Alimentos – UNS, 2018.

**Cuadro N° 15:** Contenido de humedad en gr Agua /gr SS de espárrago Analizados en secador de bandejas a 60°C.

<b>Tiempo (Hr)</b>	<b>M1 (gr)</b>	<b>M2 (gr)</b>	<b>M3 (gr)</b>	<b>Promedio (gr)</b>
0	11.97	11.97	11.97	11.97
1	8.48	8.64	8.75	8.62
2	5.47	5.41	5.72	5.53
3	3.16	2.90	3.31	3.12
4	1.72	1.32	1.67	1.57
5	0.89	0.49	0.75	0.71
6	0.46	0.09	0.28	0.27
7	0.29	-0.01	0.07	0.12
8	0.19	-0.07	-0.06	0.02

**FUENTE:** Lab. Análisis y Composición de Alimentos – UNS, 2018.

**ANEXO 4:** Datos del Análisis de polifenoles totales por el método Folín Ciocalteu

**Tabla N° 16:** Curva de calibrado con ácido gálico

TUBO	CONCENTRACIÓN	ABS
1	2	0.106
2	4	0.164
3	8	0.322
4	12	0.438
5	16	0.561
6	20	0.714
7	24	0.831

**FUENTE:** UNS, 2018

**Cuadro N° 17:** Tabla de Medias por Mínimos Cuadrados con intervalos de confianza del 95.0%

Nivel	Casos	Media	Error Est.	Límite Inf.	Límite Sup.
MEDIA GLOBAL	18	13.7306			
A = Técnica de Secado					
S.Band.	9	12.3656	0.13273	12.0764	12.6548
S.Liof.	9	15.0956	0.13273	14.8064	15.3848
B = Tipos de Solvente					
Ag. Acid. 0.01%	6	14.02	0.162561	13.6658	14.3742
Et - Ag. Acid. (70:30)	6	9.57833	0.162561	9.22414	9.93252
Etanol 95%	6	17.5933	0.162561	17.2391	17.9475
A y B					
S.Band.,Ag. Acid. 0.01%	3	12.5333	0.229895	12.0324	13.0342
S.Band.,Et - Ag. Acid. (70:30)	3	8.95667	0.229895	8.45577	9.45757
S.Band.,Etanol 95%	3	15.6067	0.229895	15.1058	16.1076
S.Liof.,Ag. Acid. 0.01%	3	15.5067	0.229895	15.0058	16.0076
S.Liof.,Et - Ag. Acid. (70:30)	3	10.2	0.229895	9.6991	10.7009
S.Liof.,Etanol 95%	3	19.58	0.229895	19.0791	20.0809

**Cuadro N° 18:** Resultados del Contenido de Polifenoles totales de la muestra fresca de residuos de espárrago verde (*Asparagus officinalis*) (Base Seca - BS).

Muestra	Solvente	Contenido de Polifenoles			PROMEDIO	
		mgEAG/g BS				
		R1	R1	R3		
1	Etanol (95%)	19.84	19.20	18.54	<b>19.20</b>	± 0.441
2	Etanol agua (70:30)	14.78	12.94	14.77	<b>14.16</b>	± 0.103
3	Agua acidulada 0.01%	16.02	15.71	17.75	<b>16.49</b>	± 0.250

**ANEXO 5:** Datos del Análisis de actividad de antioxidante por el método DPPH y FRAP

- **Método DPPH**

**Cuadro N° 19:** Cuadro de curva calibrado de Trolox para DPPH

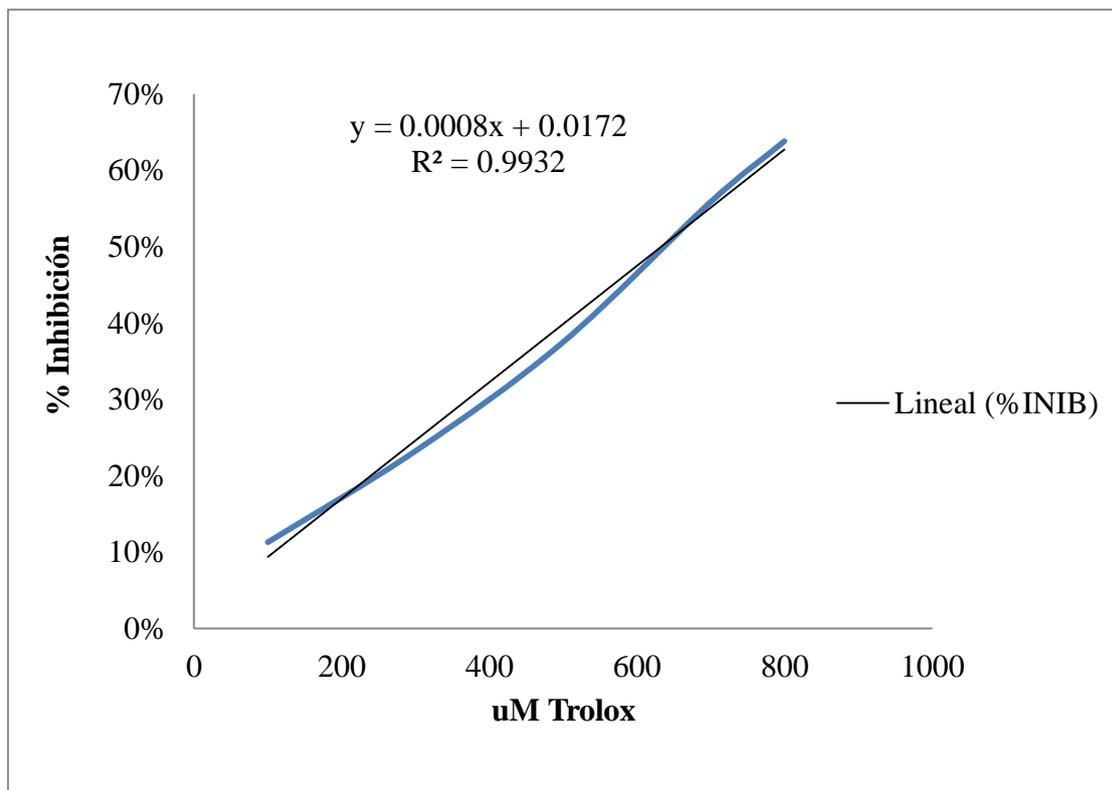
TUBO	CONCENTRACIÓN (uM Trolox)	ABS
1	800	0.3483
2	700	0.4249
3	500	0.6016
4	300	0.7388
5	100	0.8537

**Cuadro N° 20:** Tabla de Medias por Mínimos Cuadrados con intervalos de confianza del 95.0%

Nivel	Casos	Media	Error Est.	Límite Inferior	Límite Superior
MEDIA GLOBAL	18	7.41167			
A = Técnica de Secado					
S.Liof.	9	7.96444	0.196883	7.53547	8.39342
S.Band.	9	6.85889	0.196883	6.42992	7.28786
B = Tipos de Solvente					
Etanol 95%	6	4.975	0.241132	4.44962	5.50038
Et - Ag. Acid. (70:30)	6	7.86667	0.241132	7.34128	8.39205
Ag. Acid. 0.01%	6	9.39333	0.241132	8.86795	9.91872
A y B					
S.Liof.,Etanol 95%	3	5.61	0.341012	4.867	6.353
S.Liof.,Et - Ag. Acid. (70:30)	3	7.88667	0.341012	7.14366	8.62967
S.Liof.,Ag. Acid. 0.01%	3	10.3967	0.341012	9.65366	11.1397
S.Band.,Etanol 95%	3	4.34	0.341012	3.597	5.083
S.Band.,Et - Ag. Acid. (70:30)	3	7.84667	0.341012	7.10366	8.58967
S.Band.,Ag. Acid. 0.01%	3	8.39	0.341012	7.647	9.133

**Cuadro N° 21:** Curva de porcentaje de inhibición de Trolox

TUBO	CONCENTRACIÓN (uM Trolox)	(%) INHIBICIÓN
1	800	<b>63.79</b>
2	700	<b>55.82</b>
3	500	<b>37.45</b>
4	300	<b>23.19</b>
5	100	<b>11.24</b>



**Gráfica 1:** Curva de inhibición de trolox.

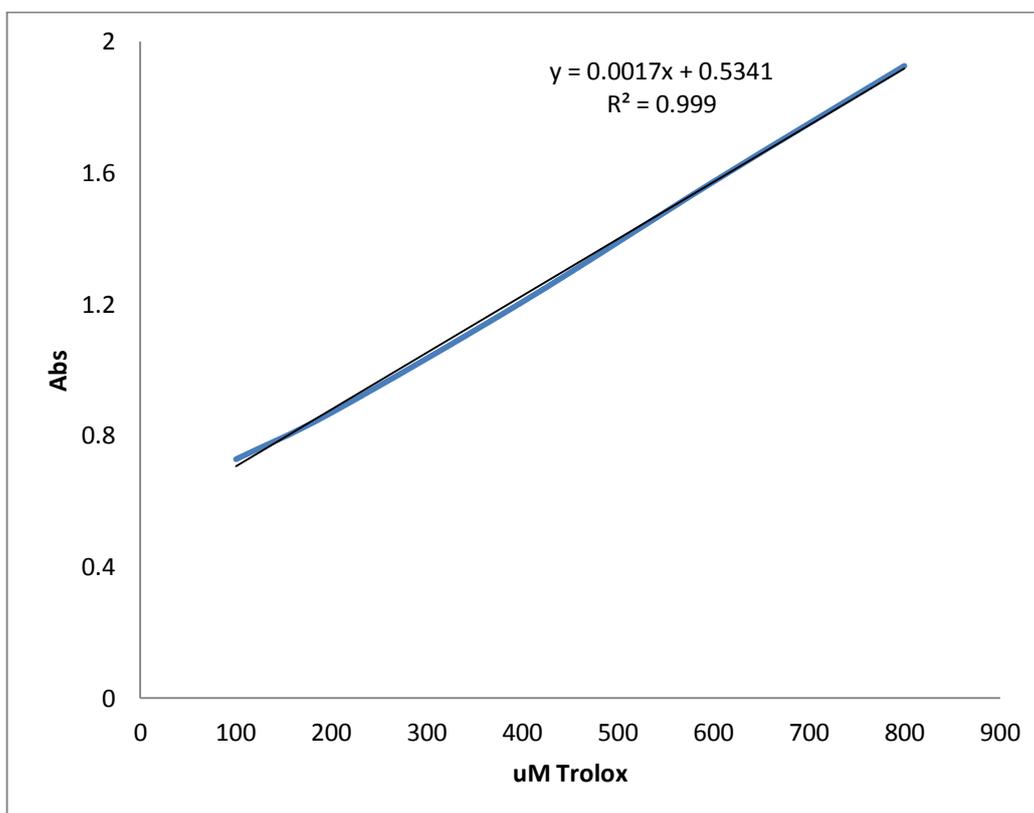
**Cuadro N° 22:** Datos de porcentaje inhibición de radicales libres con residuos de espárrago.

Muestra	Secado	Solvente	umol ET/g Muestra Seca			PROMEDIO	
			R1	R1	R3		
1	Liofilizado	Etanol (95%)	21.8%	22.5%	22.0%	<b>22.1%</b>	± 0.3%
2	Liofilizado	Etanol agua (70:30)	30.5%	30.4%	30.3%	<b>30.4%</b>	± 0.1%
3	Liofilizado	Agua acidulada 0.05%	32.2%	33.4%	32.2%	<b>32.6%</b>	± 0.6%
4	Bandeja	Etanol (95%)	27.7%	27.4%	28.2%	<b>27.8%</b>	± 0.3%
5	Bandeja	Etanol agua (70:30)	30.8%	29.6%	30.3%	<b>30.3%</b>	± 0.5%
6	Bandeja	Agua acidulada 0.05%	30.1%	31.0%	30.5%	<b>30.5%</b>	± 0.4%

- **Método FRAP**

**Cuadro N° 23:** Cuadro de curva calibrado de Trolox

TUBO	CONCENTRACIÓN (uMTrolox).	ABS
1	100	0.7271
2	200	0.8692
3	400	1.2068
4	600	1.5734
5	800	1.9269



**Gráfica 2:** Curva calibrado de Trolox para FRAP

**Cuadro N° 24:** Tabla de Medias por Mínimos Cuadrados con intervalos de confianza del 95.0%

Nivel	Casos	Media	Error Est.	Límite Inferior	Límite Superior
MEDIA GLOBAL	18	10.1411			
A = Técnica de Secado					
S.Band.	9	8.94111	0.137239	8.64209	9.24013
S.Liof.	9	11.3411	0.137239	11.0421	11.6401
B= Tipos de Solvente					
Ag. Acid. 0.01%	6	11.8917	0.168083	11.5254	12.2579
Et - Ag. Acid. (70:30)	6	11.3917	0.168083	11.0254	11.7579
Etanol 95%	6	7.14	0.168083	6.77378	7.50622
A y B					
S.Band.,Ag. Acid. 0.01%	3	10.9733	0.237705	10.4554	11.4912
S.Band.,Et - Ag. Acid. (70:30)	3	10.8567	0.237705	10.3388	11.3746
S.Band.,Etanol 95%	3	4.99333	0.237705	4.47542	5.51125
S.Liof.,Ag. Acid. 0.01%	3	12.81	0.237705	12.2921	13.3279
S.Liof.,Et - Ag. Acid. (70:30)	3	11.9267	0.237705	11.4088	12.4446
S.Liof.,Etanol 95%	3	9.28667	0.237705	8.76875	9.80458

: