

**UNIVERSIDAD NACIONAL
JOSÉ FAUSTINO SÁNCHEZ CARRIÓN**

**FACULTAD DE INGENIERÍA AGRARIA, INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS Y AMBIENTAL**

**ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN
INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**



**CARACTERIZACIÓN FÍSICO QUÍMICO Y ELEMENTAL de la
phyllactis rígida “VALERIANA ESTRELLA”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

MARLENI KETTY CARBAJAL OLORTEGUI

Ing. M.S.c. BENIGNO DUEÑAS SANCHEZ

HUACHO – PERÚ

2022

**UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO
SÁNCHEZ CARRIÓN**

**FACULTAD DE INGENIERÍA AGRARIA, INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS Y AMBIENTAL**

**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS**

**CARACTERIZACIÓN FÍSICO QUÍMICO Y ELEMENTAL de la
Phyllactis rígida “VALERIANA ESTRELLA”**

.....
Mg. Guillermo Napoleón Vásquez Clavo
PRESIDENTE

.....
Doc. Jorge Danton Miranda Cabrera
SECRETARIO

.....
Doc. Sara la Carmela Alfaro Cruz
VOCAL

.....
Mg. Benigno Dueñas Sánchez
ASESOR

HUACHO – PERÚ

2022

DEDICATORIA

Mi logro lo dedico al Altísimo, por darme fuerza por acompañarme en todo momento; A mi Padre Amador Carbajal y a mi madre Rosalía Olortegui, por enseñarme con su ejemplo a una lucha constante.

Por haber sido mi soporte durante la estación de investigación pudiéndola finalizar satisfactoriamente.

A mi hijo, Leonardo V. Carbajal, mi primogénito, por darme vafo, vigor, valor, para continuar adelante y no desistir a pesar de las adversidades, mi príncipe un peldaño más escalado.

A mis hermanos, Percy, José, y en especial a Nívea Carbajal, por cuidar de mi hijo durante mi ausencia, por brindarme la seguridad y tranquilidad del bienestar de mi pequeño.

AGRADECIMIENTO

Agradecida con Dios, por guiarme y fortalecerme espiritualmente, con mis padres y hermanos, mostrar mi gratitud ya que estuvieron presentes en la realización de este proyecto de esta meta que es tan importante para mí, agradecer sus palabras reconfortantes, consejos y motivación.

Al Ing. Edwin Macavilca T. Coordinador del proyecto de Investigación, al Ing. Jorge Danton Miranda Cabrera, por su orientación, constante apoyo y las facilidades dadas en el uso de la infraestructura y equipamiento, siendo pieza clave el cual permitió la realización de esta tesis muy eternamente agradecida.

Al Ing. M.sc. Dueñas Sánchez Benigno por su aceptación a ser asesor de esta tesis.

ÍNDICE

CAPITULO I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	2
1.1. Descripción de la realidad problemática.....	2
1.2. Formulación del problema	2
1.2.1. Problema general.....	2
1.2.2. Problemas específicos	2
1.3. Objetivos de la investigación.....	3
1.3.1. Objetivo general.....	3
1.3.2. Objetivos específicos	3
1.4. Justificación de la investigación	3
1.5. Delimitaciones del estudio.....	4
CAPITULO II. MARCO TEÓRICO	5
2.1. Antecedentes de la investigación.....	5
2.1.1. Investigaciones internacionales.....	5
2.1.2. Investigaciones nacionales	10
2.2. Bases teóricas.....	12
2.2.1. Valeriana rígida.....	12
2.2.2. Clasificación taxonómica	13
2.2.3. Variedades de valeriana en el Perú	14
2.2.4. Composición Química	16
2.2.5. Usos.....	17
2.2.6. Los polifenoles en las plantas	17
2.2.7. Flavonoides	20
2.2.8. Actividad antioxidante	21
2.3. Definiciones de términos básicos	32
2.4. Hipótesis de la investigación	33
2.4.1. Hipótesis general.....	33
2.4.2. Hipótesis específicas	33
2.5. Operacionalización de las variables.....	33
2.5.1. Variables independientes	33
2.5.2. Variables dependientes	33

CAPITULO III. METODOLOGÍA	35
3.1. Diseño metodológico	35
3.1.1. Tipo de investigación.....	35
3.1.2. Nivel de investigación.....	35
3.1.3. Diseño	35
3.1.4. Enfoque	36
3.2. Población y muestra.....	36
3.2.1. Población.....	36
3.2.2. Muestra.....	37
3.3. Técnicas de recolección de datos.....	38
3.3.1. Técnicas a emplear.....	38
3.3.2. Descripción de los instrumentos	57
3.3.3. Procedimiento de validación de Instrumentos	58
3.4. Técnicas para el procesamiento de la información.....	58
CAPITULO IV. RESULTADOS.....	59
4.1. Análisis de resultados	59
4.1.1. Las muestras de <i>phyllactis rígida</i> “Valeriana Estrella”	59
4.1.2. Características físicas	60
4.1.3. Características químicas.....	61
4.1.4. Características proximales	68
4.1.5. Características elementales	70
4.2. Contrastación de las hipótesis.....	72
CAPITULO V. DISCUSIÓN.....	73
5.1. Discusión de resultados	73
CAPITULO VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	77
6.1. Conclusiones	77
6.2. Recomendaciones	78
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	79
ANEXOS	84

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Nomenclatura de las principales ROS	25
Tabla 2. Métodos HAT y SET para evaluar la actividad antioxidante	30
Tabla 3. Operacionalización de la variables independiente	34
Tabla 4. Operacionalización de variable dependiente	34
Tabla 5. Contenido de pH y solidos totales de la muestra de <i>phyllactis rígida</i>	60
Tabla 6. Contenido de polifenoles totales de la muestra de <i>phyllactis rígida</i>	61
Tabla 7. Capacidad antioxidante de la hoja y raíz de la <i>phyllactis rígida</i>	63
Tabla 8. Cálculo del IC50 en la capacidad antioxidante de la Hoja de la <i>phyllactis rígida</i> .	64
Tabla 9. Cálculo del IC50 en la capacidad antioxidante de la Raíz de la <i>phyllactis rígida</i> ..	64
Tabla 10. Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la <i>phyllactis rígida</i> por el método ABTS+	65
Tabla 11. Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la <i>phyllactis rígida</i> por el método FRAP ..	66
Tabla 12. Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la <i>phyllactis rígida</i> por el método ORAC .	67
Tabla 13. Contenido de humedad en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	68
Tabla 14. Contenido de ceniza en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	69
Tabla 15. Contenido de proteína y grasa en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	69
Tabla 16. Contenido de fosforo y nitrogeno en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	70
Tabla 17. Contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	71
Tabla 18. Contenido de cinc, cobre, manganeso y hierro en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	71
Tabla 19. Contenido de boro y azufre en las raíces de la <i>phyllactis rígida</i>	72
Tabla 20. Contenidos de capacidad antioxidante en hojas y raíces de la <i>phyllactis rígida</i> ..	74
Tabla 21. Polifenóles totales y capacidad antioxidante en la <i>phyllactis</i> y Azorella Compacta.....	75
Tabla 22. Características proximales de la raíz de la <i>phyllactis rígida</i> con otras raíces.....	76

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Forma de una planta de <i>Valeriana rigida</i>	12
Figura 2. Estructura básica de los flavonoides.	18
Figura 3. Rutas de biosíntesis de los compuestos fenólicos.	19
Figura 4. Estructuras y clasificación de los polifenoles.....	20
Figura 5. Clasificación de los antioxidantes de acuerdo a su origen de procedencia.	25
Figura 6. El Oxígeno, radicales libres nitrogenados y reactivos asociados; procesos.....	28
Figura 7. Diseño para el cumplimiento de los objetivos en la investigación.....	35
Figura 8. Esquema del proceso experimental de la investigación	37
Figura 9. Plantas silvestres nativas de <i>phyllactis rígida</i> (<i>Valeriana Estrella</i>).....	59
Figura 10. Recolección de las plantas silvestres nativas de <i>phyllactis rígida</i>	59
Figura 11. Muestras de <i>phyllactis rígida</i> (<i>Valeriana Estrella</i>) en el laboratorio.....	60
Figura 12. Curva de Calibración del contenido de polifenoles totales en las hojas y raíz ..	62
Figura 13. Contenido de polifenoles totales de la muestra de <i>phyllactis rígida</i>	62
Figura 14. Relación lineal de la capacidad antioxidante del extracto de Hoja de la <i>hyllactis</i>	64
Figura 15. Relación lineal de la capacidad antioxidante del extracto de Raíz de la <i>phyllactis</i> ...	65
Figura 16. Valores de capacidad antioxidante de hojas y raíces, por el método ABTS+	66
Figura 17. Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la <i>phyllactis rígida</i> por el método RAP .	67
Figura 18. Capacidad antioxidante de las hojas y raíces de la <i>phyllactis</i> por el método ORAC ..	68
Figura 19. Contenidos promedios de la capacidad antioxidante en hojas y raíces.....	74

RESUMEN

Este estudio tuvo como **Objetivo** determinar las propiedades en la caracterización físico-química y elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella); provenientes Huacachi-Huari, Departamento de Ancash. Los **Materiales y métodos** empleados fueron raíces y hojas de *phyllactis rígida* como materia prima y se evaluaron las características físicas, pH y S.T (°Brix), polifenoles totales (Folin-Ciocalteu) y capacidad antioxidante (DPPH, ABTS+, FRAP y ORAC), características proximales: %H (AOAC.950.46); Ceniza (AOAC.920.153); proteína (AOAC.981.10); %G (AOAC.960.39) y características elementales, N (Kjeldahl), P; K; Ca; Mg; Na; Zn; Cu; Mn y Fe (Calcinación y determinación por espectrofotometría de absorción y emisión atómica), B (colorimétrica con azometina-H) y S (concentración de $S-SO_4$ por turbidimetría del sulfato de bario). Los **Resultados** en caracterización proximal: 5.7 ± 0.15 pH; 6.2 ± 0.14 °Brix; $83.25 \pm 0.06\%$ H; $0.77 \pm 0.04\%$ Ceniza; $1.53 \pm 0.05\%$ proteína cruda y $0.05 \pm 0.005\%$ grasa cruda en las raíces, caracterización elemental: N ($1.99 \pm 0.03\%$); P ($0.09 \pm 0.02\%$); K ($0.76 \pm 0.06\%$); Ca ($0.593 \pm 0.02\%$); Mg ($0.487 \pm 0.06\%$); Na ($0.10 \pm 0.01\%$); S ($0.21 \pm 0.02\%$); Zn (70.333 ± 1.16 ppm); Cu (11.667 ± 0.58 ppm); Mn (130.333 ± 1.53 ppm); Fe (166.667 ± 5.51 ppm) y B (41.667 ± 3.06 ppm) en las raíces, contenido de polifenoles fue de 33.26 ± 1.31 mg EAG/g en hojas y 13.67 ± 0.22 mg EAG/g en raíces y capacidad antioxidante: DPPH (605.74 uMol/g en hojas y 120.84 uMol/g en raíces), ABTS+ (731.54 uMol ET/g en hojas y 413.75 uMol ET/g en raíces), FRAP (144.74 uMol EAG/g en hojas y 21.92 uMol EAG/g en raíces) y ORAC (832.8 uMol ET/g en hojas y 276.14 uMol ET/g en raíces). **Conclusión:** Las hojas y raíces de *phyllactis rígida* tienen característica físico-química, proximal y elemental, propiedades de polifenoles y capacidad antioxidante muy apropiada para la salud humana.

Palabras claves: Valeriana estrella, capacidad antioxidante, contenido de polifenoles, características proximales y características elementales.

ABSTRACT

The objective of this study was to determine the properties in the physical-chemical and elemental characterization of *phyllactis rigida* (star valerian); From Huacachi-Huari, Department of Ancash. The materials and methods used were roots and leaves of rigid *phyllactis* as raw material and the physical characteristics, pH and ST (°Brix), total polyphenols (Folin-Ciocalteu) and antioxidant capacity (DPPH, ABTS+, FRAP and ORAC), characteristics proximal: %H (AOAC.950.46); Ash (AOAC.920.153); protein (AOAC.981.10); %G (AOAC.960.39) and elemental characteristics, N (Kjeldahl), P; K; Calcium; magnesium; Na; zinc; copper; Mn and Fe (Calcination and determination by atomic absorption and emission spectrophotometry), B (colorimetric with azomethine-H) and S (concentration of S-SO₄ by turbidimetry of barium sulfate). Results in proximal characterization: 5.7±0.15 pH; 6.2±0.14°Brix; 83.25±0.06%H; 0.77±0.04% Ash; 1.53±0.05% crude protein and 0.05±0.005% crude fat in the roots, elemental characterization: N (1.99±0.03%); P(0.09±0.02%); K(0.76±0.06%); Ca (0.593±0.02%); magnesium (0.487±0.06%); Na (0.10±0.01%); S (0.21±0.02%); Zn (70.333±1.16ppm); Cu (11.667±0.58ppm); Manganese (130.333±1.53ppm); Fe (166.667±5.51 ppm) and B (41.667±3.06 ppm) in the roots, polyphenol content was 33.26 ± 1.31 mg EAG/g in leaves and 13.67 ± 0.22 mg EAG/g in roots and antioxidant capacity: DPPH (605.74 uMol/g in leaves and 120.84 uMol/g in roots), ABTS+ (731.54 uMol ET/g in leaves and 413.75 uMol ET/g in roots), FRAP (144.74 uMol EAG/g in leaves and 21.92 uMol EAG/g in roots) and ORAC (832.8 uMol ET/g in leaves and 276.14 uMol ET/g in roots). Conclusion: The leaves and roots of *phyllactis rigida* have physical-chemical, proximal and elemental characteristics, polyphenol properties and antioxidant capacity that are very appropriate for human health.

Keywords: Extracts, star valerian, antioxidant capacity, polyphenol content, proximal characteristics and elemental characteristics.

INTRODUCCIÓN

La *Phyllactis rígida* (valeriana estrella) es una planta ancestral utilizada de manera artesanal, crece de manera sorprendente en los humedales alto andinos del distrito de Huacachi, Provincia de Huari-Ancash. a temperaturas bajas, las hojas son usadas en la medicina artesanal para preparar mates para ciertas dolencias estomacales, nerviosas y musculares, así mismo la raíz tuberosa es consumida como fruto, mayormente por los pobladores de bajos recursos, es conocida por los pobladores como la planta mágica ya que cura todos sus males, en muchas frutas y plantas, se han encontrado una fuerte capacidad antioxidante en su corteza, semillas y hojas, en lugar de la parte comestible, que a menudo se desecha o se abusa, uno de estos casos es en la *phyllactis rígida* (valeriana estrella) que es consumida por los pobladores alto andinos, pero no se conoce a fondo sus cualidades beneficiosas.

He ahí el objetivo de realizar una caracterización en un análisis proximal y elemental así como determinar los compuestos polifenólicos totales y capacidad antioxidante de ambas partes de esta planta, (raíz y hojas) e incentivar a la industria alimentaria a resaltar el consumo y producción de productos utilizando esta planta maravillosa, generando de esta manera una adecuada valorización.

El objetivo de este estudio fue determinar las propiedades en la caracterización físico-químico y elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella), de este modo dar a conocer la importancia de esta planta que crece de forma silvestre, natural en los páramos de nuestra sierra peruana.

CAPITULO I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción de la realidad problemática

Según Beranza (2005), Muchas plantas nativas se venden en el mercado por sus propiedades que curan enfermedades, pero estas propiedades no siempre se verifican científicamente. Este uso popular ha llevado a estudios de validación farmacológica que muestran que las plantas medicinales en realidad tienen propiedades de atribución, pero las propiedades específicas de los extractos de plantas están en su mayoría ausentes. Por lo tanto, es difícil lograr su estandarización: la producción del grupo es baja.(pag.4).

En la actualidad, nuestra sociedad se enfrenta a diversas enfermedades graves (como las llamadas enfermedades del primer mundo: cáncer, enfermedades neurodegenerativas y cardiovasculares), muchas de las cuales utilizan medicamentos naturales. Hay informes de investigación que la raíz de valeriana se puede utilizar como sedante e hipnótico; el extracto de raíz es el sedante herbal más famoso del mundo. Por tanto, merece ser un símbolo de la planta mágica (nombre que le dan los habitantes del distrito de Huacachi). Porque en Huacachi que es uno de los dieciséis distritos de la Provincia de Huari, ubicada en el Departamento de Ancash, se come la raíz tuberosa de (valeriana estrella) como frutos y tratan diversas enfermedades preparando mates de sus hojas.

1.2. Formulación del problema

1.2.1. Problema general

¿Cuáles serán las propiedades en la caracterización físico-químico y elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)?

1.2.2. Problemas específicos

¿En qué medida se podrá determinar las características proximales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)?

¿En qué medida se podrá determinar las características elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)?

¿En qué medida se podrá determinar el contenido de polifenoles de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)?

¿En qué medida se podrá determinar la capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)?

1.3. Objetivos de la investigación

1.3.1. Objetivo general

Determinar las propiedades en la caracterización físico-químico y elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

1.3.2. Objetivos específicos

Determinar las características proximales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

Determinar las características elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

Determinar el contenido de polifenoles de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

Determinar la capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

1.4. Justificación de la investigación

El Perú cuenta con una amplia variedad de plantas medicinales, algunas de las cuales ya han sido verificadas científicamente como es el caso de la valeriana officinalis. Debido a ello nace la importancia de caracterizar a la *phyllactis rígida* (valeriana estrella). Los páramos (Puna-Paugar), es una zona de producción natural amplia en todo el litoral donde aprovechan sus condiciones naturales favorables para su cultivo, constituyendo una de las actividades importantes del producto fresco en la zona. La variedad cultivada *Phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) son elegidas de acuerdo a sus características organolépticas y físicas visibles para la comercialización, siendo consumido como materia prima fresca (raíz y mate de las hojas); siendo la raíz tuberosa la materia prima principal de la *Phyllactis rígida*, además las hojas representan un rol extraordinario e importante siendo utilizado para prevenir e incluso retrasar y sanar enfermedades como el cáncer, próstata, dolor de cabeza, derrames cerebral, parálisis facial, enfermedades digestivos, neurodegenerativos y cardiovasculares .

La *Phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) es conocido por los pobladores como planta mágica o Guanguro, lo cual es un término vulgar; ya que según la población les cura de sus enfermedades, he ahí nace el gran interés de investigar y conocer las propiedades funcionales de esta planta, también es consumida como un fruto. En la actualidad es una materia prima de suma importancia para la zona, lo cual nos conlleva a realizar la presente investigación donde nos permitirá conocer su composición físico químico, propiedades proximales, elementales y propiedades funcionales como, compuestos polifenólicos por el método método Folin-Ciocalteu y capacidad antioxidante por los métodos, DPPH, ABTS+, FRAP y ORAC , pudiendo determinar su valor funcional ya que hoy en día se necesita mucho de la parte natural para prevenir y combatir los diferentes tipos de enfermedades que destruye la salud de las personas a nivel mundial.

1.5. Delimitaciones del estudio

La delimitación del presente estudio tiene como propuesta que para cumplir las metas es la caracterización fisicoquímico y elemental así mismo la capacidad antioxidante y contenido de fenoles totales en las raíces frescas de la *phyllactis rígida* más representativas del distrito de Huacachi (Puna- Paugar) provincia de Huari. Esta investigación fue realizada en los laboratorios de los Alimentos y Tecnología de los Alimentos de la UNJFSC y Calidad total de la Molina-UNALM, la misma que se extendió desde el mes de mayo hasta el mes de diciembre del año 2019.

CAPITULO II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de la investigación

2.1.1. Investigaciones internacionales

Gimeno (2016), en su estudio “Determinación de la composición química y actividad antifúngica de extractos vegetales obtenidos de *Hypericum perforatum*, *Valeriana officinalis*, *Chamaemelum nobile*, *Achillea millefolium* y *Salvia officinalis*”; menciona que el objetivo es determinar los compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de los extractos vegetales. La identificación de compuestos fenólicos: El contenido total de fenol se expresa en miligramos de ácido gálico por 100 ml. Se presentan los resultados de extractos comerciales y de campo de plantas secadas en laboratorio. Entre los textos comerciales que presentan el número máximo de compuestos fenólicos, salvia (31,0 mg solución acuosa gálica/100 ml), manzanilla (30,1 mg solución acuosa gálica / 100 ml), hipérico (29,3 mg de solución acuosa de ácido gálico/100 ml) Extracto de valeriana (27,0 mg de solución acuosa de ácido gálico / 100 ml), (pág 27).

En las muestras obtenidas del laboratorio se utilizó una mezcla de metanol: agua (80:20) como gránulo, y se observó que el contenido de compuestos fenólicos se incrementó significativamente. En este caso, miligramos de salvia y S. ajo por 100 ml en solución acuosa. La identificación de la eficacia antioxidantes. La dosis total de antioxidante se expresa en mg/100 ml de Trolox. Los mayores niveles de antioxidantes de los extractos comerciales también se obtienen con salvia (16,5 mg Trolox/100 ml), cuyo precio es muy superior al de otros extractos que no superan los 10 mg. Trolox/100ml. Además, incluso los extractos de laboratorio mostraron concentraciones muy altas, aproximadamente 10 veces más altas que los extractos comerciales. Entre ellos, el extracto de salvia contiene 1,417 mg de Trolox/100 ml, (pag 28).

Nina (2013), en su estudio “análisis fisicoquímico, fitoquímico de la raíz de yacón (*smallanthus sonchifolius*) proveniente de tres regiones de la paz y transformación en infusión”; menciona que el objetivo de este estudio fue realizar análisis físico-químicos y fitoquímicos de raíces de yacón de tres regiones del departamento de La Paz y su conversión en forma inyectable.

Se ha realizado un aporte al Herbario Nacional de Bolivia, habiendo depositado 3 especies herborizadas. La identificación correspondió a *Smallanthus sonchifolius*, de las regiones de Pusa pusa, Inquisivi y Cuñapata (pág 92).

Las características fisicoquímicas determinadas en base húmeda fueron: Humedad 88,4 %, cenizas 0,36 %, proteínas 1,26 %, grasas 0,30 %, fibra 0,95 % , azúcar total 18,08 %, azúcar reductor 14,21 %, hidratos de carbono 10,22 %; en minerales: calcio 4,07 mg%, fósforo 6,52 mg% y hierro 0,31 mg%; en base seca fueron: Humedad 17,47 %, cenizas 4,35 %, proteínas 1,45 %, grasas 3,43 %, fibra 5,43 % , azúcar total 98,33 %, azúcar reductor 82,79 %, hidratos de carbono 73,30 %; en minerales calcio 25,43 mg%, fósforo 22,75 mg% y hierro 4,03 mg% (pág 92).

Dugaheh, Meisami, Torabian, & Shariffar (2013), en su estudio “Efecto antioxidante y estudio de componentes bioactivos de *Valeriana sisymbriifolia* y *Nardostachys jatamansi* en comparación con *Valeriana officinalis*”; menciona que las raíces de *Nardostachys jatamansi* se han utilizado como sustituto de la valeriana en las tradiciones iraníes. Además, en Irán crecen seis especies del género *Valeriana*, como *V. sisymbriifolia*, que aún no se ha estudiado. Nuestro objetivo fue estudiar el efecto antioxidante de *Valeriana officinalis*, *Nardostachys jatamansi* y *Valeriana sisymbriifolia* y comparar su contenido de ácido valerénico y valepotriato. El efecto antioxidante se evaluó mediante ensayos de inhibición de difenilpicrilhidrazilo (DPPH) y de blanqueo de betacaroteno (pag 90).

La identificación de los valepotriatos se logró mediante el método químico y TLC. El análisis cualitativo y cuantitativo del ácido valerénico se realizó mediante TLC y métodos de espectrofotometría. Entre las muestras analizadas, *V. Officinalis* mostró el efecto inhibitor máximo de DPPH con un valor de CI (50) fue de 38 mg/ml. Todas las plantas probadas inhibieron potencialmente la oxidación del betacaroteno. La curva de calibración del ácido valerénico auténtico fue lineal en el rango de 2-51 mg L (-1). La mayor y menor cantidad de valepotriatos fue detectable en *V. officinalis* y *V. sisymbriifolia* respectivamente. El ácido valerénico total en diferentes especies de plantas varió de 0,02% en *V. sisymbriifolia* a 0,07% (p/p) en *V. Officinalis*. Nuestros

resultados indicaron que las tres plantas probadas contienen diferentes cantidades de valepotriatos y ácido valerénico. El mayor porcentaje de valepotriatos y ácido valerénico se detectó en *V. officinalis*. En general, se puede concluir que *N. jatamansii* y *V. sisymbriifolia* serían un buen candidato para la sustitución de *V. officinalis* con un efecto antioxidante notable. La curva de calibración del ácido valerénico auténtico fue lineal en el rango de 2-51 mg L⁻¹. La mayor y menor cantidad de valepotriatos fue detectable en *V. officinalis* y *V. sisymbriifolia* respectivamente. El ácido valerénico total en diferentes especies de plantas varió de 0,02% en *V. sisymbriifolia* a 0,07% (p/p) en *V. Officinalis*. Nuestros resultados indicaron que las tres plantas probadas contienen diferentes cantidades de valepotriatos y ácido valerénico. El mayor porcentaje de valepotriatos y ácido valerénico se detectó en *V. officinalis*. En general, se puede concluir que *N. jatamansii* y *V. sisymbriifolia* serían un buen candidato para la sustitución de *V. officinalis* con un efecto antioxidante notable. La curva de calibración del ácido valerénico auténtico fue lineal en el rango de 2-51 mg L⁻¹. La mayor y menor cantidad de valepotriatos fue detectable en *V. officinalis* y *V. sisymbriifolia* respectivamente. El ácido valerénico total en diferentes especies de plantas varió de 0,02% en *V. sisymbriifolia* a 0,07% (p/p) en *V. Officinalis*. Nuestros resultados indicaron que las tres plantas probadas contienen diferentes cantidades de valepotriatos y ácido valerénico. El mayor porcentaje de valepotriatos y ácido valerénico se detectó en *V. officinalis*. En general, se puede concluir que *N. jatamansii* y *V. sisymbriifolia* serían un buen candidato para la sustitución de *V. officinalis* con un efecto antioxidante notable. El ácido valerénico total en diferentes especies de plantas varió de 0,02% en *V. sisymbriifolia* a 0,07% (p / p) en *V. Officinalis*. Nuestros resultados indicaron que las tres plantas probadas contienen diferentes cantidades de valepotriatos y ácido valerénico. El mayor porcentaje de valepotriatos y ácido valerénico se detectó en *V. officinalis*. En general, se puede concluir que *N. jatamansii* y *V. sisymbriifolia* serían un buen candidato para la sustitución de *V. officinalis* con un efecto antioxidante notable. El ácido valerénico total en diferentes especies de plantas varió de 0,02% en *V. sisymbriifolia* a 0,07% (p / p) en *V. Officinalis*. Nuestros resultados indicaron que las tres plantas probadas contienen diferentes cantidades de valepotriatos y ácido valerénico. El mayor porcentaje de valepotriatos y ácido valerénico se detectó en *V.*

officinalis. En general, se puede concluir que *N. jatamansii* y *V. sisymbriifolia* serían un buen candidato para la sustitución de *V. officinalis* con un efecto antioxidante notable (pág 93).

Rojas (2012), en su estudio “estudio de las características fisicoquímicas de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz) y sus efectos en la calidad de hojuelas fritas para su procesamiento en la empresa PRONAL S.A.”; mencionó que bajo la influencia de las tortas fritas se estudiaron las propiedades físicas y químicas de dos tipos de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) (fabricantes de alimentos a nivel nacional) para determinar la mejor opción de calibración para PRONAL S.A. Las variedades de yuca analizadas fueron Chiroso (MCol 2066) e ICA (HMC1), cada una de las cuales se cultivó durante 3 edades de periodo vegetativo (10, 11 y 12 meses).) y creciendo en el efe cafetero (pag 15).

Se probaron varias sustancias complejas para lograr los objetivos del proyecto, incluidos almidón, materia seca, cianuro de hidrógeno, amilosa, amilopectina, fibrillas y contenido de azúcar reductor. Con el tiempo, la empresa definió un sistema de producción (específico) para el proceso de chips de yuca de diversas calidades y condimentos, y finalmente se realizaron las siguientes pruebas en el producto terminado: color (color) y luz. (Análisis), consistencia (dureza), cianuro de hidrógeno y contenido de aceite. El mismo análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de Tukey (análisis comparativos múltiples) se utilizan para analizar los datos obtenidos de cada prueba realizada. El análisis muestra que el tipo ICA de yuca de 12 meses (HMC1) es la mejor forma para que la empresa continúe operando porque combina 9 de las 12 características de análisis de materias primas y productos terminados, entre ellos: azúcar reductor (0,57%) , Almidón lineal (20,51%), materia seca (47,26%), almidón (93,55%), ácido cianhídrico (84,64 ppm) y producto final (46 ppm), peso (18,45 Kg.seg), color (90,28 h°) en la fabricación de materias primas y gasolina (23,36%). Según la segunda respuesta, solo se probó un tipo de yuca, pero a los 11 meses se asoció con 7 de los 12 síntomas analizados. Estos incluyen bajo contenido de azúcar (0,5%), amilosa (20,39%) y fibra cruda (1,88%). %), ácido cianidrico en producto terminado (37%), dureza (18,3%), almidón (92,85%) y grasa (24,04%) se incluyen en el producto terminado (pág 15).

Contreras (2009), en su estudio Propuesta de dos formulaciones a partir de tinturas de Valeriana prionophylla Stadl. como sedante y ansiolítico”; menciona en su resumen que la “Valeriana prionophylla Stadl. es una especie nativa de Guatemala que ha sido estudiada desde varios puntos de vista y se le ha encontrado similitud tanto fitoquímica y farmacológica con Valeriana officinalis. Lo anterior la convierte en una especie vegetal capaz de utilizarse en el tratamiento de ansiedad e insomnio, pues tiene efectos a nivel del sistema nervioso central. Este estudio tuvo como objetivo diseñar la formulación de un producto natural medicinal a base de tintura de Valeriana prionophylla Stadl, como ansiolítico y sedante. Para ello fue necesario caracterizar las tinturas utilizadas como materia prima para el producto terminado. Asimismo se cuantificaron los flavonoides en el producto terminado a través de espectrofotometría UV/VIS, así como el control de calidad mediante métodos farmacopeicos. A la droga cruda (raíz y hoja) solamente se le evaluó el rendimiento de aceite esencial y el porcentaje de humedad, mientras que a las tinturas y al producto terminado se les analizaron sus características organolépticas, pH, densidad relativa, presencia de valepotriatos, cuantificación de flavonoides y control microbiológico (el número total de bacterias aeróbicas, número de levaduras y mohos, Escherichia coli, Salmonella, Staphylococcus aureus, Pseudomonas aeruginosa) (pag 2).

Las tinturas cumplen con los parámetros de calidad, excepto en el contenido alcohólico, donde la tintura 1:10 de hoja muestra un valor por debajo del parámetro aceptado. Al cuantificar los flavonoides se observó que el contenido de éstos es mayor en la tintura de hojas (1:10) que en la de raíz (1:5), por lo que esta última tendría utilidad en el tratamiento de la ansiedad principalmente.

Se pretendía formular dos productos uno a partir de la tintura de raíz y otra a partir de la de hoja, pero para el último caso no fue posible debido a lo diluída que se encuentra, mientras que para la tintura de raíz se preparó un jarabe, el cual mostró buenos resultados en el control de calidad efectuado, aunque presentó diversas dificultades durante el proceso de fabricación. El método utilizado para la cuantificación de flavonoides totales expresado como rutina por espectrofotómetro UV/VIS resultó inefectivo en el caso del jarabe, pues la mayoría de componentes de éste reaccionan con el $AlCl_3$, dando resultados no confiables.

2.1.2. Investigaciones nacionales

Ponce (2019), en su estudio “Composición química, actividad antioxidante y antimicrobiana del aceite esencial de *Peperomia galioides* Kunth y actividad foto protectora in vitro en una emulsión dermocosmética”; el objetivo fue evaluar la composición química, la actividad antibacteriana y la actividad foto protectora de los rayos UVB de la emulsión cosmética cutánea del aceite esencial de *Peperomia galioides* Kunth. El aceite necesario se obtiene de la depuración del agua. El análisis químico se realizó mediante cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (GC/MS). La actividad antioxidante estuvo mediada por los métodos DPPH y ABTS. La actividad antibacteriana se probó en forma de dilución y dispersión de bacterias en agar. La actividad foto protectora de las emulsiones cosméticas para la piel ha sido ampliamente probada en el rango de UVB de 290-320 nm. Se obtuvo un rendimiento de aceite esencial de 0,235% v/p. La muestra 86 y 14 químicas cada una en el área de la aguja y la punta de líquido, respectivamente. La dosis de antioxidante utilizada en la prueba de DPPH primaria fue el equivalente de Trolox (TEAC) de 0,04196 µg de Trolox/mg de aceite esencial. La prueba ABTS TEAC es el aceite esencial de *Peperomia galioides* Kunth "Congona" 1,9213 µg Trolox/mg. El aceite esencial diluido tiene poca actividad antibacteriana contra bacterias Gram no calificadas, pero es eficaz contra bacterias Gram positivas como *Staphylococcus aureus*. Las CIM para *Staphylococcus aureus* y *Bacillus subtilis* fueron 20 y 10 L / mL, respectivamente. Las lociones cosméticas al 1%, 5% y 10 producen valores del factor de protección solar (FPS) por debajo de 1,3. En general, los aceites esenciales *Peperomia galioides* Kunth tienen control antibacteriano, menor actividad antioxidante que Trolox estándar y niveles más bajos de protección solar para productos para el cuidado de la piel.

Orbegozo (2018), en su estudio “determinación de polifenoles totales y evaluación de la actividad antioxidante in vitro, del extracto seco de los rizomas y hojas de *Valeriana isoetifolia* Killip”; En su resumen, afirmó que el objetivo de este estudio fue utilizar un extracto de raíz utilizando 0,529 gr y 0,256 hojas de rizoma. La determinación de los polifenoles por el método FolinCicalteu produjo $5,28 \pm 0,05$ mg de rizomas correspondientes a catequinas foliares/g muestra y $20,11 \pm 0,73$ mg correspondientes a

catequinas foliares/g, con actividad químicamente antioxidante $12, 26 \pm 1.36$ mM/gr $45,70 \pm 5,02$ mM equivalente a Trolox/gr catequinas y hojas (pág 5).

Hasta el momento, esta es la primera vez que se realiza este tipo de investigación.

Beizaga (2018), en su estudio “Actividad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos y flavonoides de las hojas de *Condalia weberbaueri* Perk “ambrancay”. Ayacucho 2018”; Se plantea la hipótesis de que el propósito de este estudio fue evaluar la actividad antioxidante, el contenido total de fenol y flavonoides de las hojas de la *Condalia weberbaueri* Perk "ambrancay" desarrollada por la Universidad Nacional de Medicina y el Centro para el Mejoramiento de las Ciencias de la Salud. Análisis y control. Calidad Protectora (CEDACMEF) en la Feria Barbar Delist de enero a junio de 2018. “En enero, se recolectaron al azar muestras del Parque *Condalia Weber Boweri* "Ambransai" de la sucursal Lapicotta Ayacucho en el distrito Ayacucho de Wamanga” (pag 29).

Extracción de hidrocarburos mediante análisis estandarizado de pérdida de peso mediante una serie de fitoquímicos para determinar la presencia de taninos, flavonoides, saponinas, catequinas, cumarinas, alcaloides, quinonas, esteroides, azúcares reductores Y cloruro de aluminio; el contenido total de fenol y el contenido total de flavonoides son $260,3 \pm 1,17$ mg equivalente de ácido gálico por gramo de extracto seco (mg EAG / g ES), $34,2 \pm 0,76$ mg equivalente por gramo de extracto (mg ER/g ES). La actividad antioxidante se añadió mediante la prueba de DPPH (2,2-difenil-1 picrílhidracilo). En el "ambrancay" de *Condalia weberbaueri* Perk, el radical libre DPPH fue $127,6 \pm 0,21$ g/ml. La actividad antioxidante de las hojas de *Condalia Weberbauei* Park "Ambrankai" con liberación de hidroalcohol fue estadísticamente diferente en base a Trolox ($\rho = 6.7 E-23$).

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Valeriana rígida

2.2.1.1. Descripción botánica

La hierba arrositada de valeriana rígida tiene un olor nauseabundo y puede alcanzar los 15 cm de diámetro, crece en el suelo y a veces forma pequeñas almohadillas. Hojas en rosetas basales, ventosas, lanceoladas, de hasta 10 cm de largo, estrechas, gruesas, puntiagudas, aplastadas en la base. La parte de la inflorescencia se encuentra en el centro de la roseta a lo largo del círculo o disco vegetal, en un pedicelo corto de unos 10 mm; la flor es pequeña, el tubo de la flor mide unos 4 mm de largo, con 3 pétalos blancos cortos; los estambres son 3. El fruto tiene unos 2 mm en el aquenio, excluyendo al vilano. (Minga, Ansaloni, Verdugo, & Ulloa, 2016, pág. 58)



Figura 1. Forma de una planta de Valeriana rígida Ruiz & Pav.; N.v.: “Espino blanco. Minga, Ansaloni, Verdugo, & Ulloa (2016). (pág.4).

2.2.1.2. Distribución geográfica

La región de Janca en el norte de Perú incluye La Libertad (Sánchez Carrión y Santiago de Chuco) y Cajamarca (Cajabamba, San Marcos, Cajamarca, Celendín, Sánchez). Miguel y San Pablo), entre 3.200 y 4.400 msnm. Al oeste de la Río Marañón; entre 6 ° 30 y 8 ° 30' LS. La zona se ve afectada lenta o indirectamente por la profunda depresión del río Crisnejas. Muchos ríos del Pacífico y del Atlántico lo atraviesan. La frontera de Harqa descrita de esta manera tiene las áreas Sunnı́ y Harqa (3500 a 4000 msnm) y Puna (4000 a 4800 msnm). En el norte de Perú, estas dos regiones son muy diferentes y los agricultores la llaman Jalca (Ramírez & Sánchez, 2006 pág. 370).

Aunque la valeriana rígida es una especie ampliamente distribuida a lo largo de los páramos de la puna del distrito de Huacachi provincia Huari departamento Áncash.

2.2.1.3. Ecología

“Los hábitats específicos incluyen pastizales, pintura, suelo rocoso y negro, áreas ininterrumpidas y a veces perturbadoras, tierras agrícolas cultivadas y áreas de difícil acceso” (Ramírez & Sánchez, 2006 pág 371).

“Crece formando rosetas que se distribuyen ampliamente en áreas abiertas de pasto y rocas, que es un tipo de pastoreo anti-alimentación” (Minga, Ansaloni, Verdugo, & Ulloa, 2016 pág 159).

2.2.2. Clasificación taxonómica

2.2.2.1. Familia de la valerianaceae

Según Orbegozo (2018), indica que: La Valerianaceae es única en Perú, con 6 especies y 92 especies. En 2006, 41 especies (Valeriana cephalantha Schltr, Valeriana comosa Eriksen, Valeriana connata Ruiz & Pav, Valeriana costata Schmale, Valeriana bambusicaulis Killip, Valeriana bambusicaulis Killip, Valeriana bambusicaulis Killip, Valeriana bambusica, Valeriana bambusica, Valeriana bambusica y Valeriana bambusica, Valeriana bambusica, Valeriana bambusica, Valeriana bambusica y Valeriana bambusica, Valeriana bambusica, Valeriana bambusica y Valeriana bambusica, Valeriana bambusica, Valeriana bambusica y Valeriana bambusica, Valeriana bambusica y Valeriana bambusica Entre 2700 y 5500 msnm (pág 25).

Además, muestra que el páramo tiene muchas plantas comunes, incluidas Valerianaceae fuera de Australia y las islas del Pacífico, y 400 especies se distribuyen en todo el mundo. Es uno de los arreglos florales más espectaculares en época de lluvias. En América del Sur, hay 81 especies en crecimiento, de las cuales 48 están listadas en Argentina, principalmente en los Andes desde Jujuy hasta Tierra del Fuego. Entre las especies mencionadas en Costa Rica y siete especies, una de ellas es Valeriana prionophylla Standl. También se demuestra que son conocidos por su valor como medicina natural y se han incluido en muchas farmacopeas. La herramienta más utilizada, V. officinalis L.

Valeriana, es una planta de hoja perenne nociva que crece naturalmente en el norte de Europa y Asia y se recoge en asteriscos en la parte inferior y frontal del tronco, a unos 2500-4500 msnm. Sandoval (2015), menciona sobre su clasificación taxonomica lo siguiente:

- Nombre científico: *Phyllactis rígida* (Ruiz&Pay.) Pers.1805
- Nombre común: “almohadilla”
- Habitación: Bosque nublado, Jalea gramínea, afloramientos rocosos, se encuentra en zonas de jalea por su frecuencia en las asociaciones de pajonal, habita entre 3500 - 4500 msnm.
- Hábito: Hierba
- Reino: Angiospermas
- Subórdenes: Angiospermas
- Clase: Flor de acerico
- Orden: Flor de acerico
- Subfamilia: Familia de madreSelva
- Subfamilia: Angiospermas
- Género: *Filactis*
- Especie: *Filactis harda* (RUIZ & PAV.) PERS., 1805

2.2.3. Variedades de valeriana en el Perú

Como lo menciona Orbegozo (2018), “la familia es conocida, esto se debe a que tiene valor como medicina natural y se encuentra en muchas farmacias. La herramienta más utilizada, *V. officinalis* L. Valerian, es una planta originaria del norte de Europa y Asia venenosa de hoja perenne recolectada en una roseta en la base y frente a un tallo a unos 2500-4500 msnm” (pág 27 y 28).

Y según Ascate, Ganoza, Suárez, & Bussmann (2020), en su estudio mencionan diversos tipos de Variedades de valeriana en el Perú como nos indican a continuación:

- *Aretiastrum maximum* Graebn
- *Belonanthus theodorici* Weberl.

- *Belonanthus longitubulosa* Schmale
- *Stangea erikae* Graebn.
- *Stangea paulae* Graebn
- *Stangea rhizantha* (A. Gray) Killip
- *Valeriana cumbemayensis* B. Eriksen
- *Valeriana cephalantha* Schltr
- *Valeriana comosa* Eriksen
- *Valeriana connata* Ruiz & Pav
- *Valeriana costata* Schmale
- *Valeriana malvacea* Graebn.
- *Valeriana bambusicaulis* Killip
- *Valeriana globularis* A. Gray
- *Valeriana isoetifolia* Killip
- *Phyllactis dorotheae* Weberl
- *Valeriana dipsacoides* Graebn
- *Valeriana grisiana* Wedd
- *Valeriana globiflora* Ruiz & Pav
- *Valeriana hadros* Graebn
- *Valeriana globularioides* Graebn
- *Valeriana herrerae* Killip
- *Valeriana merxmulleri* Seitz
- *Valeriana ledoides* Graebn
- *Valeriana paniculata* Ruiz & Pav.
- *Valeriana lyrata* Vahl
- *Valeriana pardoana* Graebn
- *Valeriana parvula* Killip
- *Valeriana plectritoides* var. *pallida* Graebn
- *Valeriana pennellii* Killip
- *Valeriana renifolia* Killip
- *Valeriana pinnatifida* Ruiz & Pav.

- Valeriana rufescens Killip
- Valeriana plectritoides Graebn. var. Plectritoides
- Valeriana serrata Ruiz & Pav.
- Valeriana verrucosa Schmale
- Valeriana sphaerocephala Graebn
- Valeriana virgata Ruiz & Pav.
- Valeriana sphaerophora Graebn.
- Valeriana tessendorffiana Graebn.
- Valeriana weberbaueri Graebn
- Valeriana trichomanes Graebn
- Valeriana johannae Weberl.

2.2.4. Composición Química

Al no encontrarse estudios sobre la mayoría del tipo de valerianas se tomó como referencias a la Valeriana oficinales que es una planta que se reproduce en regiones montañosas como las que tiene Sudamérica y que forma parte del ecosistema andino desde 2500 mssnm, Chile, Ecuador, Argentina, Colombia, Brasil, Perú y otros países

Según García (2005), en su investigación, mencionó que la raíz de valeriana medicinal contiene aceites esenciales (0,3-1%), acetato de borneol, cariofileno, α y pineno, pentanona, valeraldehído, ionona e isopreno ácido siringílico, melón sugenilo, borneol, pineno, bisbisaboreno, olor, iso Aceites esenciales, terpinoleno, alcaloides (actinidina, valina, valina, cachinina). La corteza contiene ácidos orgánicos (ácido acético, ácido fórmico, ácido valérico), alcaloides (cancerígenos, valina), borneol, borneol, alcanfor y pino. Las flores contienen tocoferoles. La semilla seca son ricas en proteínas (19%) y grasas (30-34%). La materia seca contiene 33,2 mmol/kg de aminoácidos libres, incluidos ácido aminobutírico (3,6 mmol/kg), arginina (15,5 mmol/kg), glicina (5,7 mmol/kg kg), alanina (2,0 mmol/kg.) y asparagina incluye (1,4 mmol/kg) y triptófano (0,4 mmol/kg) (pág. 29).

2.2.5. Usos

La Farmacopea Británica describe a la valeriana como un sedante suave. La primera evidencia escrita del uso generalizado de *V. officinalis* se remonta al siglo XVI y fue publicada en 1592 por Fabio Colonna en sus *Phytobasanos*. Dijo: “Las raíces de esta valeriana tienen un efecto significativo sobre la epilepsia. Además de ver a los pacientes con epilepsia curados con valeriana, también lo hizo él mismo Arrived. *Phytobasanos* no es el único producto que anuncia sus efectos calmantes, como lo hizo Hill en el siglo XVIII. El nombre de la especie *Valeriana isoetifolia* Killip se define en la especie *Valeriana*” (Orbegozo , 2018, pág 15).

García (2005), en su estudio menciona que existe otros usos como el que las hierbas y tinturas de la raíz se utilizan por vía oral para tratar enfermedades neurológicas (fatiga, convulsiones, irritabilidad, insomnio, mareos, neuralgia, neurastenia), mucositis, fiebre, escalofríos, reumatismo, infecciones renales, complicaciones, enfermedades cardiovasculares y del sistema digestivo (cólera, cólicos). , indigestión, parásitos). Las decocciones de raíces se usan tópicamente en parches o presión para tratar erupciones, heridas, llagas, picazón, para tratar abscesos y enfermedades oculares, y como enema para tratar enfermedades intestinales (pág 30).

2.2.6. Los polifenoles en las plantas

Según Paladino (2008), en su estudio menciona que:

Debido a su segundo metabolismo, las plantas vasculares se unen a una gran cantidad de moléculas vivas. El fenol es un metabolito secundario ampliamente distribuido en el reino vegetal. Se encuentran en todas las partes de la planta y las presiones varían durante el ciclo de crecimiento. Estos compuestos están involucrados en una variedad de funciones, como síntesis de nutrientes, síntesis de proteínas, actividad enzimática, fotosíntesis, diseño de estructuras, alelopatía y autodefensa contra condiciones ambientales adversas (pág 12).

“Los fenoles se relacionan con el color, las propiedades emocionales (gusto, visión, peso), propiedades nutricionales y propiedades anti-alimenticias de origen vegetal. Las propiedades antioxidantes de los fenoles son causadas por la reactivación de grupos fenólicos” (Robines, 2003; Kähkönen et al., 2001 pag 12).

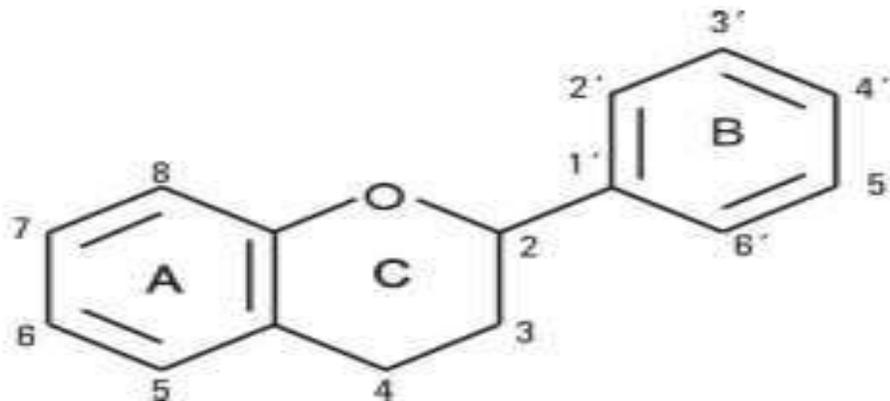


Figura 2. Estructura básica de los flavonoides. Fuente: Paladino (2008). (pag.12).

2.2.6.1. Compuestos fenólicos

Según Cadillo (2020), en su investigación, señaló que en el reino vegetal, las plantas sintetizan miles de compuestos fenólicos (CF) ampliamente distribuidos. El contenido de polifenoles (PF) de plantas y frutos depende de la especie, la variedad, las condiciones ambientales, el crecimiento y el medio ambiente. Las verduras no solo participan en el metabolismo del cuerpo, también son una fuente importante de nutrientes. Los metabolitos secundarios se clasifican en fenilpropanoides, vinagre, terpenos y alcaloides según su mecanismo biosintético. El fenilpropanoide se deriva de la fenilalanina, que incluye ácido shikímico. El fenilpropanoide puede formar moléculas de fenol simples (ácido gálico, ácido tánico, ácido benzoico, ácido protocatecuico). Los ácidos fenólicos y otros azúcares pueden disolver taninos polifenólicos en agua y reducir el contenido de proteínas (pag 10).

A demás Contreras (2019), en su estudio manifiesta que los compuestos fenólicos corresponden al color, sabor, astringencia, valor nutricional y propiedades funcionales de los alimentos de origen vegetal. La regeneración de grupos fenólicos es responsable de la eficacia de las verduras resistentes (pág 45).

2.2.6.2. Biodisponibilidad de los compuestos fenólicos

Para ejercer sus funciones biológicas, primero se deben obtener antioxidantes. La disponibilidad de antioxidantes depende de los siguientes factores: Composición química, tipo de enlace, preparación, eficacia, enzima digestiva y actividad genética; condiciones exteriores como la luz solar y la lluvia. Mediante la formación de aglicona y su glucósido, se mejora la usabilidad del compuesto, produciendo así sustancias polares que son más polares, más solubles en agua y fáciles de extraer. “Otros factores que los afectan son crónicos, como el peso de la mucosa, el pH, la defecación, la tasa de abortos, el metabolismo y la tasa metabólica” (Orbegozo , 2018, pág 9).

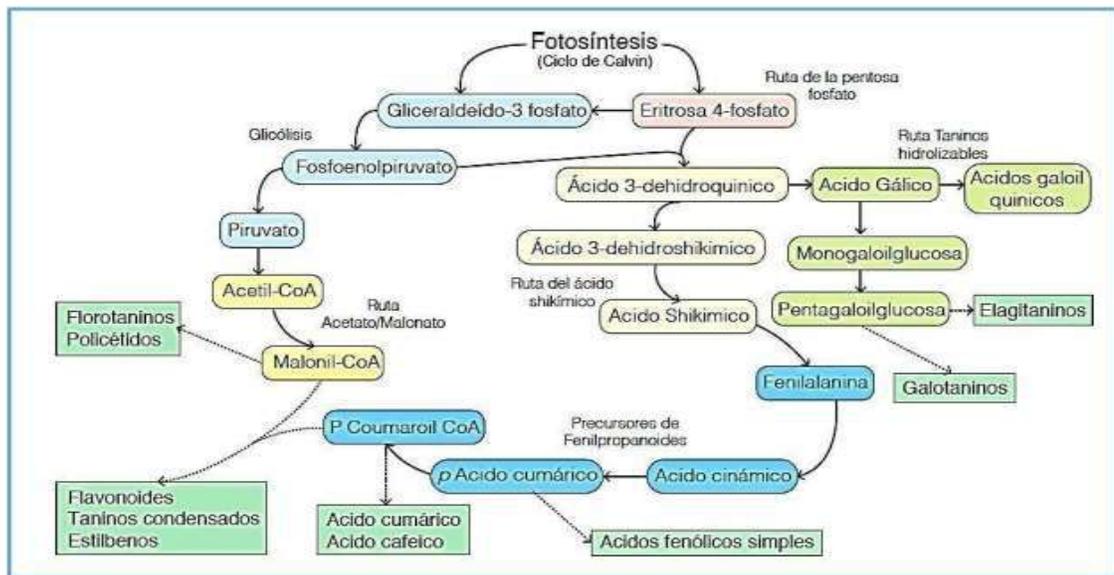


Figura 3. Rutas de biosíntesis de los compuestos fenólicos. Fuente: Cadillo (2020). (pág. 10).

Según cadillo (2010), “Los polifenoles se sintetizan en grandes cantidades y son metabolitos secundarios de las plantas, clasificados en elementos como estilbeno y ácido fenólico, lignanos, taninos y flavonoides” (pág 11).

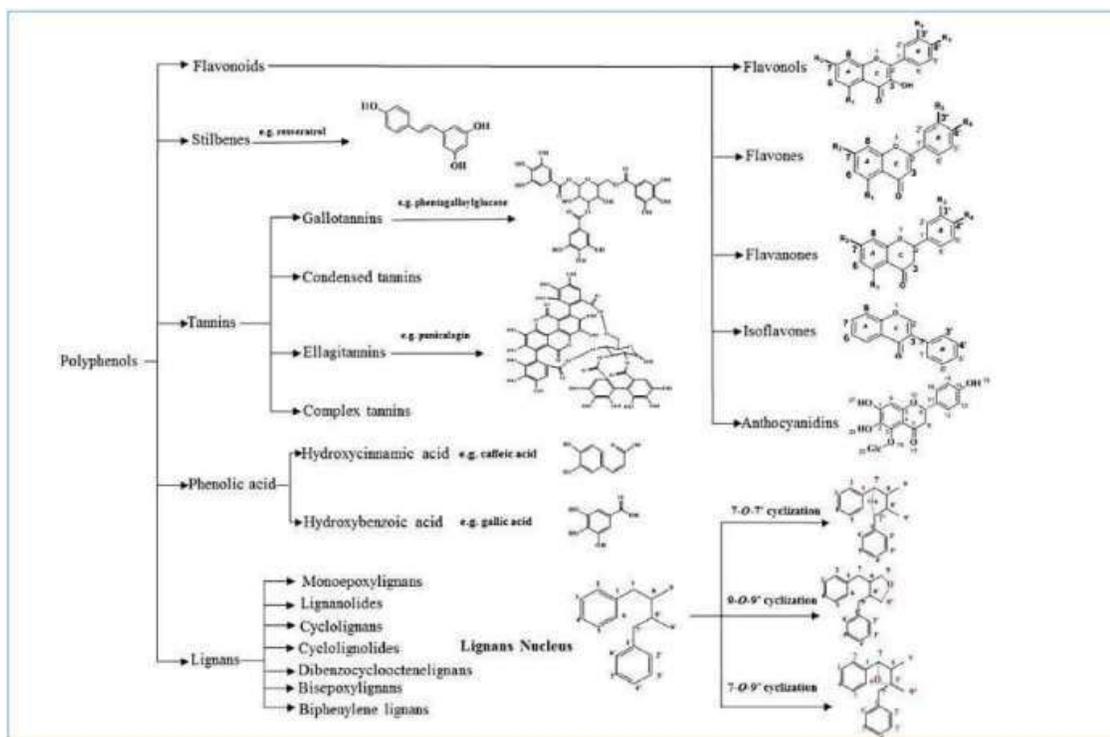


Figura 4. Estructuras y clasificación de los polifenoles. Fuente: Cadillo (2020). (pág.12).

2.2.7. Flavonoides

2.2.7.1. Definición de los flavonoides

Según Bautista (2017), en su estudio manifiesta que estos tipos de metabolitos son los más abundantes, ya que estos tipos pueden ser considerados como marcadores químicos (Pilau et. Al, 2017), entre sus variedades se encuentran chalcones, flavanoles, flavonoles, etc. En un estudio realizado en C, se aislaron dos flavonoides, 5,4'-dihidroxi-7-metoxiflavone (Genkawina) y 3,5 dihydroxy7methoxyflavone, en la sección AcOEt de Perglabra (pág 19).

“El otro lado es L. mostró actividad moderada contra panamensis (leishmaniasis) y epimastigote t. mediante” (Torrenegra & Rodríguez, 2007 pág 19).

Del centro de Chromolaena leivensis, el flavonoide 3, 5,7-trihidroxi-6-metoxiflavonoide se aisló del extracto de hoja. En comparación con las células cancerosas HT29 (colon), PC3 (mama) y A549 (pulmón), tiene una actividad citotóxica. Quercetina (Rodríguez,

2016), de *C. hirsuta* Se probó la presencia de diversos compuestos de diclorometano y etanol en hojas y flores, mostrando la efectividad de *t. cruzi* (flagelos de cono) y *L. amazonensis* (promastigote, 6-4'-dihidroxi-7,3'-dimetoxiflavona, luteolina y 3-metoxi en cubitos) (Taleb et al., 2004). Otros flavonoides, como la chalcona (2'-hidroxi-3,4, 4', 5', 6'-pentametoxicalcona y 2', 4-dihidroxi-4', 5', 6'-trimetoxicalcona), y otra flavanona aislada de *Chromoalena Odorata* (4'-hidroxi-5, 6,7-trimetoxiflavanona)". (Barua, et. al, 1978),(pág 19).

2.2.7.2. Características de los flavonoides

Según Bautista (2017), en su investigación dijo que existen en varias partes de las plantas, algunas especies están más distribuidas que otras, el olor y el volumen son más comunes y las condiciones de isoflavonas, chalconas y tonalidades doradas son más estrechas (Lock, 1988). Dado que los ésteres de coenzima A tienen múltiples sitios activos, la biosíntesis de estas sustancias tiene propiedades únicas del proceso de mezcla, probablemente debido a la interferencia del ácido shikímico y el ácido acético (pág 25). Responsivo y abierto. El anillo "A" está presente en el método malonil-CoA (C_6) y el anillo B se deriva del ácido shikímico (C_6C_3) (Dewick, 2009). La base de flavonoides es compatible con flavanos ($C_6C_3C_6$) y 15 átomos de carbono. La velocidad de oxidación de los flavonoides es diferente de la velocidad de oxidación de los anillos A, B y C. (Pietta, 2000)

Los flavonoides contienen en su composición diversos compuestos fenilhidroxi, los cuales poseen excelentes propiedades quelantes del hierro y otros metales de transición, lo que les confiere sus altas propiedades antioxidantes (Martínez et al., 2002). Por otro lado, las proteínas utilizan radicales libres en reacciones de oxidación y reducción (Álvarez & Cambeiro, 2003), metoxilación, glicosilación y acilación (Waksmundzka et al., 2008).

2.2.8. Actividad antioxidante

Según Bautista (2017), Su investigación indica que los antioxidantes son moléculas que bloquean la respuesta libre que previene el daño celular. Pueden denominarse

enzimáticos o no enzimáticos e intracelulares o extracelulares. Sin embargo, hay una manera de distinguir entre lipófilo y lipófilo por su solubilidad y su tamaño (pequeño o grande)”.Las especies reactivas de oxígeno (ROS) son causadas principalmente por materia orgánica, ya sea expuesta a luz ultravioleta, rayos X, humo, químicos, pesticidas, etc. Se ha demostrado que la producción de estos productos acelera el desarrollo de enfermedades agravantes y el uso de determinadas frutas y verduras como antioxidantes para prevenir enfermedades como cardiopatías, aterosclerosis, arterias y otras enfermedades.(pág 36)

2.2.8.1. Estrés oxidativo

El oxígeno es esencial para la función celular, pero se encuentra en un estado estable (O_2) y se triplicó, pero recientemente, el cambio climático y la dieta han provocado cambios en la estabilidad, y una serie de radicales libres y otros compuestos que pueden provocar reacciones son irreversibles o irreversibles. Al cuerpo humano Daño irreversible. Y la duración no produce efecto sedante. El estrés oxidativo es una condición causada por un desequilibrio entre la producción de especies reactivas de oxígeno y la capacidad de los sistemas biológicos para reparar el daño causado por esta acción (Orbegozo, 2018, pág 10).

“Las células pueden consumir las enzimas almacenadas en su medio interno, por lo que el ambiente se reduce bajo la influencia de la energía. El desequilibrio de este proceso se produce a nivel celular” (Orbegozo, 2018, pág 10).

El estrés oxidativo (OE) ocurre cuando las células están fuera de balance debido a un aumento crónico de radicales libres y una disminución de antioxidantes. Hay diferentes grados de este cambio de equilibrio. En condiciones de estrés oxidativo leve, la protección antioxidante puede restaurar este equilibrio, pero en condiciones de estrés oxidativo fuerte, el metabolismo celular se altera significativamente. El daño por estrés oxidativo es reversible e irreversible, según la edad, el estado nutricional, la actividad antioxidante protectora y los genes, incluido el sistema antioxidante (Colina, 2016, pág. 34).

2.2.8.2. Radicales libres

Según Colina (2016), manifiesta en su estudio que los radicales libres del monitor químico son cualquier tipo de radicales libres que contienen electrones que no están pintados en su superficie exterior y pueden existir en forma libre. Estas sustancias actúan como agentes poderosos y provocan el envejecimiento cuando se combinan con moléculas como el ADN y las proteínas (pág 36).

Según Colina (2016), “La formación de radicales libres se debe a la degradación homolítica y la transferencia de reacciones de transferencia de electrones a moléculas estables. Debido a la reacción bioquímica del oxígeno, se producen constantemente en el cuerpo” (pág 36)

La formación se favorece a los siguientes factores:

- Radiación ionizante (ultravioleta, calor).
- Contaminación ambiental.
- Reducida capacidad antioxidante de la enzima.
- Tabaquismo.

Los radicales libres son importantes para la función física, ya que participan en la fagocitosis, promueven la síntesis de colágeno, promueven la síntesis de prostaglandinas y utilizan enzimas de la membrana celular. Hay términos que incluyen radicales libres y otras sustancias inertes, pero están involucrados en reacciones importantes que apoyan a los oxidantes y las especies reactivas de oxígeno (EROS).

Las principales especies reactivas de oxígeno o promotores de oxidación son:

- Radical hidroxilo (HO^+)
- Peróxido de hidrógeno (H_2O_2)
- Anión superóxido (O_2^-)
- Oxígeno singlete (1O_2)
- Ozono (O_3)

2.2.8.3. Antioxidantes

Según Gallego (2016), manifiesta en su estudio que los radicales libres, un tipo químico que no usa uno o más electrones, reaccionarán a las moléculas cercanas en respuesta a la oxidación, disminuyendo la estabilidad y desactivando los tipos de niveles inferiores. Los tipos de especies reactivas de oxígeno (ROS) incluyen radicales libres y otras sustancias que no se oxidan fuertemente y / o se convierten fácilmente en radicales libres, como HClO, HBrO, O_3 , $ONOO^-$, O_2 o H_2O_2 . Los antioxidantes son radicales libres, por lo que ralentizan o inhiben el proceso de oxidación y reducen la formación de productos de descomposición posteriores (como aldehídos y amígdalas). La capacidad antioxidante de los compuestos fenólicos depende del número y disposición de los grupos hidroxilo en la molécula diana (pág 28).

2.2.8.4. Efecto de los antioxidantes sobre la salud

El contenido común de polifenoles se ve afectado por la abstinencia. La moderación mediterránea pesa rodeando de 1 gramo por don nadie al día. La pila patriarca son las frutas, luego las verduras y las legumbres. Estos pueden organizar ciertas enfermedades como el cáncer y las enfermedades cardíacas. Todavía, el estrés oxidativo ROS (tabla 1) juega un papel importante en la fisiopatología de tumores, aterosclerosis y enfermedades no neurodegenerativas. Así, los avíos químicos presentes en frutas y verduras son efectivos y efectivos contra el cáncer (Gallego, 2016, pág 29).

Los compuestos fenólicos también tienen una amplia gama de propiedades fisiológicas tales como antigénicas, antiaterogénicas, antiinflamatorias, antibacterianas, antioxidantes, antitrombóticas, cardioprotectoras y vasodilatadoras. Los antioxidantes también pueden causar oxidación debido al estrés y pueden ser perjudiciales para la salud (Gallego, 2016, pág 29).

Tabla 1.

Nomenclatura de las principales ROS

Radicales		No radicales	
Hidróxido	$^{\circ}\text{OH}$	Peróxidos orgánicos	ROOH
Alcoxilo	RO°	Oxígeno singlete	O_2
Hidroperóxilo	HOO°	Peróxidos de hidrogeno	H_2O_2
Superóxido	$\text{O}_2^{\cdot-}$	Ácido nitroso	HClO
Peróxilo	ROO°	Catión nitrilo	HNO_2
Óxido nítrico	NO°	Peróxinitrito	NO_2^+
Dióxido de nitrógeno	NO_2^{\cdot}	Ácido Peróxinitroso	ONOO^-
		Alquil Peróxinitritos	ONOOH
		Ozono	O_3
		Ácido hipobromoso	HBrO

Fuente:Gallego, (2016). Fuente: En la siguiente tabla se muestra la Nomenclatura de las principales Especies Reactivas del Oxígeno (ROS). (pág. 29).

Los antioxidantes se dividen en dos categorías según sus fuentes: antioxidantes sintéticos y antioxidantes naturales.



Figura 5. Clasificación de los antioxidantes de acuerdo a su origen de procedencia. Fuente: Gallego (2016). (Pág 29).

2.2.8.5. Principales características de los antioxidantes

Según Zenteno (2019); en su estudio manifiesta que los antioxidantes son altamente diferenciados, son solubles en agua y liposolubles, almacenados interna y externamente, y provienen de diversas fuentes, como algunos son nutrientes y otros se derivan de ellos,

otros son metabolitos (Agudo Medina Laura, et al. 1989), que es el antioxidante y el mecanismo de acción sistémico de estrés oxidativo son los siguientes:

- Evitar la generación de oxígeno activo.
- Evitar la invasión de oxígeno activo.
- Aislar metabolitos activos y convertirlos en moléculas inactivas.
- Promover la reparación de los daños causados por formas ineficaces de oxígeno.
- Mantiene el buen desempeño de otros antioxidantes.
- Aumentar la resistencia a los objetivos biológicos implicados en los ataques de oxígeno activo.

2.2.8.6. Función de antioxidantes

Según Zenteno (2019), en su estudio, en el cuerpo humano, los radicales libres afectan los bártulos de muchos antioxidantes (antioxidantes, glutatión, albúvena, transferrina, ácido úmagnate, bilirrubina) y nutrientes exóticos (vitaminas E y C, carotenoides, selenio). recíbelo. Compuestos fenólicos). Entre los componentes del sistema antioxidante interno, se han identificado antioxidantes: catalasa, supercardenillo dismutasa (SOD) y azúcar fosfato deshidrogenasa (pág 9).

La SOD es una enzima que se distribuye por todo el muchedumbre. Hay dos segmentos de SOD intracelulares: los que están presentes en las mitocondrias, los que contienen manganeso (MnSOD) en el sitio espinoso y los que contienen zinc e iones (CuZnSOD) en el citoplasma. “La catalasa es una enzima intracelular incorporada a los glóbulos rojos (Agudo Medina Laura, et al. 1989)” (pág10).

Para la SOD, el proporción de la acción de la catalasa es notable para sustentar el cadencia redox. GPx es un complejo de enzimas, que tienen cuatro mecanismos distintos, cada uno de los cuales contiene selenio. Si el ataque no puede protegerse, se denomina estrés oxidativo. en otras palabras, se altera el musicalidad oxidativo entre la producción de radicales libres y la cobijo antioxidante. Si esto sucede, la forma activa resultante puede hacer diabetes pesado, cáncer, enfermedades cardíacas y el cambio de envejecimiento. (Agudo Medina Laura, et al. 1989). tanto los antioxidantes naturales

como los sintéticos se utilizan dilatadamente en las terapias actuales. Se ha demostrado que algunos de ellos son efectivos para proteger el envejecimiento y prorrogar la vitalidad útil de los animales de botica cuando se agregan regularmente a la ingestión y al elixir. In vitro, los antioxidantes previenen la anquilosamiento de las hierros de radicales libres, que inducen la enmohecimiento de ácidos grasos y grasas viandas. por el contrario, su operatividad versus los radicales libres en los tejidos y las células es incomparable con las enzimas naturales. Por lo tanto, este fósforo antioxidante bloquea la enmohecimiento de otras sustancias químicas y protege los componentes celulares interesante al reducir los ateros dañinos de los radicales libres generados por el estrés oxidativo (OS) producido por sustancias activas en el cuerpo. (ROS), que provoca un desequilibrio inconstante en la cantidad de radicales libres producidos en el muchedumbre. Los niveles de antioxidantes inducen dos variedades de oxidantes de dos moléculas que resultan en riesgo y daño celular, estrés oxidativo y muchas enfermedades y afecciones. Envejecimiento, cáncer, enfermedades, enfermedades cardiovasculares, cirrosis, gatos, etc. Existe un espera creciente en identificar fuentes seguras y económicas de propiedades antibacterianas y antioxidantes. Los radicales libres se generan cuando el oxímoron es metabolizado o metabolizado por sustancias químicas. Los radicales libres son sustancias químicas en las que los electrones no están conectados a la estrato (cabestrillo) de la molécula. Ésta es una de las razones por las que los radicales libres son tan eficaces y sensibles a las proteínas, las grasas, los carbohidratos y el ADN. (Emad A Shalaby, et al. 2013) Por lo tanto, el importante papel de los compuestos antioxidantes en la lucha versus la logro y el daño es muy importante en el falange humano (pág 11).

En su forma libre, se sabe que atacan a las moléculas vecinas y las privan de sus componentes electrónicos. Cuando la molécula atacada pierde un electrón, se libera y comienza a reaccionar con el parentesco. Los radicales libres están contenidos en el oxígeno (ROS, especies reactivas del oxígeno) o admirableídos del ázoe (RNS, especies reactivas del nitrógeno). Las células normales tienen excelentes oxidantes para proveer el acorde de antioxidantes. Sin embargo, este proporción puede ponerse al día a medida que aumenta la fabricación de oxidado y disminuyen los niveles de antioxidantes. Este peligro se puede ver en la apariencia 6 debido a conduce a estrés oxidativo, que conduce

a la descomposición de precursores (ácidos nucleicos, proteínas, ácidos grasos poliinsaturados, carbohidratos, etcétera.) (Emad A Shalaby et al., 2013 pág 11).

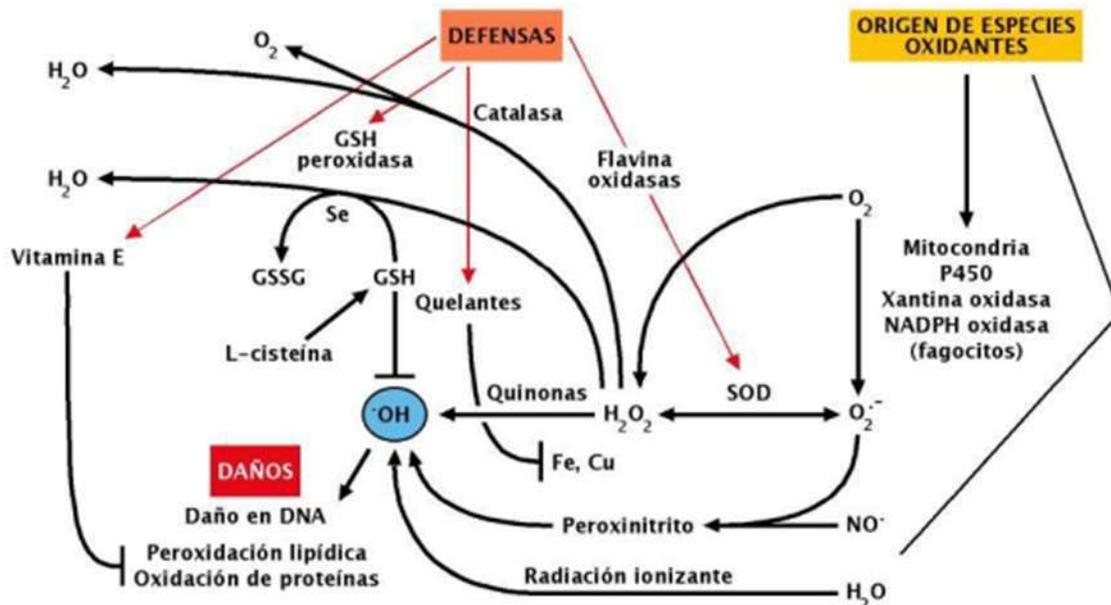


Figura 6. El Oxígeno, radicales libres nitrogenados y reactivos asociados; generados en varios procesos. Fuente: Zenteno (2019). (Pág11).

2.2.8.7. Fuentes de antioxidantes

Según Gallego (2016), en su investigación indica que los antioxidantes naturales se encuentran en muchas fuentes, como el reino vegetal, frutas, verduras, etc. El material lignocelulósico de la ingestión de alimentos y los residuos forestales puede considerarse una fuente natural de tales antioxidantes, a menos que el sustrato se haya utilizado antes.

Nuestro equipo de investigación ha estudiado diversas técnicas de fuentes de antioxidantes naturales. Estos incluyen residuos de plantas, como semillas de aguacate y hojas de borraja residuales, que se ha encontrado que son densos y retrasan la corrosión de las grasas. Los residuos de frutas como la piña y el limón también muestran una fuerte capacidad antioxidante, que puede proteger el ADN y las células del estrés oxidativo. Los productos de la industria alimentaria se pueden convertir en simples residuos, dándole un valor extra y convirtiéndolo en un recurso que se puede utilizar para prevenir el oxígeno graso. Las otras fuentes que consideramos para la investigación se centran

principalmente en el uso de plantas con altas propiedades antioxidantes, como las plantas modificadas genéticamente: *Genoaceae*, *Convolvuláceae* y *Leguminosae*. De todos los sustratos de antioxidantes naturales, el té es el más importante no solo por la cantidad de antioxidantes que contiene (especialmente los compuestos polifenólicos de la familia de las catequinas), sino también por sus propiedades antioxidantes.

2.2.8.8. Métodos de determinación de la capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante es el número de moles libres de antioxidante en una mezcla que no está presente en una solución de prueba separada. Además, las pruebas de antioxidantes humanos fueron menos efectivas que las dosis determinadas por los antioxidantes. (Shivakumar & Yogendra, 2018)

La actividad antioxidante no se determina basándose en un único modelo de prueba de antioxidantes. “Hay muchos sistemas de prueba *in vitro* para probar la actividad antioxidante y las muestras de interés. Es difícil comparar completamente un método con otro, porque el modo de prueba de antioxidantes varía de un método a otro. En general, las pruebas de antioxidantes *in vitro* se realizan directamente utilizando trampas libres específicas” (Contreras, 2019,pág 47).

“En el método de fragmentación libre, en comparación con otros modelos, el método 1,1-difenil-2-picrilhidrazina (DPPH) también es más rápido, más simple (es decir, no se ve afectado por múltiples pasos y materiales) y más costoso. Por otro lado, la prueba de modificación de la sal 2,2-azinobis (3-etil benzotiazolin-6-sulfónica) (ABTS) es eficaz para los antioxidantes hidrófilos y lipófilos”(Contreras, 2019,pág 47).

En las últimas décadas, los métodos y herramientas utilizados para probar la actividad antioxidante han mejorado enormemente. El primer método mide la efectividad de los antioxidantes contra la formación de ciertos tipos de productos de oxidación. Hasta la fecha, se han utilizado varios métodos de prueba química y técnicas de detección automatizada y automatización para probar la actividad antioxidante de formas específicas, por ejemplo. (Shivakumar & Yogendra, 2018)

La eficacia de los antioxidantes se determinó *in vitro*. Este método tiene ventajas sobre la simple cuantificación de fármacos antioxidantes porque proporciona una forma de medir su eficacia. Es muy difícil elegir el método de prueba de antioxidantes correcto. Los antioxidantes funcionan de diferentes maneras y ningún experimento puede capturar diferentes formas de acción antioxidante. (Badarinath, et al., 2010)

Karadag & Ozcelik Beraat (2009), manifiesta que la capacidad antioxidante se puede medir por el efecto antioxidante de ajustar la tasa de oxidación. Estas pruebas pueden basarse en la descomposición de radicales libres peroxi, como ORAC y TRAP, la capacidad de reducir el hierro, como la capacidad de hierro / antioxidante (FRAP) y la capacidad de reducción de copa / antioxidante (CUPRAC), y la capacidad de captación de radicales hidroxilos. Como la prueba de desoxirribosa, escisión orgánica como ABTS y DPPH o los productos cuantitativos producidos en el proceso de peroxidación lipídica. La principal diferencia entre estas pruebas es el método de medición. Por ejemplo, el método ORAC usa el área debajo del método de la curva cinemática. La prueba de fraude depende del tiempo de demora.

Según el mecanismo de acción, los antioxidantes se pueden dividir en dos categorías, a saber, transferencia de átomos de hidrógeno (HAT) y prueba de electrones simples (SET). “Los antioxidantes pueden requerir radicales libres u otros ROS para producir resultados similares a través de HAT y ET, sin importar qué método se utilice, aunque la cinética y la presencia de efectos secundarios varían” (Moharram & Youssef, 2014, pág 13).

Tabla 2.

Métodos HAT y SET para evaluar la actividad antioxidante

S	N°	Nombre del Método
I		Método basado Transferencia Átomo de Hidrógeno (HAT) (TAH)
	1	Capacidad de Absorbancia de Radicales de Oxígeno (ORAC) (CARO)
	2	Capacidad de Inhibición Peroxidación Lipídica (LPIC)
	3	Parámetro Antioxidante Total de Captura de Radicales Peroxilo (TRAP)
	4	Inhibición del Consumo de Oxígeno (IOC)
	5	Actividad inhibición por blanqueo de crocina por radicales de óxido nítrico
	6	Actividad antioxidante del radical hidroxil por p-NDA (p-butrisidunethylaniline)
	7	Radicales secuestrados de H_2O_2
	8	Secuestro de radicales por ABTS
	9	Secuestro de radicales súperoxido por formación alcalina (SASA)
II		Método Transferencia de Electrones (ET)
	1	Capacidad Antioxidante Trolox Equivalente (TEAC) decolorización
	2	Poder Antioxidante por Reducción Férrica (FRAP)
	3	Capacidad de Reducción del Cobre (II)
	4	Secuestro de radicales libre por DPPH
	5	Fenoles Totales por Folin-Ciocalteu
	6	N, N-dimetil-p-fenil-N-diamina (DMPD)

Fuente: *Moharram & Youssef, (2014). Se muestra los métodos HAT y ET más utilizados para evaluar la actividad antioxidante.* (pag. 13)

La detección basada en HAT mide la capacidad antioxidante proporcionando átomos de H para apagar los radicales libres. A partir de la detección de antioxidantes basada en HAT, tanto las sondas fluorescentes como los antioxidantes responden al ROO. “La actividad antioxidante puede completarse en competición cinética. La ausencia y presencia de antioxidantes para detectar, combinar la superficie inferior de estas curvas y encontrar la diferencia entre ellas”(Moharram & Youssef, 2014,Pág 13).

En la prueba SET, en la mayoría de estas pruebas, el efecto antioxidante se mide mediante sondas latentes, es decir, los antioxidantes reaccionan con sondas fluorescentes o coloreadas (oxidantes) en lugar de radicales libres de rostillilo. La prueba espectrofotométrica basada en la medición SET se utiliza para la reducción antioxidante de oxidantes, que producirán una diferencia de color durante la reducción. El nivel de cambio de color está relacionado con la conglomeración de antioxidantes presentes en la muestra. “Los métodos ABTS, TEAC y DPPH son experimentos caracterizados por

cambios de color, mientras que las pruebas de fenol total Folin, FRAP y CUPRAC aumentan la absorción al nivel descrito anteriormente cuando el antioxidante reacciona con el color del reactivo” (Moharram & Youssef, 2014,pág 15).

2.2.8.9. *Análisis proximal*

Un análisis más detallado es probablemente el método más común utilizado para determinar la calidad de una dieta nutritiva. “Se utiliza para medir la cantidad de nutrientes presentes, divididos en seis categorías: contenido de humedad (agua), proteína cruda, fibra cruda, cenizas, extracto de éter (EE) y sustancias no nitrogenadas (ELN) constituye la medición indirecta del contenido de total de carbohidratos. Se define como un porcentaje y utiliza ciertos métodos” (Espín, Villacrés, & Brito, 2004, pág 94).

2.3. Definiciones de términos básicos

- **Valeriana Rígida:** La palabra proviene del latín valere, que significa salud y se refiere a las propiedades medicinales de las plantas.
- **DPPH:** 2,2-difenil-picril-hidracilo, Es un polvo cristalino oscuro compuesto de moléculas de radicales libres estables, utilizado para análisis colorimétrico porque decolora y cambia de color al reaccionar con radicales oxidantes.
- **Capacidad antioxidante:** Las funciones biológicas son responsables de inhibir la oxidación de biomoléculas y promover la protección frente a enfermedades específicas.
- **Antioxidante:** Pueden describirse como sustancias que inhiben la tasa de oxidación de los radicales libres dañinos.
- **Polifenoles:** Hay dos tipos de metabolitos vegetales, que se encuentran en el reino animal utilizando plantas y vegetales. Estas sustancias afectan el sabor, el color y los antioxidantes y pueden afectar la calidad, absorción y estabilidad de los alimentos.
- **Radicales libres:** Los radicales libres o especies reactivas de oxígeno son metabolitos secundarios en la oxidación celular normal. Esto es muy efectivo e inestable. Pueden responder a una amplia gama de citocinas, tienen propiedades antiinflamatorias, producen daño celular y pueden causar cáncer, arteriosclerosis y envejecimiento.

- **Análisis proximal:** Incluida la determinación del porcentaje de agua, grasa, fibra, cenizas, carbohidratos solubles y proteínas en los alimentos.

2.4. Hipótesis de la investigación

2.4.1. Hipótesis general

H_0 : Con el uso de una tecnología apropiada nos permitirá evaluar las propiedades en caracterización físico-químico y elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)

2.4.2. Hipótesis específicas

H_1 : Usando una tecnología apropiada nos permitirá determinar las características proximales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

H_2 : Usando una tecnología apropiada nos permitirá determinar las características elementales de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

H_3 : Usando una tecnología apropiada nos permitirá determinar el contenido de polifenoles de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

H_4 : Usando una tecnología apropiada nos permitirá determinar la capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).

2.5.Operacionalización de las variables

2.5.1. Variables independientes

Phyllactis rígida “valeriana estrella”.

2.5.2. Variables dependientes

Características proximales, características elementales, contenido de polifenoles y capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* “valeriana estrella”.

Tabla 3.

Operacionalización de la variables independiente

Variables	Definición conceptual	Definición operacional	Dimensión	Indicadores	Instrumento de medición	Escala de medición
<i>Phyllactis rígida</i> “valeriana estrella”	Es una operación que consiste en poner una fracción de <i>Phyllactis rígida</i> “valeriana estrella”	consiste en analizar cantidades de muestras de <i>Phyllactis rígida</i> “valeriana estrella”	Parámetros tecnológicos y fisicoquímicos	Cantidad de M.P.	Balanza Digital	g
				pH	pHmetro
				Sólidos solubles	Refractómetro	°Brix
				Tiempo	Cronometro	seg
				Temperatura	Termómetro	°C

Tabla 4.

Operacionalización de variable dependiente

Variables	Definición conceptual	Definición operacional	Dimensión	Indicadores	Instrumento de medición	Escala de medición	
Características proximales, características elementales, contenido de polifenoles y capacidad antioxidante de la <i>phyllactis rígida</i> “valeriana estrella”	Caracterización de la muestra de <i>phyllactis rígida</i> “valeriana estrella”	Análisis de los componentes proximales, componentes elementales, contenido de polifenoles y capacidad antioxidante de la <i>phyllactis rígida</i> “valeriana estrella”	Características proximales	Determinación de humedad	AOAC.950.46	%	
				Determinación de ceniza	AOAC.938.08	%	
				Determinación de Proteína	AOAC.940.25	%	
			Características elementales	contenido de polifenoles	Determinación de grasa	AOAC.948.16	%
					Determinación de los principales elementos (N, P, K, Ca, Mg, S, Na, Zn, Cu, Mn, Fe, B y V.S)	Método de Kjeldahl, Método del azul de molibdeno, Método turbidimétrico empleando el cloruro de bario, Método colorimétrico empleando la curcumina disuelta en ácido acético glacial y Potenciometría	% y ppm
					Folin-Ciocalteu	Lector Microplacas	mgEAG/g
					DPPH-Quencher	Lector Microplacas	uMol/g
					DPPH Extractable	Lector Microplacas	uMol/g IC50
					ABTS+	Lector Microplacas	TEAC uMol
					FRAP	Lector Microplacas	AG/g

CAPITULO III. METODOLOGÍA

3.1. Diseño metodológico

3.1.1. Tipo de investigación

La investigación se realizó dentro de los parámetros de posibles proyectos a nivel de experimento de referencia. Un proyecto potencial incluye investigación, un posible modelo de desempeño para determinar caracterización físico químico y elemental, contenido de polifenoles y antioxidantes de la "valeriana estrella" en la etapa experimental.

3.1.2. Nivel de investigación

Este estudio es experimental y descriptivo para manejar las variables independientes para lograr los resultados previstos en la hipótesis transversal en la caracterización físico químico y elemental de la *Phyllactis rígida* "valeriana estrella" así como contenido de polifenoles y capacidad antioxidantes.

3.1.3. Diseño

Debido a la posibilidad del manejo de las variables independientes, la investigación responde al diseño Experimental, transversal y prospectivo. Porque permite recoger la información precisa de las variables a estudiar como la caracterización fisicoquímica y elemental, así como contenido de polifenoles y capacidad antioxidante.

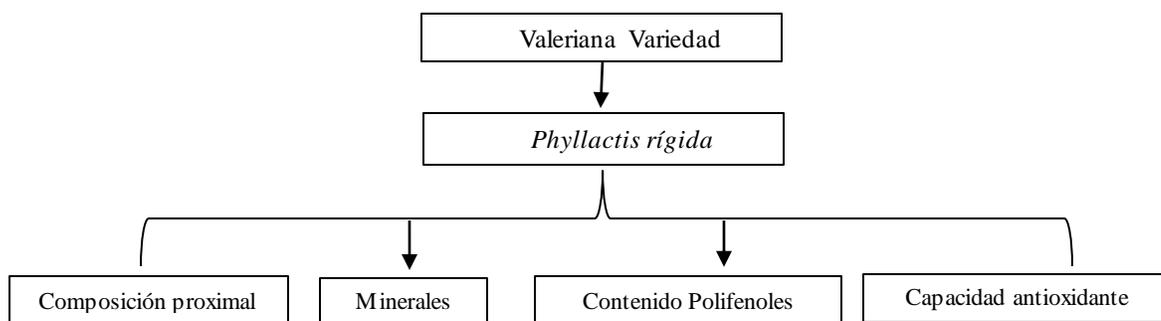


Figura 7. Diseño para el cumplimiento de los objetivos en la investigación

3.1.4. Enfoque

Diseño tecnológico específico con su respectivo proceso experimental y determinación de sus características físico-químico y elemental de la *phyllactis rígida* “valeriana estrella” así como contenido de polifenoles y capacidad antioxidantes extraído del departamento de Ancash provincia Huari, distrito Huacachi de sus paramos Puna. Cuyo producto final tendrá fines utilitarios. El esquema de procedimiento experimental de muestra en la figura 8.

El desarrollo de la presente investigación se llevó a cabo en dos etapas; la I etapa preliminar se realizó en la UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA, FACULTAD DE AGRONOMÍA-DEPARTAMENTO DE SUELO, laboratorio de análisis de suelo, plantas aguas y fertilizantes con el ANALISIS ELEMENTAL por otro lado FACULTAD DE INDUSTRIA ALIMENTARIA, laboratorio de análisis físico-químico de alimentos.

La II etapa de ejecución y evaluación de la parte experimental de contenido de polifenoles y capacidad antioxidante, se realizaron en el laboratorio de Proyecto de Investigación-Modalidad FOCAM “Formulación de bebidas funcionales con capacidad antioxidantes a base de frutas y verduras” en la Escuela Académico Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión – Huacho.

3.2. Población y muestra

3.2.1. Población

Estará conformado por un conjunto de Raíces o fruto oval de *Phyllactis Rígida* “valeriana estrella” procedentes de los páramos Puna del distrito de Huacachi, Provincia Huari, departamento Ancash, considerando tres hectáreas de terreno, esta parte del Perú esta denominada región Quechua. Las muestras son los extractos de la raíz o Fruto molidas filtrados hasta no tener restos de rizoma de valeriana las mismas que crecen naturalmente en los páramos del Distrito de Huacachi

3.2.2. Muestra

Las muestras son adquiridas al azar y seleccionada desde un campo de 300 m² que corresponde al 10% de la extensión total, las mismas que serán divididas en 6 áreas de 500m². Cada uno de los pobladores ayudaron a la recolección de las raíces (recolectándose una cantidad aproximada de 5 kg); siendo el señor Israel Olortegui, Shishi Alvarado y Kilmer Olortegui, lugareños que ayudaron a la identificación de la planta. La metodología de la extracción de la misma se representa en la figura 8, que se muestra a continuación:

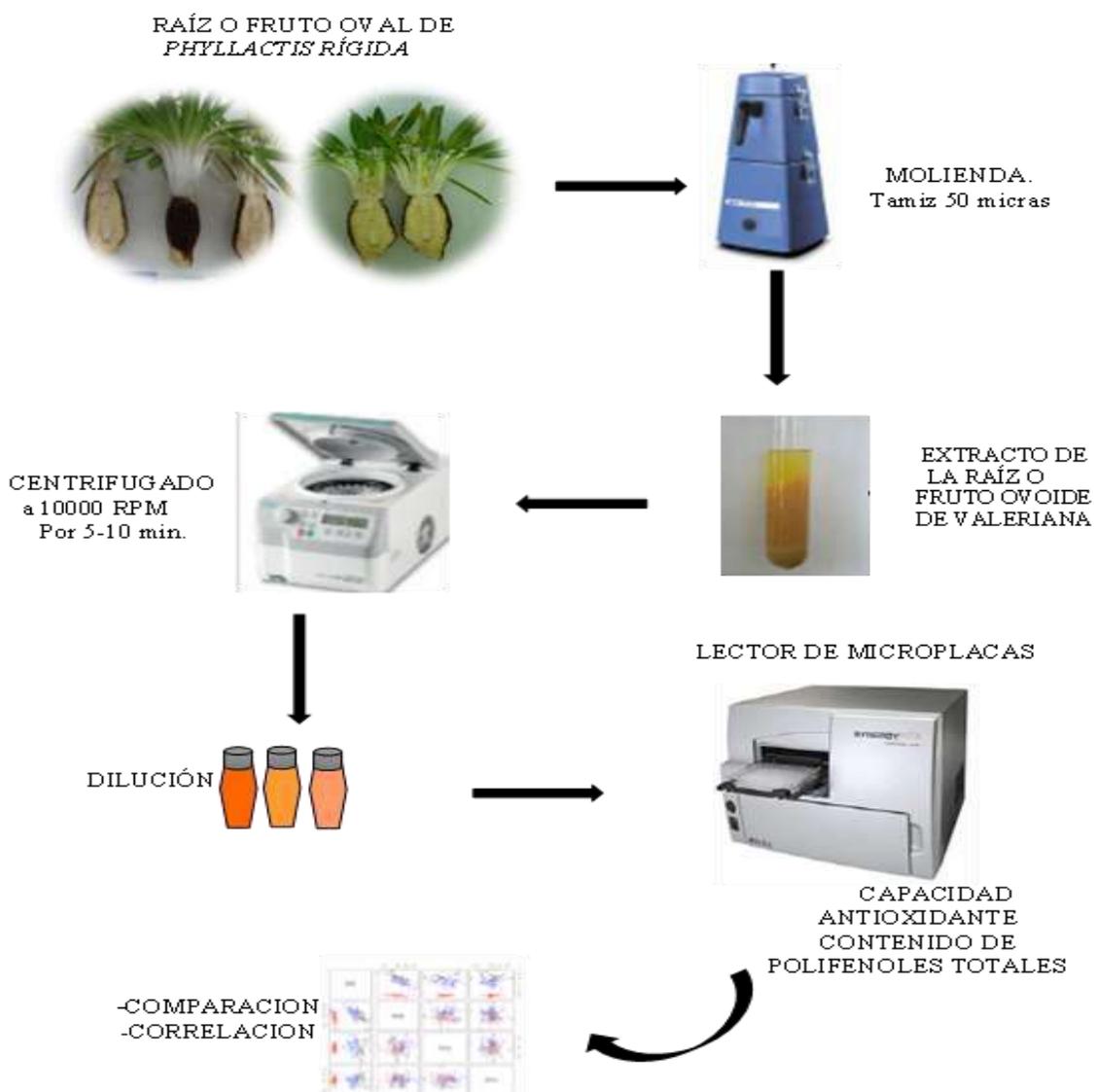


Figura 8. Esquema del proceso experimental de la investigación Fuente:
Elabora con propia

3.3. Técnicas de recolección de datos

3.3.1. Técnicas a emplear

- a. **Observación Sistemática Directa:** Esta tecnología se utiliza para monitorear el progreso de la investigación realizada.
- b. **Observación Sistemática Indirecta:** Con esta técnica, se pueden analizar y estudiar diferentes documentos que contienen información básica sobre temas de investigación.
- c. **Técnicas de Laboratorio:** Se determinaron las características físicas (pH y sólidos solubles), químicas (contenido de polifenoles y capacidad antioxidantes), proximales y elemental de la *Phyllactis rígida* “valeriana estrella”.

3.3.1.1. Características físico:

3.3.1.1.1. Determinación de pH:

Esta característica se determinó directamente con la ayuda de un potenciómetro portátil, según la metodología expuesta por Jeton (2014) y la A.O.A.C. (1990)

3.3.1.1.2. Determinación de sólidos solubles:

Esta característica se realizó utilizando un refractómetro portátil, ya que los resultados se expresaron en ° Brix a 20 °C según lo expuesto por Quezada (2014) y la A.O.A.C. (1990)

3.3.1.2. Características químicas:

3.3.1.2.1. Determinación de Polifenoles Totales:

El análisis se realizó según la reacción colorimétrica de FolinCiocalteu (Singleton and Rossi, 1965) empleando un espectrofotómetro UV-Vis, tal como recomienda Altamirano (2013) y A.O.A.C. (1990). Siguiendo la metodología sugerida por Magalhães et al (2010), referenciada por Contreras (2019); lo cual emplea una microplaca de 96 pocillos y lectora multimodal Synergy HTX Multi-Modal (Biotek, Rochester, VT, USA), los resultados en forma triplicada son expresados en mg de Acido gálico equivalente/Litro. Ver el protocolo en el anexo IV.

3.3.1.2.2. *Determinación de la Capacidad Antioxidante:*

Uno de los mecanismos utilizados para la actividad antioxidante es DPPH es descrito por Brand William et al. (1995).

Según Altamirano (2013) y AOAC (1990), el peso de una muestra requerido para disolver un volumen de DPPH a 50% se denomina IC50 (mg/ml), que es la definición de la capacidad antioxidante de la muestra analizada se utilizó este método.

A. *Método directo DPPH-Quencher.* Las medidas de resistencia a la oxidación se realizaron mediante curado directo (FAST, Easy, New, Barato y Reproducible) según el método propuesto por CondezoHoyos, Abderrahim, Arriba & Gonzáles (2015). Aquí, se pesó 1 miligramo de raíz de *phyllactis rígida* (valeriana estrella) finamente molida, se mezcló con 1 mL de DPPH (120 μ mol L⁻¹: 1/10 mmol de tampón L-1Tris-HCl soluble en metanol pH 7,5) y 200 rpm. mezclando durante 10 minutos. Utilice un agitador orbital TOS-4030FD (Shaker, MRC Laboratory Equipment, Israel) a temperatura ambiente y cubra la muestra con papel de aluminio en la oscuridad. Después, la muestra se centrifugó a 3500 g a temperatura ambiente durante 10 min (HERMLE, Z216 MK, Labourtechnik GmbH, Wehingen, Alemania) y el sobrenadante (200 μ l) se colocó en cada microplaca de 96 pocillos (Nunc TM MicroWell TM de 96 pozos, Thermo Scientific, Madrid, España). La absorbancia se midió a 520 nm usando un lector de microplacas multimodal cooperativo Synergy (Biotek, Rochester, VT, EE. UU.). “La capacidad antioxidante total se calculó como la capacidad de absorción o inhibición y se expresó en mMol-DPPH/Kg de peso de raíz inhibitoria” (Contreras, 2019, pág 60).

B. *Método de extracción.* Para el método tradicional de medición de la capacidad antioxidante, se requiere una extracción previa, en la que todas las muestras de semillas se tratan primero con ácido (HCl)-metanol/agua (50:50; v/v, pH=2) en un agitador orbital (Shaker) equipo de laboratorio de Israel TOS- 4030FD (MRC), a una velocidad máxima de 1 hora (temperatura ambiente) en condiciones oscuridad cubriéndolo a la muestra con papel de aluminio, luego este extracto crudo fue centrifugado a 10000 xg en 10 minutos (4°C) (Hermle Labortechnik GmbH,

Wehingen, Alemania), se realizó una segunda extracción luego de separar el sobrenadante, se usó acetona/agua (70:30, v/v) y se realizó los mismos pasos de la primera extracción, los dos sobrenadantes son mezclados en mismo volumen y se almacenaron a -40°C en un ultra congelador ULUF (Arctiko, Lammefjordsvej, Dinamarca) hasta la prueba. “Se utilizó la relación solvente/solvente = 20 para todas las extracciones de raíz de *phyllactis rígida*” (Contreras, 2019, pág 62).

C. Método DPPH extractable. Brand-William et al. (1995); describen el método tradicional que se usó el DPPH para la actividad antioxidante y varias variantes, entre ellas la variante descrita por Abderrahim et al. (2015) donde brevemente, las muestras previamente extraídas son diluidas (muestra de 10 µL o el blanco de control) son colocados en cada pocillo de la micro placa por triplicado y se mezclan con 200 µL DPPH (60 µmol L⁻¹ disuelto en metanol 1: 1/10 mmol L⁻¹ Tris-HCl pH 7,5), luego de incubar durante 10 minutos a temperatura ambiente, se midió a absorbancia a 520 nm con el Synergy HTX Multi-model Lector de microplacas (Biotek, Rochester, VT, EE. UU.). “La cantidad de extracto antioxidante se calcula como el índice de secuestro (SCI) y se expresó en mMol DPPH inhibido/Kg peso de raíz de *phyllactis rígida*” (Contreras, 2019, pág 62)

$$\text{Porcentaje Inhibición} = 100 \left(1 - \frac{A_{\text{muestra}}}{A_{\text{control}}} \right) \dots\dots\dots \text{Ec. 1}$$

Donde:

A_{muestra} = Absorbancia de la muestra a 515 nm

A_{control} = Absorbancia del reactivo DPPH

$$IC_{50} = (50\text{-pendiente}) / \text{Intercepción}$$

Método de ABTS+. La capacidad antioxidante de ABTS + medido por z

D. TEAC fue utilizado originalmente por Re et al. (1999), según Pastrana-Bonilla et al. (2003), el cambio es pequeño, pero en el experimento del micro método, el diseño de radicales libres se logra midiendo directamente 0,0192 g ABTS y 0,0033 g persulfato de potasio, agua ultra pura y Sellado Un vial de 5 ml, almacenado durante 16 horas en la oscuridad y a temperatura ambiente. En la solución activa, ABTS +

(7 mMol) se diluye en tampón fosfato (5 mMol) o etanol hasta obtener una absorción de $0,7 \pm 0,2$ a 734 nm. Al medir, tomar 10 L de la muestra y mezclarlo con buffer fosfato o etanol, colocarlo 3 veces en cada pocillo de la microplaca y mezclar con 200 uL de solución activa ABTS+, para la obtención de la curva de calibración se tomó como patrón al Trolox en concentraciones seriadas de 500, 375, 250, 187,5, 125, 62,5 y 31,25 μ M, todos disueltos en Buffer fosfato (5 mMol), leído a 734 nm con un lector de microplacas Synergy HTX Multi-Modal (Biotek, Rochester, VT, USA), “la capacidad antioxidante es expresado como TEAC en uMol Equivalente Trolox/g de raíz de valeriana” (Contreras, 2019, pág 64).

E. Método de FRAP. El análisis FRAP fue desarrollado originalmente por Benzie y Stress (1996) para medir la reducción en muestras de plasma, sin embargo, también se ha modificado y utilizado para probar antioxidantes en productos botánicos. Según la metodología sugerida por Taco (2017) y modificada para un nivel micro método la marcha es empleando las muestras previamente extraídas que son diluidas y se usa 20 μ L y son colocados en cada pocillo de la microplaca por triplicado y se mezclan con 150 μ L de FRAP previamente preparado (10 mL de Buffer Acetato (300 mMol, pH – 3.6), 1 mL de solución TPTZ (complejo férrico-2,4,6-tripiridil-s-triazina, 10mMol en HCl 40 mMol) y 1 mL de solución de FeCl₃(20mMol)), después de 8 a 10 min. de incubación a temperatura de medio ambiente, se calculó la absorbancia a 593 nm con un lector de microplacas Synergy HTX Multi-Modal (Biotek, Rochester, VT, USA). La capacidad antioxidante extraíble FRAP se calculó en referencia a equivalente de ácido gálico y se expresó en μ Mol Equivalente Acido Gálico/g peso de semillas de uvas. “Para la obtención de la curva de calibración se prepararon soluciones seriadas de ácido gálico patrón de 0, 25, 50, 75, 100 a 125 μ Mol” (Contreras, 2019, pág 66).

3.3.1.3. Características proximales:

Se realizaron en el laboratorio FIAL-UNALM, de los cuales podemos describir a los siguientes:

3.3.1.3.1. Determinación de humedad

Para dicho análisis se utilizó el método AOAC.950.46

- A. Principio del método. Se basa en la determinación gravimétrica de variación de la masa, al secar el tamaño de la muestra en un horno de aire, séquelo a 105 ± 3 °C durante 16 a 18 horas hasta que la masa se recupere con regularidad. La sequedad es la misma que la del residuo que queda después del secado, y la diferencia de peso se debe a la pérdida de humedad y sustancias inestables en el vapor a esta temperatura. (Guzmán, 2012).
- B. Procedimiento. Primero, se tararon las cápsulas de porcelana en un horno “Memmert” a 105 ± 3 °C durante una hora (M_0). Luego se pesó aproximadamente 1 g de muestra húmeda en una báscula analítica “Mettler Toledo” ML 204 como máximo 220 g para análisis, $d = 0,1$ mg. Después de eso, ponga la fórmula de porcelana con la muestra (M_1) en el horno durante 16 horas. Después de eso, se llevaron a un secador de vidrio hasta que alcanzaron la temperatura ambiente. Finalmente, se pesaron las cápsulas con el residuo remanente luego del secado (M_2).
- C. Cálculos

$$\%H = 100 - \frac{(M_2 - M_0)}{(M_1 - M_0)} \times 100 \dots\dots\dots \text{Ec. 2}$$

Donde:

H= % de humedad

M_0 = peso en gramos de la cápsula vacía previamente tarada

M_1 = peso en gramos de la cápsula + muestra antes del secado

M_2 = peso en gramos de la cápsula + residuo luego del secado

3.3.1.3.2. Determinación de ceniza

Para dicho análisis se utilizó el método AOAC.920.153.

- A. Principio del método. La determinación de cenizas es un método gravimétrico basado en el cálculo de la muestra en una estufa, a 550 °C durante 3 a 5 horas, hasta

que se forma un residuo de ceniza grisáceo o ligeramente gris, compuesto por óxidos, carbonatos, fosfatos y minerales. La diferencia de peso se debe al despiste de la materia orgánica (Guzmán, 2012, pág 17).

B. Procedimiento. Inicialmente, los crisoles de porcelana con tapa se enviaron a 550°C durante una hora (P_C) en el horno de mufla del sistema Optic/ivymen. A continuación, midieron unos 2 g de muestra húmeda en el crisol de porcelana, en una balanza analítica "Mettler Toledo" ML 204 máx. 220 g, d = 0,1 mg. Luego, se colocaron los crisoles con las muestras (P_0) con tapa, en la mufla durante 5 horas. Después, se los colocó en un secador de vidrio hasta alcanzar la temperatura ambiente. Finalmente, se pesaron los crisoles con el residuo remanente luego de la calcinación (P_F).

C. Cálculos

a. En base húmeda:

$$\% CT = \frac{(P_F - P_C)}{(P_0 - P_C)} \times 100 \dots\dots\dots \text{Ec. 3}$$

Donde:

CT = % de cenizas totales

P_C = peso en gramos del crisol vacío previamente tarado

P_0 = peso en gramos del crisol + muestra antes de la incineración

P_F = peso en gramos del crisol + residuo luego de la incineración

b. En base seca:

$$\% \text{ Materia seca} = 100 - \% \text{ Humedad} \dots\dots\dots \text{Ec 4}$$

$$\% \text{ Cenizas totales} = (\% \text{ Cenizas base húmeda} \times \% \text{ Materia seca}) / 100 \text{ g de muestra} \dots\dots \text{Ec5}$$

3.3.1.3.3. *Determinación de Proteína*

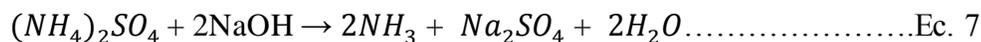
Para dicho análisis se uso el método AOAC.981.10

A. Principio del método. “Se usó el método Kjeldahl para realizar la determinación de proteína bruta, la cual consiste en tres etapas según lo manifiesta” (García & Fernández, 2012, pág 3):

a. Digestión ácida: Se trata las muestras con H_2SO_4 concentrado y convertir N orgánico en $(NH_4)_2SO_4$ bajo la acción de calor y catalizador.



b. Destilación: Las muestras previamente descompuestas son alcalinas y N (nitrógeno) se libera en forma de NH_3 y el líquido se purifica y recoge en $H_2BO_3^-$.



c. Titulación: La mayor parte del nitrógeno amoniacal se obtiene utilizando la base ácida de iones de ácido bórico y una solución que contiene ácido clorhídrico frente al tablero Tiandai.



B. Procedimiento

a. Digestión. Se pesó un aproximado de 0,5 g de muestra seca en papel exento de nitrógeno, utilizar la balanza analítica "Mettler Toledo" ML 204 con un máximo de 220 g, d = 0,1 mg, y transferir a un tubo de vidrio esmerilado de 250 mL. Luego, coloque dos núcleos de células hirviendo en cada tubo de asimilación, dos tabletas Kjeldahl Velp Scientifica (3.5 g K_2SO_4 ; 0.105 g $CuSO_4 \cdot 5H_2O$; 0.105 g TiO_2) y 20 ml "Fisher" de 96 grados, concentración de ácido sulfúrico para la etapa de análisis. A continuación, coloque el tubo en la unidad de digestión y precaliente el "VELP Scientifica DK6" a 420 °C durante una hora. Cuando se acabe el tiempo, deje que el tubo de ensayo se enfríe durante 10 min y luego agregue 100 ml de agua destilada tipo II (García & Fernández, 2012, pág 4).

b. Destilación. Transfiera el contenido del tubo a un vial de 500 ml y se agregue lentamente 100 ml de la solución de hidróxido de sodio al 40% p/v preparada a partir de 400 g de hidróxido de sodio analítico de la marca JT. La panadería logró suspender el agua en 1000 ml tipo II. A continuación, disuelva 25 ml de la solución de ácido bórico al 4% preparada con 10 g del analizador de ácido bórico de la marca Fisher en agua caliente para preparar 250 ml de agua destilada clase II. Alternativamente, 5 gotas de sal de Tashiro (que contienen 100 mg de azul de bromocresol disuelto en 100 mg de rojo de metilo y 100 ml de metanol en una proporción de 2: 1), agregue la mezcla a matraces Erlenmeyer y mezcle con un filtro de membrana. Finalmente, mezcle la muestra durante 25 min hasta que el indicador cambie de rojo a verde (Garcia & Fernández, 2012, pág 6).

c. Titulación. Primero, utilizando 8,23 ml de ácido clorhídrico concentrado al 37%, analizar el nivel, utilizando la marca de Fisher, preparar 1000 ml de ácido clorhídrico 0,1 N (M) en agua pura tipo II. Luego escriba una solución a la fórmula de Fisher y analice el carbonato de sodio reputado. Luego agregue 25 ml de la solución ácida a la bureta y anote la composición en el matraz Erlenmeyer hasta que la aguja indicadora se vuelva verde a lavanda. (V_A) (Garcia & Fernández, 2012, pág 6).

C. Cálculos

$$\% NT = \frac{V_A \times 1.4997 \times M}{m} \times 100 \dots \dots \dots \text{Ec. 10}$$

$$\% P = \% NT \times F \dots \dots \dots \text{Ec. 11}$$

Donde:

NT = % N total

P = % de proteína bruta

V_A = volumen en mL de HCl 0,1 N gastado en la titulación de la muestra

1,4007 = mili equivalentes en peso de N x 100 %

M = molaridad del HCl estandarizado

m = peso de la muestra en g (gramos)

F = 6,25: factor de conversión de proteína para productos cárnicos

3.3.1.3.4. Determinación de grasa

Para dicho análisis se utilizó el método AOAC.960.39

A. Principio del método. Los extractos intactos u oleosos a base de lípidos, ácidos grasos y sustancias imperdonables (disolventes en disolventes solubles) se consideran un material fuerte, duradero y continuo. En el material Soxhlet pequeño se utiliza una pequeña cantidad de materia orgánica. Solución (hexano). El solvente se evapora y llega al refrigerador, donde se condensa, y luego cae al compartimiento de la muestra, liberando al analista de interés. La cantidad de grasa presente en la muestra seca se obtuvo consumiendo energía y discriminando entre el peso del globo antes de la inhalación y la grasa después del secado (Guzmán, 2012, pág 33).

B. Procedimiento. Primero, se pesó un aproximado de 1 g de muestra seca en un trozo de papel filtro cualitativo (M_1), en una balanza analítica “Mettler Toledo” ML 204 max 220 g, d= 0,1 mg, y se lo introdujo dentro del sifonador del equipo micro Soxhlet de 25 mL. Seguidamente, se colocaron aproximadamente 20 mL de hexano grado analítico “J.T. Baker” y 4 núcleos de ebullición en los balones de micro Soxhlet previamente tarados a 103 ± 2 °C por 30 minutos (M_0), en una estufa “Memmert”. Luego, se armaron los equipos micro Soxhlet y se realizó la extracción con hexano por 1 hora, a razón de 3 a 6 gotas por segundo. Después, se colocaron los balones con el solvente en la estufa por 20 minutos, a 60 ± 2 °C para eliminar el solvente.

C. Por último, se dejó enfriar los balones con el residuo en un secador de vidrio hasta alcanzar la temperatura ambiente y se los pesó (M_2) (Guzmán, 2012, pág 33).

D. Cálculos

$$\% GT = \frac{(M_2 - M_0)}{M_1} \times 100 \dots \dots \dots \text{Ec. 12}$$

Donde:

GT = porcentaje de grasa total

M_2 = peso en g del balón con el residuo de grasa luego del secado

M_0 = peso en g del balón vacío + núcleos de ebullición

M_1 = peso en g de la muestra

3.3.1.4. Características elementales:

Dichas determinaciones de igual manera se realizaron en el laboratorio FIAL-UNALM, de los cuales podemos describir a los siguientes elementos principales encontrados en la *phyllactis rígida* (valeriana estrella):

3.3.1.4.1. Determinación de Nitrógeno (N)

Para dicho análisis se usó el Método de Kjeldahl

A. Procedimiento

a. Digestión: Se pesaron 0,2 g en una balanza analítica de la muestra de valeriana, se colocó en un tubo de digestión y se adicionó 1 g de la mezcla catalizadora (sulfato de sodio y sulfato de cobre) y 3 mL de ácido sulfúrico. Estos tubos se colocaron en un baño de digestión y se calentaron a 380 ± 20 °C hasta que la mezcla digerida se volvió verde claro (90 min para la muestra de valeriana). Luego calentar el tubo y agregar lentamente 20ml de agua destilada y remover.

b. Destilación: Se agregaron 5 mL de solución de ácido bórico que contenía el indicador a un matraz Erlenmeyer y se colocó a la salida del condensador, y se colocó un tubo de vidrio que contenía una muestra mineralizada o digerida en la salida de la solución estática y se colocaron 20 mL de la solución de hidróxido de sodio. Se destila durante 90 min.

c. Titulación: Se tituló el destilado con solución de HCl (ácido clorhídrico) hasta el viraje del color del indicador de verde a gris rosado. Se registró el consumo de ácido en el ensayo en el blanco y en las muestras.

B. Cálculos

El porcentaje de Nitrógeno (N) en las muestras se calcula a partir de la siguiente ecuación:

$$N = \frac{(V_m - V_b) \times c(H^+) \times M_N \times 0.1}{m} \dots\dots\dots \text{Ec. 13.}$$

Donde:

N: contenido total de nitrógeno, en %.

V_m : mL de la solución de HCl consumidos en la titulación de la muestra.

V_b : mL de la disolución de ácido consumidos en la titulación del blanco.

$c(\text{H}^+)$: concentración de H^+ en la solución de ácido, en mmol/mL.

M_N : peso de un mmol de nitrógeno, en mg/mmol (=14)

m: masa de la muestra, en g.

3.3.1.4.2. *Determinación de Fosforo (P)*

Para analizarlo se usó el Método del azul de molibdeno y se realizó el siguiente procedimiento:

- Se pesó 5 g de muestra deseca de valeriana en un capsula de porcelanito
- Se añadió 1,5 mL de disolución de nitrato de magnesio al 50%
- Se mezcló y se llevó a evaporar en un baño a vapor
- Luego se carbonizo la muestra. La cual se transfirió la muestra a una mufla durante 12 horas a 550°C
- Se apagó la mufla y se dejó enfriar su temperatura hasta llegar a los 50°C
- Se retiró la capsula y se dejó enfriar en un dessecador
- Se añadió 1 ml de agua y 2 ml de ácido nítrico concentrado, y estos contenidos se transfieren a un matraz de 100 ml.
- Se midió 5 mL de la muestra, agregándolo 10 mL de la disolución 1, 1 mL de la disolución 2 y 5 mL de la solución 3 (Ver anexo IV). Luego se mezcló y aforo a 100 mL.
- Finalmente se dejó en reposo por un tiempo de 20 a 30 minutos, para luego proceder a leer una longitud de onda de 660 nm.

3.3.1.4.3. *Calcinación de la muestra para la determinación de B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Na y Zn en la phyllactis rígida (valeriana estrella), En mufla a 500°C*

Según Sadzawka, Grez, Carraszo, & Mora (2004), nos dan a colocar el siguiente procedimiento:

A. Principio. Los tejidos de muestra de plantas secas y molidas se calculan a 500 °C. La ceniza se disuelve en HCl diluido y en la disolución resultante, se calculan B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Na y Zn.

Nota 1: Este método no es adecuado para As, Hg, S y Se.

- Para tejidos vegetales azucarados o aceitosos, es posible que se necesiten soluciones adicionales para facilitar la calcinación. (H_2SO_4 10%, HNO_3 69% o $Mg(NO_3)_2 \cdot 2H_2O$ 7%).
- Este método no se recomienda para tejidos vegetales ricos en Si debido a la escasa recuperación de oligoelementos, en particular Zn y Fe.

B. Equipos y materiales especiales

- Vaso o cápsula de porcelana o sílice de 30 ml con tapa o cristal de reloj.
- Mufla.
- Placa calefactora.

C. Reactivos. Se usó agua con una conductividad específica de 0,2 mS / mo menos a 25°C.

Nota 2: Se debe usar agua de esta calidad en Reactivos y Procedimiento.

- HCl: HCl 37% d=1,19 kg/L y 3.2.2. HCl 32% d=1,16 kg/L
- HCl 2 mol/L. se diluyo 166 mL de HCl 37% o 197 mL de HCl 32% con agua y se llevó a 1 L.

D. Procedimiento

- Se pesó de 1 a 3 g de la muestra de tejido vegetal seco (con una precisión de 0,01 g) y triturar hasta 1 mm en un crisol. Incluye dos celdas en blanco y una muestra de referencia.

- El crisol se coloca en el matraz y se calentó lentamente a 500 °C durante 2 h. Se cocinó a 500°C durante 4-8 horas.

Nota 3: Para evitar el agotamiento potencial de B, Cu, Fe, K y Mn, la temperatura no debe exceder los 500 °C.

- Se dejó enfriar la mufla a temperatura ambiente, abra lentamente la puerta, retire el crisol, mantenga la ceniza en reposo y cierre la tapa.
- Cerrar la tapa y añadir con cuidado 12 ml de agua para humedecer las cenizas.
- Agregar 10 mL de ácido clorhídrico 2 mol / L y llevar a ebullición en una estufa eléctrica. Luego se enfría.
- El contenido del crisol se filtró a través de un papel de filtro con un tamaño de poro de 3 mo menos, y el filtrado se colocó en un matraz aforado de 50 mL o 100 mL. Enjuagar con agua y aplicar maquillaje.
- Concentraciones de Ca, Mg, K, Na, Cu, Fe, Mn, Zn, B durante la filtración.

3.3.1.4.4. *Determinación de Potasio (K), Calcio (Ca), Magnesio (Mg) y Sodio (Na)*

Para este análisis se realizó una calcificación y se utilizaron cálculo medidas en emisión atómica y espectroscopía de absorción.

- A. Principio. Usando un filtro de cálculo, la presión de Ca, K, Mg y Na se determina agregando espectrofotometría y la liberación de átomos de acetileno y llamas en el aire, y agregando La (lantano) para reducir la interferencia.
- B. Materiales y equipos especiales. Se usó un espectrómetro de absorción atómica (EAA) equipado con una lámpara de Ca y Mg.
- C. Reactivos
- Usamos agua con una conductividad específica de no mayor a 0,2 mS/m a 25 °
- C. Nota: Use esta agua para reactivos y procedimientos.
- Se usó de HCl: HCl 37% d = 1,19 kg/L y HCl 32% d = 1,16 kgL

- Se utilizó una disolución estándar de Ca 1000 mg/L, se encuentra disponible en el mercado.
 - Se utilizó disolución estándar de K, 1000 mg / L K, disponible comercialmente.
 - Se utilizó una disolución estándar de Mg, 1000 mg / L de Mg. Está disponible en el mercado.
 - Se utilizó disolución estándar de Na, 1000 mg / L de Na. Está disponible en el mercado.
 - Se usó una disolución de La (lantano), 10 g/L de La. Se disolvió 31,2 g de nitrato de lantano hexahidrato, $La(NO_3)_3 \cdot 6H_2O$, en agua en un matraz aforado de 1000 mL. Se agregó 83 mL de HCl 37% o 98 mL de HCl 32% y se enrasó con agua. Y se disolvió 11,7 g de óxido de lantano, La_2O_3 en alrededor de 200 mL de agua en un matraz aforado de 1000 mL. Se colocó en un baño de agua fría y se agregó lentamente y con agitación constante, 100 mL de HCl 37% o 120 mL de HCl 32%. Enfriar y luego se enrasó con agua.
 - Se usó una disolución de La, 1,04 g/L de La. Se diluyó 104 mL de la solución de La de 10 g/L a 1000 mL con agua.
 - Se usó una serie de estándares mezclados de Ca, K, Mg y Na.
Se añadió lo siguiente a seis matraces aforados de 1000 ml: 0-5-10-15-20-25 ml de disolución estándar de 1000 mg / L de Ca, 0-5-10-15-20-25 ml de una disolución estándar de 1000 mg/L de K, 0-1-2-3-4-5 ml de solución estándar de 1000 mg / L de Mg, 0-1-2-3-4-5 ml de solución Estándar de 1000 mg / L de Na , Se hicieron 10 muescas usando 100 mL g/L de La y solución acuosa.
Esta serie de estándares mezclados contiene 0-5-10-15-20-25 mg/L de Ca y K y 0-1-2-3-4-5 mg/L de Mg y Na.
- Nota 2:** Si, debido a los síntomas de EAA, se ve obligado a utilizar otra zona de concentración para mantener la lectura dentro del rango de esta línea, siga la técnica descrita como guía y proceda con las correcciones necesarias.

D. Procedimiento

- Se transfiere a un recipiente adecuado que contenga 1 mL de la muestra filtrada y el blanco calcificado.
- Se agregó 24 mL de la solución de 1,04 g/L de La. Luego se mezcló.

- En el EAA, utilizando una llama de acetileno en el aire, calibre con un conjunto estándar mixto de Ca, K, Mg y Na y lea las siguientes concentraciones: Ca para absorción a 422,7 nm, Mg para absorción a 285,2 nm, K para emisión a 766,5 nm y Na para emisión a 589,0 nm.

E. Cálculos

Los cálculos de las concentraciones de Ca, Mg, K y Na en la muestra se dan en % o g / kg, dependiendo de:

$$Ca, Mg, K \text{ o } Na (\%) = \frac{(a-b) \times V \times 0.0025}{m} \dots\dots\dots Ec. 14$$

Donde:

- a = mg/L de Ca, Mg, K o Na en la filtración de la muestra
- b = mg/L promedio de Ca, Mg, K o Na en los filtrados de los blancos
- V = volumen final en mL
- m = masa en g de muestra

3.3.1.4.5. Determinación de Zinc (Zn), Cobre (Cu), Manganeso (Mn) y Hierro (Fe)

Para este análisis se utilizó la calcinación y cálculos por espectroscopía de absorción atómica.

A. Principio. El filtrado utilizado se obtuvo de la calcinación y las concentraciones de Cu, Fe, Mn y Zn se determinaron mediante espectrometría de absorción atómica con llama de aire y acetileno.

B. Equipos y materiales especiales. Espectrómetro de absorción atómica con focos de Cu, Fe, Mn y Zn.

C. Reactivos

- Se usó HCl: HCl 37% d=1,19 kg/L y HCl 32% d=1,16 kg/L
- Se usó una disolución estándar de cobre, 1000 mg/L de Cu comercializable.
- Se usó una disolución estándar de hierro, 1000 mg/L de Fe comercializable.
- Se usó una disolución estándar de manganeso, 1000 mg/L de Mn comercializable.

- Se usó una disolución estándar de cinc, 1000 mg/L de Zn comercializable.
- Se usó una disolución de estándares combinados de Cu, Fe, Mn y Zn.

Se agregó al matraz aforado de 200 mL, 5 mL de la solución estándar de 1000 mg/L de Cu, 10 mL de la solución estándar de 1000 mg/L Fe y 10 mL de la solución estándar de 1000 mg / L. Use hasta los 5 mL marca de la solución estándar 1000 mg/L de Mn, Zn y agua.

Esta disolución contiene 25 mg/L de Cu y de Zn y 50 mg/L de Fe y Mn.

- Serie de estándares combinados de Cu, Fe, Mn y Zn.

Se agregó a 7 matraces aforados de 250 ml: 0-1-2-5-10-20 Se utilizaron hasta 30 ml de solución estándar mixta de Cu, Fe, Mn y Zn, 8 ml de HCl al 37% (3.1.1) o 10 ml de HCl al 32% y se usó agua hasta enrasar.

Los estándares en serie contiene 0,0-0,1-0,2-0,5-1,0-2,0-3,0 mg/L de Cu y de Zn, y 0,0-0,2-0,4-1,0-2,0-4,0-6,0 mg/L de Fe y Mn.

Nota 1: Si, debido a los síntomas de EAA, se ve obligado a utilizar otra zona de concentración para mantener la lectura dentro del rango de esta línea, siga la técnica descrita como guía y proceda con las correcciones necesarias.

D. Procedimiento. Filtro y espacio muestra obtenido del cálculo y uso de un espectrómetro de absorción atómica con llama de acetileno en aire, utilizando un rango de concentraciones mixtas de Cu, Fe, Mn y Zn (3.7). La densidad de lectura fue 324,7 nm para Cu, 248,3 nm para Fe, 279,5 nm para Mn y 213,8 nm para Zn.

E. Cálculos

Los Cálculos de las aglutinaciones de Cu, Fe, Mn y Zn en la muestra, se dio en mg/kg, según:

$$Cu, Fe, Mn o Zn (mg/kg) = \frac{(a-b) \times V}{m} \dots\dots\dots Ec. 15$$

Donde:

a = El filtrado de la muestra se da mg/L de Cu, Fe, Mn o Zn

b = En los filtrados de los blancos se da mg/L promedio de Cu, Fe, Mn o Zn

V = obtenido de la calcinación el volumen final en mL

m = obtenido de la calcinación la masa en g de muestra

3.3.1.4.6. Determinación de Boro (B)

A. Principio. Se usó un filtrado que se extrajo en la calcificación por lo tanto para dicho análisis se utilizó el método de determinación colorimétrica con azometina-H.

B. Equipos y materiales especiales. Se utilizó un espectrofotómetro visible con una celda con una longitud de trayectoria óptica de 10 mm.

C. Reactivos

Nota 1: Para evitar que el Boro (B) se caiga del vaso, llénelo con 4 mol/L de HNO_3 , déjelo reposar por la noche y límpielo como de costumbre. Los materiales y las soluciones estándar deben transferirse a recipientes de plástico inmediatamente después del procesamiento.

- Se utilizó agua destilada con una conductividad específica no mayor a 0,2 mS/m y un pH de 5,6 o más a 25 °C. Nota 2: Utilice agua de este grado para reactivos y procedimientos.
- Se usó HCl: HCl 37% d=1,19 kg/L y HCl 32% d=1,16 kg/L
- Se usó HCl 2 mol/L. Se preparó diluyendo 166 mL de HCl 37% o 197 mL de ácido clorhídrico 32% con agua a 1 L.
- En la disolución tampón. Se disolvió 250 g de CH_3COONH_4 , y 15 g de EDTA-disódico (sal disódica del ácido etilendinitrilotetraacético) en 400 mL de agua. Se agregó 125 mL de ácido acético 100%, d=1,05 kg/L, y luego se mezcló.
- En la disolución de azometina-H 9 g/L y ácido ascórbico 20 g/L. Se disolvió 0,9 g de azometina-H, $C_{17}H_{12}NNaO_8S_2$, y 2 g de ácido ascórbico, $C_6H_8O_6$, en 100 mL de agua. Luego se guardó a refrigeración en un pote de plástico y cambiar cada 15 días.

- En la disolución estándar de B (1000 mg/L de B). Se disolvió 5,715 g de H_3BO_3 en agua y se diluyó a 1000 mL. Nota 3: El H_3BO_3 no debe deshidratarse porque pierde agua y se transforma en HBO_2 .
- En la disolución estándar de B (100 mg/L de B). Se disolvió 10 mL de la disolución estándar de 1000 mg/L de B a 100 mL con agua.
- Se usó una serie de estándares de boro. A 7 matraces aforados de 250 mL se agregó: 0-1-2-3-4-5-10 mL de la disolución estándar de 100 mg/L de B, 50 mL de HCl (2 mol/L) y se usó agua hasta el borde.

Esta serie de estándares contenía 0,0-0,4-0,8-1,2-1,6-2,0-4,0 mg/L de B.

D. Procedimiento

- Se tomó una pequeña cantidad de 2 mL de los filtrados de la muestra y de los blancos que provienen de la calcinación y de la serie de estándares de B en tubos de plástico.
- Se agregó 4 mL de disolución tampón y luego se mezcló.
- Se colocó 2 mL de la disolución de azometina y luego se mezcló.
- Se dejó estaable por 30 a 60 min, pero no por encima de 90 min.
- Finalmente se realizó la lectura la absorbancia contra agua a 430 nm.

E. Cálculos

- Se genera una curva de calibración utilizando la absorbancia y la concentración de B en una serie de soluciones estándar para calcular la ecuación de regresión óptima. Nota 2: coeficiente de regresión, R^2 , debe ser $> 0,99$. De lo contrario, repetir los análisis.
- Se calculó las conglomeraciones de B en los filtrados de la muestra y de los blancos por desarrollo de la ecuación de regresión.
- Se calculó la conglomeración de B en la muestra, en mg/kg, según:

$$B (mg/kg) = \frac{(a-b) \times V}{m} \dots\dots\dots Ec. 16$$

Donde:

a = El filtrado de la muestra en mg/L de B

b = Los filtrados de los blancos en mg/L promedio de B

V = Obtenido de la calcinación el volumen final en mL

m = Obtenido de la calcinación es la masa en g de muestra

3.3.1.4.7. Determinación de Azufre (S)

A. Principio. Se usó un filtrado que se extrajo en la calcificación por lo tanto para dicho análisis se utilizó el método de determinación con la conglomeración de S – SO₄ por turbidimetría del sulfato de B.

B. Equipos y materiales especiales. Se usó un Espectrofotómetro observable con cubetas de una longitud de paso de luz de 10 mm.

C. Reactivos

- Se usó agua destilada con una conductividad específica no mayor de 0,2 mS/m a 25°C y un pH mayor de 5,6. Nota 1: Se usó agua de esta calidad en Reactivos y Procedimiento.
- Se usó HCl: HCl 37% d=1,19 kg/L y HCl 32% d=1,16 kg/L
- Se usó HCl 2 mol/L. Se preparó diluyendo 166 mL de ácido clorhídrico 37% o 197 mL de HCl 32% con agua y se llevó a 1 litro.
- Se usó una disolución de Mg(NO₃)₂, 95%. Se disolvió 950 g de Mg(NO₃)₂·6H₂O en agua y diluir a 1 litro.
- Se usó una disolución de BaCl₂-Tween 80. Se disolvió 20 g de 6BaCl₂·2H₂O y 20 mL de Tween 80 en agua y diluir a 100 mL.
- Se usó una disolución estándar de 1000 mg/L de S. Se disolvió 5,435 g de K₂SO₄, seco a 105°C, en agua y se diluyó a 1 litro.
- Se utilizó una serie de soluciones patrón S. Se añadieron 1000 mg / LS solución patrón 0-1-2-3-4-5 ml, 50 ml de HCl (2 mol / L) y 10 ml de disolución de Mg a 6 matraces aforados de 250 ml. Se utilizaron nitratos y agua para compensar la señal. Este estándar contiene 0-4-8-12-16-20 mg / L de S.

D. Procedimiento

- Se colocaron en un vaso de precipitados una muestra de 10 ml, el blanco filtrado y la serie estándar S.
- Se añadió 1 ml de disolución de cloruro de bario-Tween 80 y mezcle bien.
- Se dejó actuar durante 30 min.
- La absorbancia con respecto al agua se agita y se lee a una longitud de onda de 440nm. Nota 2: Se debe leerse dentro de las 3 horas.

E. Cálculos

- Se trazó una curva estándar usando una serie de absorbancias y concentraciones estándar de S para calcular la ecuación de regresión óptima..
Nota 3: El coeficiente de regresión, R^2 , debe ser $> 0,99$. De lo contrario, repetir los análisis.
- Se calculó las conglomeraciones de S en los filtrados de la muestra y de los blancos por cálculos de la ecuación de regresión.
- Se calculó la conglomeración de S en la muestra, en % o en g/kg, según:

$$S (\%) = \frac{(a-b) \times 0.005}{m} \dots\dots\dots \text{Ec. 17}$$

Donde:

a = mg/L de S en el filtrado de la muestra

b = mg/L promedio de S en los filtrados de los blancos

m = masa en g de muestra

3.3.2. Descripción de los instrumentos

A. Libreta de Notas: Se utiliza para registrar las actividades realizadas como parte de la investigación.

B. Cámaras: Este equipo fue de utilidad para tomar fotografías que sirva como evidencia durante el desarrollo del trabajo y de esta manera enriquecer el diseño o proceso de investigación.

C. Las revistas científicas: Estos se utilizaron como herramientas para transferir información científica y generar hipótesis y conclusiones para el desarrollo posterior del proyecto.

D. Equipos de laboratorio: Se utilizó una balanza analítica, termómetro digital, potenciómetro manual, envases de vidrio, coladores, paletas, coladores de acero inoxidable, ollas, refrigeradora, otros referentes a la investigación.

E. Libros y la web: Fueron utilizados para búsqueda de conocimiento e información

3.3.3. Procedimiento de validación de Instrumentos

La revisión de la información obtenida mediante la aplicación de los instrumentos utilizados en el estudio de investigación: “caracterización físico-químico, proximales y Elemental de la *Phyllactis rígida* “Valeriana estrella” así como contenido de polifenoles y capacidad antioxidantes de la *Phyllactis rígida* “valeriana estrella”, fueron:

A. La clasificación de la información se hizo la codificación y tabulación de los datos.

B. La recolección de datos se realiza a través de la observación, los resultados de las pruebas, estos serán realizados directamente por el investigador. Posteriormente, se realizará un análisis de datos, que implica modificar los datos descritos de manera que se puedan investigar, retransmitir, clasificar y manipular para producir información descriptiva.

3.4. Técnicas para el procesamiento de la información

En el proceso de análisis de datos, el análisis compara los datos obtenidos de los distintos análisis con otros estudios realizados sobre el contenido total de polifenoles y la actividad antiinflamatoria de diferentes bebidas. Se utilizaron agentes oxidantes y los autores realizaron estudios para identificar y analizar las propiedades físico-químicas (vecinas) y elementales de los tallos, hojas y raíces de una variedad de diferentes especies de árboles. Para presentar los resultados, las personas utilizaron gráficos de líneas e histogramas de los resultados mediante el análisis de otros estudios.

CAPITULO IV. RESULTADOS

4.1. Análisis de resultados

4.1.1. Las muestras de *phyllactis rígida* “Valeriana Estrella”

En la figura 9 se muestran plantones silvestres nativos de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) provenientes de los Páramos (Puna- Paugar), Distrito de Huacachi, provincia Huari-Ancash.



Figura 9. Plantas silvestres nativas de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella).
Fuente:Elaboración de propia

En la figura 10 se muestra la recolección de las plantas silvestres nativas de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) del campo, con la importante colaboración o ayuda de los pobladores del Distrito de Huacachi, Provincia de Huari-Ancash.



Figura 10. Recolección de las plantas silvestres nativas de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella). Fuente: Elaboaración propia

En la figura 11 se muestra las plantas de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) en los laboratorios de los Alimentos y Tecnología de los Alimentos -UNJFSC y Calidad total de la Molina-UNALM, seleccionadas y acondicionadas para los diferentes análisis y determinaciones realizadas (se acondiciono aproximadamente 6 kg de muestra).



Figura 11. Muestras de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) en el laboratorio.).
Fuente: Elaboración propia

4.1.2. Características físicas

En la tabla 5 se da a conocer el contenido de pH y solidos totales de las muestras de los extractos obtenidos de las raíces de *phyllactis rígida* de los cuales se obtuvo un valor de 5.7 de pH (pHmetro marca Hanna) y 6.2 °Brix de solidos totales (refractómetro marca Hanna).

Tabla 5.
Contenido de pH y solidos totales de la muestra de phyllactis rígida

Muestras	pH	Solidos totales (°Brix)
R1	5,9	6,09
R2	5,6	6,15
R3	5,7	6,35
Promedio	5,7	6,20
Des. Estándar	0,15	0,14

4.1.3. Características químicas

4.1.3.1. Contenido de polifenoles totales

En la tabla 6 se muestran los resultados del uso de la prueba de Folin-Ciocalteu para medir el contenido de polifenoles para calcular los polifenoles totales en la planta de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella), evaluados tanto de la raíz como de las hojas, fue necesario utilizar la curva de calibración empleando como patrón o medida estándar al ácido gálico, la gráfica de dicha curva se puede visualizar e en la figura 12 donde se obtiene la relación lineal; Absorbancia, 760 nm = 0,0109 (mg ÁC. Gálico) + 0,0502, y con un $r^2=1$.

Tabla 6.

Contenido de polifenoles totales de la muestra de phyllactis rígida

Parte de la Planta	Polifenoles Totales (mg EAG/g muestra)				
	R1	R2	R3	Promedio	Desv. Est.
Hoja	31,79	33,71	34,29	33,26	1,31
Raíz	13,44	13,71	13,87	13,67	0,22

R; repeticiones. EAG; Equivalente ácido gálico

Los resultados obtenidos de la determinación del contenido de polifenoles de la *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) realizados a las hojas y raíces, lo cual se observa que hay una diferencia significativa en un nivel de confianza del 95% con los valores promedios de 33,26 mg EAG/g de hojas de Valeriana estrella y 13,67 mg EAG/g de raíces de Valeriana estrella.

En la figura 12 se da a conocer la curva de calibración del patrón ácido gálico para la cuantificación del contenido de polifenoles totales en las hojas y raíz de *phyllactis rígida*; así como también en la figura 13 se da a conocer una relación del contenido promedio de polifenoles totales que se determinaron en las hojas y raíces de *la phyllactis rígida*.

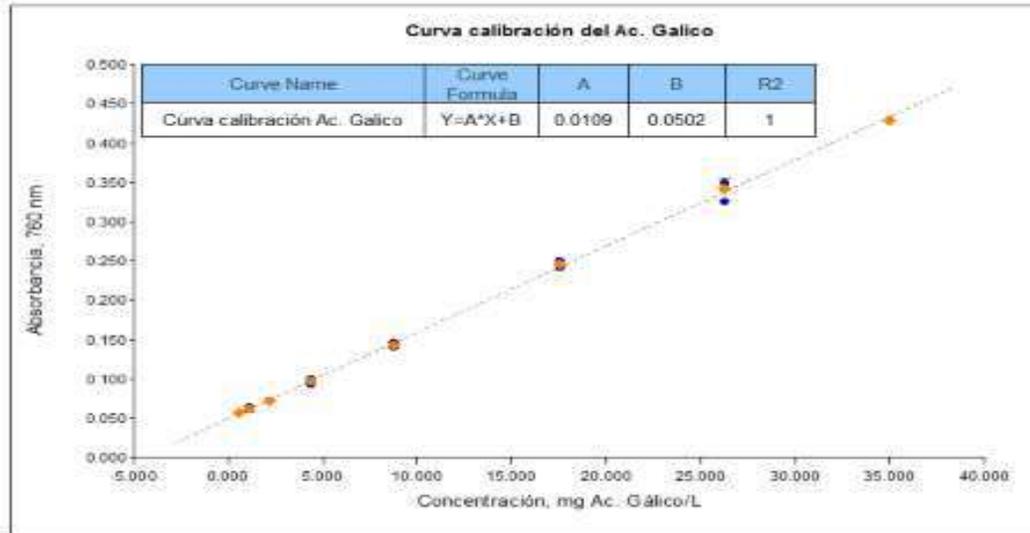


Figura 12. Curva de Calibración del contenido de polifenoles totales en las hojas y raíz de *phyllactis rígida*.

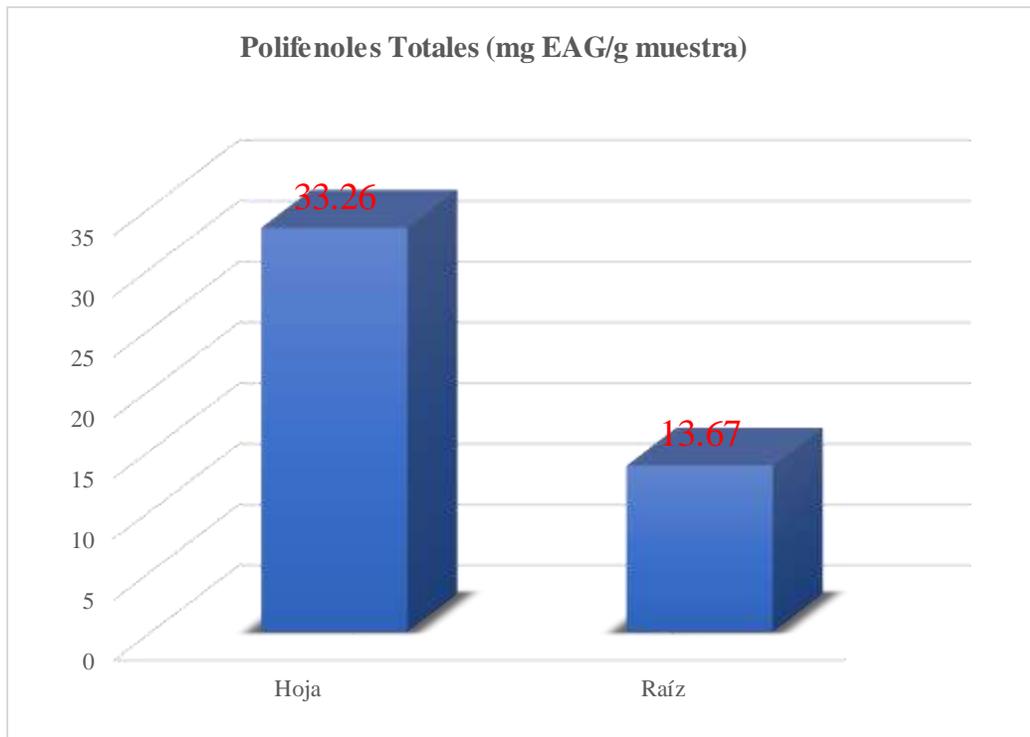


Figura 13. Contenido de polifenoles totales de la muestra de *phyllactis rígida*.

4.1.3.2. Capacidad antioxidante

En el análisis de la determinación de capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) se realizó por los métodos de DPPH, ABTS+, FRAP y ORAC.

4.1.3.2.1. Método DPPH

Para el análisis de determinación de la capacidad antioxidante por el método DPPH se realizó el cálculo del porcentaje de inhibición de DPPH de las disoluciones seriadas del extracto o conocido como método de DPPH extractable, permitiendo de esta forma calcular el valor de IC50 C50 (concentración efectiva media) expresado en mg de hoja o raíz/mL de extracto de hoja o raíz de la *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella), los resultados obtenidos de la capacidad antioxidante fueron expresados en uMol/g muestra liofilizada. En la tabla 7 se visualiza los resultados de la muestra de hojas y raíces de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) obtenidas por el método DPPH por disolución del extracto.

Tabla 7.

Capacidad antioxidante de la hoja y raíz de la phyllactis rígida

Método	Parte de la planta		
	Hoja	Raíz	
DPPH (uMol/g muestra liofilizada)	R1	632,51	119,58
	R2	589,84	128,39
	R3	594,86	114,55
	Promedio	605,74	120,84
	Des. Estándar	23,32	7,01

R; repeticiones. EAG; Equivalente ácido gálico. ET; Equivalente Trolox

A. Cálculo del IC50 (Método DPPH) de la Hoja de la *phyllactis rígida*.

En la tabla 8 se muestran los resultados obtenidos del extracto de las hojas de la *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella), donde se calculó el valor de IC50 (concentración efectiva media) en la cual se ve que en las hojas muestra un valor de 2,53 mg /mL y en la raíz tiene un valor de 7,46 mg/mL. Además, en las figuras 14 y 15 se muestra los modelos de las relaciones lineales de la capacidad antioxidante por el método DPPH del extracto de Hoja de la *phyllactis rígida* para la estimación de IC50.

Tabla 8.

Cálculo del IC50 en la capacidad antioxidante de la Hoja de la *phyllactis rígida*

Concentración (mg/mL)	Porcentaje de Inhibición
1,78	34,75
0,89	18,84
0,22	5,58
0,11	0,86
IC50	50
2,53	

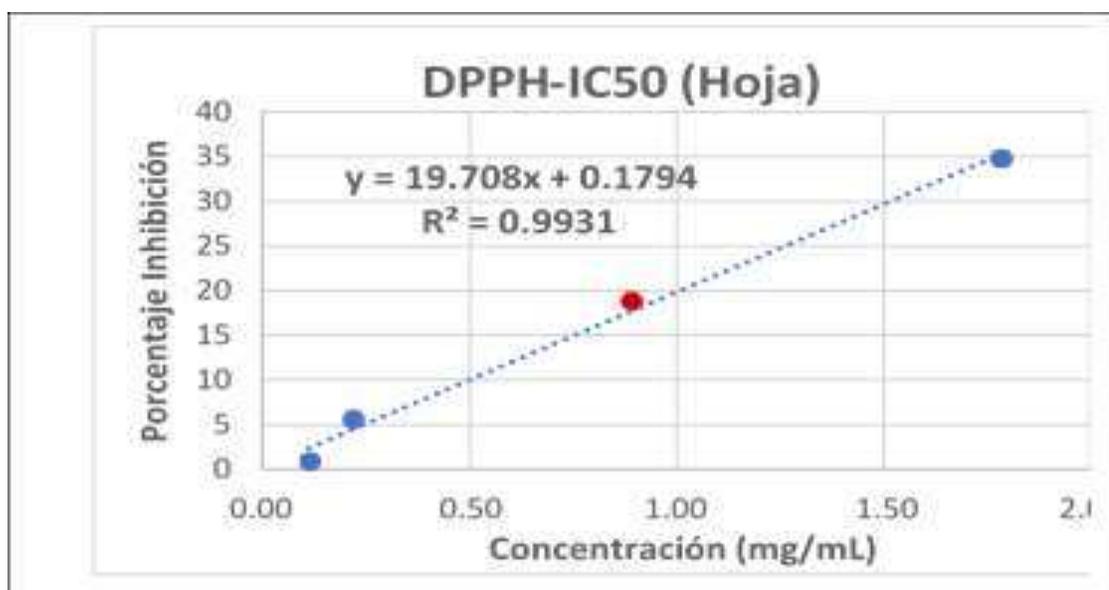


Figura 14. Relación lineal de la capacidad antioxidante del extracto de Hoja de la *phyllactis rígida*

B. Cálculo del IC50 (Método DPPH) de la Raíz de la *phyllactis rígida*.

Tabla 9.

Cálculo del IC50 en la capacidad antioxidante de la Raíz de la *phyllactis rígida*

Concentración (mg/mL)	Porcentaje de Inhibición
1,68	15,74
0,84	10,25
0,42	8,34
0,21	6,85
IC50	50
7,46	

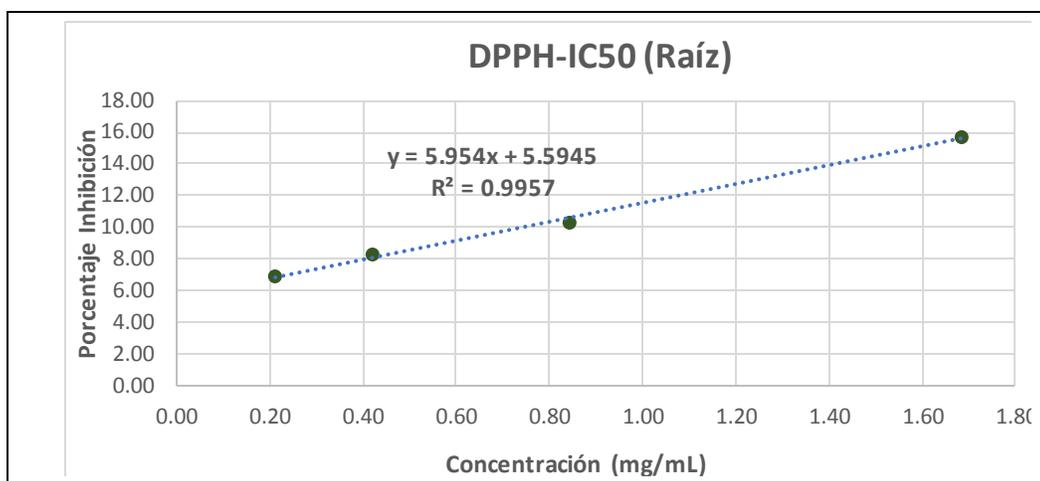


Figura 15. Relación lineal de la capacidad antioxidante del extracto de Raíz de la *phyllactis rígida*

4.1.3.2.2. Método ABTS+

En la tabla 10 se muestran los resultados de la capacidad antioxidante obtenidos por el método de ABTS+; calculados en referencia al equivalente de Trolox mediante una curva de calibración. En este método se muestra los valores promedios de las hojas en 731,54 uMol ET/g muestra liofilizada y de raíces en 413,87 uMol ET/g muestra liofilizada. Como se muestra en la figura 16 hay una gran diferencia de los valores de la capacidad antioxidante de las hojas y raíces de *phyllactis rígida*.

Tabla 10.

Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la *phyllactis rígida* por el método ABTS+

Método	Parte de la planta		
	Hoja	Raíz	
ABTS+ (uMol ET/g muestra liofilizada)	R1	736,74	392,77
	R2	730,50	459,72
	R3	727,36	388,75
	Promedio	731,54	413,75
	Des. Estándar	4,78	39,87

R; repeticiones. ET; Equivalente Trolox

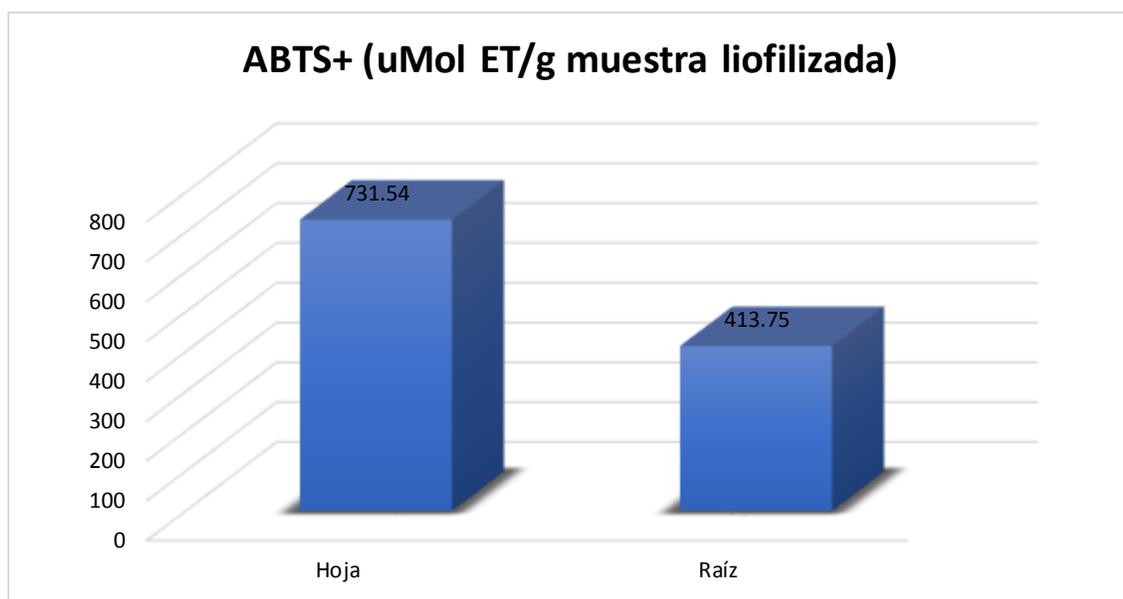


Figura 16. Valores promedios capacidad antioxidante de hojas y raíces de la *phyllactis rígida* por método ABTS+

4.1.3.2.3. Método FRAP

Los resultados de los valores de la capacidad antioxidante obtenidos por el método de FRAP se muestran en la tabla 11 y a la vez en la figura 17 se muestra los promedios obtenidos donde se muestra que hay una diferencia muy grande con respecto a los valores de las hojas (144,74 uMol EAG/g muestra liofilizada) en comparación con los valores obtenidos en las raíces (21,92 uMol EAG/g muestra liofilizada) de la *phyllactis rígida*.

Tabla 11.

Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la *phyllactis rígida* por el método FRAP

Método	Parte de la planta		
	Hoja	Raíz	
FRAP (uMol EAG/g muestra liofilizada)	R1	149,92	21,48
	R2	136,69	23,48
	R3	147,61	20,80
	Promedio	144,74	21,92
	Des. Estándar	7,07	1,39

R; repeticiones. EAG; Equivalente ácido gálico.

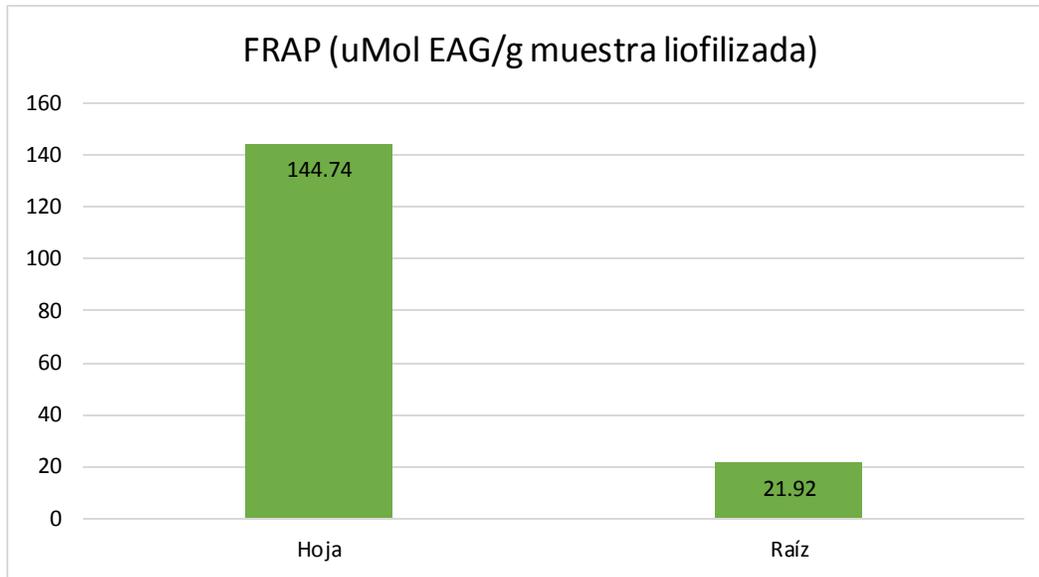


Figura 17. Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la *phyllactis rígida* por el método FRAP

4.1.3.2.4. Método ORAC

Los resultados de los valores de la capacidad antioxidante obtenidos por el método de ORAC se muestran en la tabla 12 y a la vez en la figura 18 se muestra los promedios obtenidos donde se muestra que hay una diferencia muy grande con respecto a los valores de las hojas (832,80 uMol ET/g muestra liofilizada) en comparación con los valores obtenidos en las raíces (276,14 uMol ET/g muestra liofilizada) de la *phyllactis rígida*.

Tabla 12.

Capacidad antioxidante de hojas y raíces de la *phyllactis rígida* por el método ORAC

Método	Parte de la planta		
	Hoja	Raíz	
ORAC (uMol ET/g muestra liofilizada)	R1	823,65	285,34
	R2	801,95	260,00
	R3	872,81	283,10
	Promedio	832,80	276,14
	Des. Estándar	36,31	14,03

R; repeticiones. ET; Equivalente Trolox

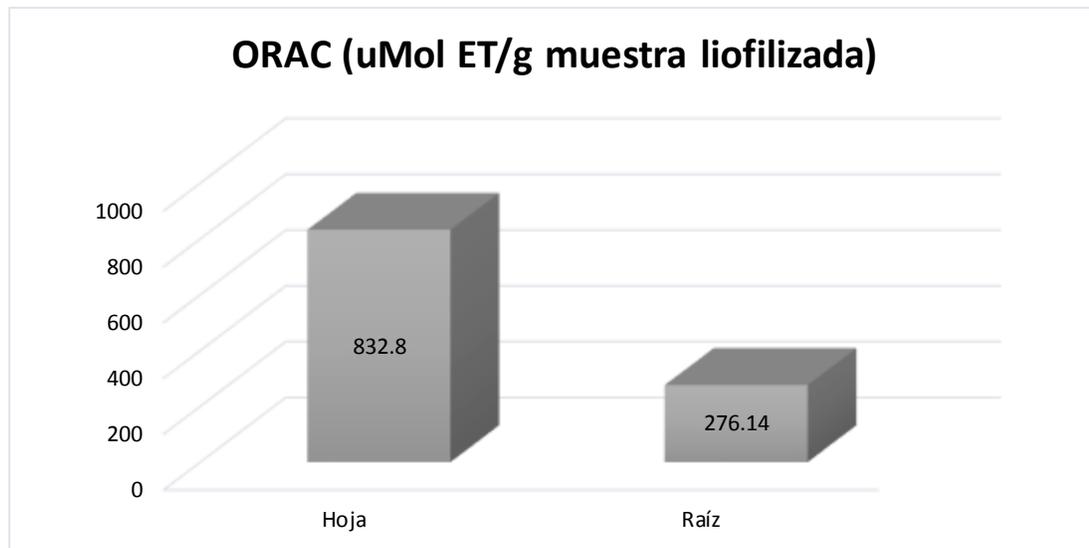


Figura 18. Capacidad antioxidante de las hojas y raíces de la *phyllactis rígida* por el método ORAC

4.1.4. Características proximales

4.1.4.1. Contenido de humedad

En la tabla 13 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido promedio de humedad donde podemos visualizar un 83,25 %.

Tabla 13.

Contenido de humedad en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Contenido de Humedad (%)
R1	82,35
R2	84,06
R3	83,35
Promedio	83,25
Des. Estándar	0,8591

4.1.4.2. Contenido de ceniza

En la tabla 14 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido promedio de ceniza donde podemos visualizar un 0,77 %.

Tabla 14.

Contenido de ceniza en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Contenido de Ceniza (%)
R1	0,80
R2	0,79
R3	0,73
Promedio	0,77
Des. Estándar	0,0379

4.1.4.3. Contenido de proteína

En la tabla 15 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido de proteína; donde podemos visualizar un promedio de 1,53 % del contenido en proteínas.

4.1.4.4. Contenido de grasa

A la vez en tabla 15 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido de grasa; donde podemos visualizar un promedio de 0,053 % del contenido en grasa.

Tabla 15.

Contenido de proteína y grasa en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Contenido de Proteína (%)	Contenido de grasa (%)
R1	1,52	0,058
R2	1,59	0,049
R3	1,49	0,051
Promedio	1,53	0,053
Des. Estándar	0,0513	0,0047

4.1.5. Características elementales

4.1.5.1. Contenido de nitrógeno

En la tabla 16 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido de nitrógeno; donde podemos visualizar un promedio de 1,990 % del contenido de nitrógeno.

4.1.5.2. Contenido de fosforo

En la tabla 16 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido promedio de fosforo donde podemos visualizar un 0,090 %.

Tabla 16.

Contenido de fosforo y nitrógeno en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Contenido de Fosforo (%)	Contenido de Nitrógeno (%)
R1	0,080	1,960
R2	0,080	2,020
R3	0,110	1,990
Promedio	0,090	1,990
Des. Estándar	0,0173	0,0300

4.1.5.3. Contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio

En la tabla 17 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto a los contenidos promedios de Potasio (0,760%), Calcio (0,593%), Magnesio (0,487%) y Sodio (0,1%).

Tabla 17.

Contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Composición de la Raíz de <i>phyllactis rígida</i>			
	Potasio (%)	Calcio (%)	Magnesio (%)	Sodio (%)
R1	0,770	0,58	0,46	0,11
R2	0,810	0,59	0,55	0,1
R3	0,700	0,61	0,45	0,09
Promedio	0,760	0,593	0,487	0,100
Des. Estándar	0,0557	0,0153	0,0551	0,0100

4.1.5.4. Contenido de cinc, cobre, manganeso y hierro

En la tabla 18 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto a los contenidos promedios de Zinc (70,333 ppm), Cobre (11,667 ppm), Manganeso (130,333 ppm) y Hierro (166,667 ppm).

Tabla 18.

Contenido de cinc, cobre, manganeso y hierro en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Composición de la Raíz de <i>phyllactis rígida</i>			
	Cinc (ppm)	Cobre (ppm)	Manganeso (ppm)	Hierro (ppm)
R1	71,000	12	132	173
R2	69,000	11	130	163
R3	71,000	12	129	164
Promedio	70,333	11,667	130,333	166,667
Des. Estándar	1,1547	0,5774	1,5275	5,5076

4.1.5.5. Contenido de boro

En la tabla 19 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido promedio de boro donde podemos visualizar un 41,667 ppm.

4.1.5.6. Contenido de azufre

A vez en la tabla 19 se muestra el resultado de la evaluación realizada (análisis realizado por triplicado) a la raíz de *phyllactis rígida* (Valeriana Estrella) con respecto al contenido promedio de azufre donde podemos visualizar un 0,210 %.

Tabla 19.

Contenido de boro y azufre en las raíces de la phyllactis rígida

Muestras	Contenido de Azufre (%)	Contenido de Boro (ppm)
R1	0,200	39,000
R2	0,230	41,000
R3	0,200	45,000
Promedio	0,210	41,667
Des. Estándar	0,0173	3,0551

4.2. Contrastación de las hipótesis

Para contrastar las hipótesis podemos decir que se acepta la hipótesis nula ya que con el uso de una tecnología apropiada si nos permitió evaluar las propiedades en caracterización físico, químico, proximales y elementales, así como las propiedades de polifenoles y capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella). Y además las tecnologías usadas en dichos análisis fueron eficientes y eficaces los cuales cumplieron nuestras expectativas esperadas.

CAPITULO V. DISCUSIÓN

5.1. Discusión de resultados

Según la OMS (2002) mediante un informe menciona que mas de la mitas de la porblacion habitante dce la tierra tienen una confianza completa en las medicinal tradicionales para resolver sus problemas de salud como resultado de circunstancias históricas y creencias culturales. Por ello el uso de plantas medicinales se remonta a la antigüedad y está registrado en varias historias históricas y culturales. Estas hierbas se clasifican en grupos de tratamiento según sus efectos farmacológicos. Una de las tantas plantas medicinales tenemos *phyllactis rígida* que es consumo (en especial las hojas y las raíces) por los pobladores del Distrito de Huacachi es uno de los dieciséis distritos de la Provincia de Huari, ubicada en el Departamento de Ancash por sus innumerables bondades que esta planta cuenta como las de calmar dolores de estómago, curar resfríos, entre otros. En los resultados de los diferentes análisis realizados encontramos que las raíces de *phyllactis rígida* tiene un $5,7 \pm 0,15$ pH y $6,2 \pm 0,14$ °Brix (determinación de las características físicas) lo cual lo podemos comparar con un yacón según resultados obtenidos ($6,17 \pm 0,015$ pH y $8 \pm 0,19$ °Brix) por Lupaca & Carpio (2011) en su estudio, además porque tiene un rabor dulce agradable. En los análisis de la determinación de las características químicas se analizó el contenido de polifenoles totales y capacidad antioxidante. Para determinar dichos contenidos los análisis se realizaron por triplicado tanto para las hojas y raíces de la *phyllactis rígida* teniendo un resultado en el contenido de polifenoles en $33,26 \pm 1,31$ mg EAG/g muestra en las hojas y un $13,67 \pm 0,22$ mg EAG/g muestra en raíces. El contenido de capacidad antioxidante también se realizó por triplicado por cuatro métodos como se muestra en la tabla 20, donde se da a conocer el contenido promedio de la capacidad antioxidante en las hojas y raíces de la *phyllactis rígida*. Además, en la figura 19 se muestra la diferencia del contenido promedio de capacidad antioxidante obtenido por cuatros métodos, donde podemos visualizar que hay una gran diferencia en el contenido de capacidad antioxidante de las hojas y las raíces obtenidos por los cuatro métodos.

Tabla 20.

Contenidos de capacidad antioxidante en hojas y raíces de la *phyllactis rígida*

Método	Promedios de la capacidad antioxidante	
	Hoja	Raíz
DPPH (uMol/g muestra liofilizada)	605,74	120,84
ABTS+ (uMol ET/g muestra liofilizada)	731,54	413,75
FRAP (uMol EAG/g muestra liofilizada)	144,74	21,92
ORAC (uMol ET/g muestra liofilizada)	832,8	276,14

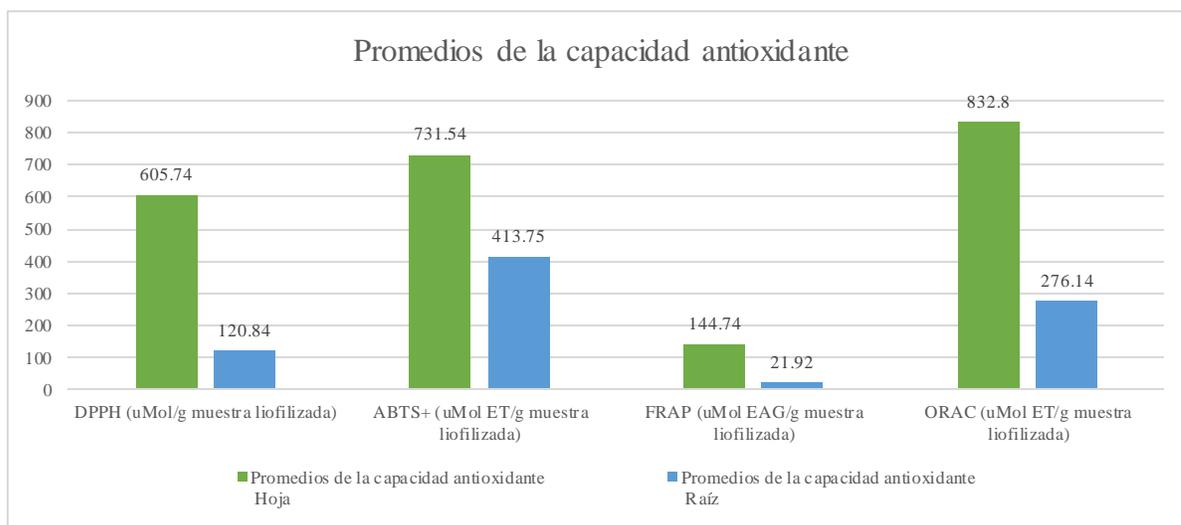


Figura 19. Contenidos promedios de la capacidad antioxidante en hojas y raíces de la *phyllactis rígida*

Si comparamos el contenido de polifenoles y capacidad antioxidante con el resultado obtenido de otros estudios como por ejemplo el estudio de Gálvez (2018); que realizo una determinación de capacidad antioxidante y contenido de polifenoles a hojas de higos, donde sus resultados obtenidos fueron de un 156,8 mM de Trolox eq/g de muestra seca en capacidad antioxidante y un 58,74 g de catequina eq/g de muestra seca en contenido de polifenoles. O más aún si comparamos con estudios realizados a plantas provenientes del mismo habitat como el estudio de Zenteno (2019); que realizo un estudio sobre la “Extracción de principios activos de estructura fenólica y evaluación de la capacidad antioxidante a partir de azorella compacta”, obteniendo los siguientes resultados como se muestra en la tabla 21 (en esta tabla se da a conocer una comparación de ambos estudios).

Por lo tanto según la comparación con estudios de Gálvez (2018) y Zenteno (2019), podemos asegurar que los componentes de polifenoles totales y capacidad antioxidantes de las hojas de la *phyllactis rígida* están en niveles muy cercanos a estos estudios realizados.

Tabla 21.

Polifenoles totales y capacidad antioxidante en la phyllactis rígida y Azorella Compacta

Compuesto	Muestras		
	<i>Phyllactis rígida</i>		Azorella Compacta
	Hojas	Raíz	
Compuestos polifenólicos	33,26 ± 1,31 mg EAG/g muestra	13,67 ± 0,22 mg EAG/g muestra	210,60 ± 19,63 mg GAE /100 g PS
C. antioxidante DPPH	605,74 (uMol/g muestra liofilizada)	120,84 (uMol/g muestra liofilizada)	812,5 (uMol/g muestra)
C. antioxidante ABTS+	731,54 (uMol ET/g muestra liofilizada)	413,75 (uMol ET/g muestra liofilizada)	512,27 (uMol ET/g muestra)

Fuente: Acondicionado de Zenteno (2019). Fuente: Se muestra la comparación de contenido de promedios de polifenoles totales y capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* y *Azorella Compacta*. (pag.63).

En la tabla 22 se da conocer una comparación con los valores obtenidos por Roman, Techeira, Yamarte, Ibarra, & Fasendo (2015) en su estudio sobre la caracterización físico-química y funcional a musáceas, raíces y tubérculos; y los valores de las características proximales de las raíces de la *phyllactis rígida* donde se observa que estos valores no tienen mucha diferencia con respecto a la torta residual de estudio.

Pero si podemos resaltar que en el contenido de grasa cruda el valor obtenido en la *phyllactis rígida* es muy bajo (0,05±0,005) lo cual es muy diferente a los todos los valores que se muestran en la tabla 22.

Tabla 22..

Características proximales de la raíz de la phyllactis rígida con otras raíces.

Composición (%)	Muestras								
	CY	RY	CB	RB	CT	RT	CC	RC	PR
pH	5,80±0,00	4,45±0,15	5,65±0,05	5,35±0,05	5,40±0,14	3,39±0,12	8,12±0,88	7,25±0,35	5,70±0,15
Humedad	6,72±0,22	8,69±0,17	6,75±0,09	8,29±0,04	3,44±0,14	3,39±0,12	8,12±0,88	7,25±0,35	83,25±0,06
Cenizas	5,55±0,08	1,50±0,02	3,38±0,03	1,24±0,03	10,79±0,13	1,14±0,03	10,21±0,23	1,21±0,01	0,77±0,04
Proteína cruda	5,62±0,00	1,33±0,00	2,81±0,00	1,14±0,00	9,06±0,00	3,98±0,00	5,51±0,00	3,95±0,00	1,53±0,05
Grasa cruda	0,48±0,02	0,41±0,02	0,56±0,05	0,68±0,02	0,25±0,00	0,35±0,05	0,44±0,03	0,47±0,05	0,05±0,005

Fuente: Comparación de las características proximales de la raíz de la phyllactis rígida con otras raíces. Acondicionado de Roman, Techeira, Yamarte, Ibarra, & Fasendo (2015). CY: cáscaras de yuca, RY: torta residual de yuca, CB: cáscaras de batata; RB: torta residual de batata, CT: cáscaras de topocho, RT: torta residual de topocho, CC: cáscaras de cambur, RC: torta residual de cambur y PR: *phyllactis rígida*.

Nota: La humedad del estudio de Roman, Techeira, Yamarte, Ibarra, & Fasendo (2015) esta medida en una humedad en base seca.

En las características elementales de la *phyllactis rígida* se determinaron 12 elementos principales que contienen los alimentos de los cuales cuatro son los que sobre salen y los valores promedios son los que se muestran a continuación: 1,99±0,03% de nitrógeno, 0,76±0,06% de potasio, 0,593±0,02 de calcio y 0,487±0,06% de magnesio. De acuerdo al resultado obtenido se podría deducir que puede ser una buena alternativa para usarlo como materia prima para elaborar productos altos en nitrógeno ya que este es un bioelemento indispensable para la vida, además esto es parte del metabolismo de mutaciones, como los ácidos nucleicos en nuestro ADN y por ende mayormente se obtiene a través de la carne y las lentejas.

CAPITULO VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1. Conclusiones

De a los resultados obtenidos donde se evaluó y determino las propiedades en caracterización físico-químico, proximales y elementales, así como también se analizó y determino las propiedades de polifenoles y capacidad antioxidante de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella); en los diversos análisis empleados en la presente investigación se puede llegar a las siguientes conclusiones:

- Las características proximales se evaluaron a una temperatura de 20°C y el resultado promedio obtenido de estas fueron de $5,7\pm 0,15$ pH, $6,2\pm 0,14$ °Brix de solidos totales, $83,25\pm 0,06\%$ humedad, $0,77\pm 0,04\%$ ceniza, $1,53\pm 0,05\%$ proteína cruda y $0,05\pm 0,005\%$ grasa cruda en las raíces de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella)
- En las características elementales se obtuvo valor promedios del contenidos de N ($1,99\pm 0,03\%$), P ($0,09\pm 0,02\%$), K ($0,76\pm 0,06\%$), Ca ($0,593\pm 0,02\%$), Mg ($0,487\pm 0,06\%$), Na ($0,10\pm 0,01\%$), S ($0,21\pm 0,02\%$), Zn ($70,333\pm 1,16$ ppm), Cu ($11,667\pm 0,58$ ppm), Mn ($130,333\pm 1,53$ ppm), Fe ($166,667\pm 5,51$ ppm) y B ($41,667\pm 3,06$ ppm) en las raíces de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella).
- En el contenido de polifenoles se obtuvo valores promedios de $33,26 \pm 1,31$ mg EAG/g muestra en las hojas y $13,67 \pm 0,22$ mg EAG/g muestra en las raíces.
- En la capacidad antioxidante de raíces y hojas de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella) se analizarón y determinarón por cuatro métodos: Método DPPH ($605,74$ uMol/g muestra liofilizada en las hojas y $120,84$ uMol/g muestra liofilizada en las raíces), método ABTS+ ($731,54$ uMol ET/g muestra liofilizada en las hojas y $413,75$ uMol ET/g muestra liofilizada en las raíces), método FRAP ($144,74$ uMol EAG/g muestra liofilizada en las hojas y $21,92$ uMol EAG/g muestra liofilizada en las raíces) y método ORAC ($832,8$ uMol ET/g muestra liofilizada en hojas y $276,14$ uMol ET/g muestra liofilizada en las raíces).

6.2.Recomendaciones

- Aprovechar las raíces y hojas de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella) para diseñar nuevos productos en la industria alimentaria como suplementos de valor agregado; ya que cuenta con muchas propiedades esenciales y funcionales para el buen funcionamiento del organismo humano.
- Elaborar productos utilizando la raíz y las hojas de la *phyllactis rígida* (valeriana estrella) y evaluar la degradación o permanecía de los compuestos analizados y determinados en este estudio.
- En cuanto al proceso de extracción, realizar estudios experimentando con diferentes tipos de disolventes, tiempo de contacto, tratamiento térmico y relación sólido-líquido de la muestra, así como el grado de trituración de la muestra y el uso de coadyuvantes de extracción. Microondas, ultrasónico, líquido profundo, entre otros.
- Realizar trabajos de investigación similares al actual, tomando como referencia el cambio climático, variedades y habitat de la *phyllactis rígida*.
- Concientizar a los agricultores a la siembra de esta planta ya que presenta propiedades esenciales y funcionales para la salud.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- A.O.A.C. (1990). *Official Methods of Analysis Virginia, Association of official analytical chemist*. (B. K. Helrich, Ed.) Virginia 22102 USA: Arlington.
- Altamirano, S. (2013). "*Desarrollo de una bebida funcional elaborada a base de extracto de muicle (justicia spicigera)*"(tesis de pregrado). Universidad Veracruzana, Xalapa, México.
- Ascate, M., Ganoza, M., Suárez, L. & Bussmann, R. (2020). "Valeriana pilosa Ruiz & Pav.: una revisión de usos tradicionales, fitoquímica y farmacología". *Ethnobotany Research & Applications*, 20(19),1-15. <http://dx.doi.org/10.32859/era.20.19.1-15>.
- Badarinath, A., Mallikarjuna, K., Madhu , C., Ramkanth, S., Rajan, T. & Gnanaprakash, K. (Abril-Junio de 2010). "A Review on In-vitro Antioxidant Methods: Comparisons, Correlations and Considerations". *PharmTech*, 2(2), 1-10. Recuperado de [https://sphinxsai.com/s_v2_n2/PT_V.2No.2/phamtech_vol2no.2_pdf/PT=48%20\(1276-1285\).pdf](https://sphinxsai.com/s_v2_n2/PT_V.2No.2/phamtech_vol2no.2_pdf/PT=48%20(1276-1285).pdf)
- Bautista, L. (2017). "*Contribución al estudio de flavonoides en hojas y determinación de la actividad antioxidante en Chromolaena tacotana (klatt) R.M. King & H. Rob*" (tesis de pregrado). Recuperado de <https://repository.udca.edu.co/handle/11158/720>.
- Beizaga, K. (2018). "*Actividad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos y flavonoides de las hojas de Condalia weberbaueri Perk (ambrancay) Ayacucho 2018*" (tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/4232>.
- Beranza, B. (2005). "*Caracterización de cinco extractos de plantas medicinales nativas de guatemala, validadas científicamente*"(tesis de pregrado). Recuperado de Repositorios - Digi-Usac.
- Cadillo, K. (2020). "*Polifenoles, flavonoides y actividad antioxidante del extracto hidroalcohólico de las hojas de Luma chequen (Molina) A. Gray (Arrayan)*"(tesis de pregrado). Recuperado de <https://hdl.handle.net/20.500.12672/15624>.
- Colina, A. (2016). "*Análisis fitoquímico, determinación cualitativa y cuantitativa de flavonoides y taninos, actividad antioxidante, antimicrobiana de las hojas de "Muehlenbeckia hastulata (J.E.Sm) I.M. Johnst" de la zona de Yucay (Cusco)*"(tesis de pregrado).. Recuperado de <https://hdl.handle.net/20.500.12672/7121>.

- Condezo-Hoyos, L., Abderrahim, F., Arriba, S. , & Gonzáles, M. (2015). "Un ensayo novedoso, micro, rápido y directo para evaluar la capacidad antioxidante total de los alimentos sólidos".(Talanta,Ed.),*Elsevier*,138,108-116. doi:<https://doi.org/10.1016/j.talanta.2015.01.043>
- Contreras, D. (2019). "*Determinación de Capacidad Antioxidante y Fenoles Totales en Semillas de Vitis vinifera L. (Vid), del Valle de Cañete*"(tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.unjfsc.edu.pe/handle/UNJFSC/2312>
- Contreras, J. (2009). "*Propuesta de dos formulaciones a partir de tinturas de Valeriana prionophylla Stadl. como sedante y ansiolítico*"(tesis de pregrado). Repositorios - Digi-Usac.
- Dugaheh, M., Meisami, F., Torabian, Z., & Shariffar, F. (2013). "Efecto antioxidante y estudio de componentes bioactivos de Valeriana sisymbriifolia y Nardostachys jatamansii en comparación con Valeriana officinalis". *Pakistan Journal of Pharmaceutical Sciences*, 26(1),53.Recuperado.de.gale.com/apps/doc/A336281731/AONE?u=anon~63eca861&sid=googleScholar&xid=bad88b74.
- Espín, S., Villacrés, E. & Brito, B. (2004). "*Caracterización Físico - Química,Nutricional y Funcional de Raíces y Tubérculos Andinos*". Recuperado de <http://repositorio.iniap.gob.ec/handle/41000/3264>.
- Gallego, M. (2016). "*Estudio de la actividad antioxidante de diversas plantas aromáticas y/o comestibles*"(tesis doctoral). Recuperado de <http://hdl.handle.net/2117/105811>
- Gálvez, J. (2018). "*Capacidad antioxidante y contenido de polifenoles en las hojas de Ficus Carica (Higo)*"(tesis de pregrado). Recuperado de <https://hdl.handle.net/20.500.13032/7942>.
- García, E. & Fernández, I. (2012). "*Determinación de proteínas de un alimento por el método Kjeldahl. Valoración con un ácido fuerte*". Recuperado de <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/16338/Determinaci%C3%B3n%20de%20proteinas.pdf?sequence=1>.
- García, M. (2005). "*Evaluación de la calidad fisico-química de cinco plantas medicinales más utilizadas en la industria fitofarmacéutica*"(tesis de pregrado). Repositorios - Digi-Usac
- Gimeno, J. (2016). "*Determinación de la composición química y actividad antifúngica de extractos vegetales obtenidos de Hypericum perforatum, Valeriana officinalis,*

- Chamaemelum nobile, Achillea millefolium y Salvia officinalis*"(tesis de maestría). Universidad de Zaragoza, Zaragoza, España.
- Guzmán, V. (2012). "*Determinación proximal de los principales componentes nutricionales de cinco variedades de fréjol: Canario, Bayo, Blanco, Rojo y Negro*"(tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.puce.edu.ec/handle/22000/5078>.
- Jeton, J. (2014). "*Desarrollo de bebidas con potencial antioxidante y antirradicalario a partir de frutos ecuatorianos*"(tesis de pregrado). Universidad del AZUAY, Cuenca, Ecuador. Recuperado de <https://docplayer.es/22818908-Facultad-de-ciencia-y-tecnologia.html>.
- Karadag, A. & Ozcelik Beraat, S. (2009). "Review of Methods to Determine Antioxidant Capacities". *Estambul*, 2-41-60. Springer Science + Business Media, LLC 60, e in Food Analytical Methods, 2-41-60 doi:10.1007/s12161-008-9067-7.
- Lupaca, N. & Carpio, L. (2011). "*Aplicación de la metodología seis sigma en la optimización de una conserva de yacon (Smallanthus sonchifolius)*"(tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.unap.edu.pe/handle/UNAP/3373>.
- Magalhães, L., Santos, F., Segundo, M., Reis, S. & Lima, J. (2010). "Metodología rápida de microplacas de alto rendimiento para la evaluación de la capacidad reductora de Folin-Ciocalteu".(Talanta,Ed.).*ScienceDirect*,83(2),441-447. doi:<https://doi.org/10.1016/j.talanta.2010.09.042>.
- Meza, A. (2011). "*Informe técnico de la opción curricular en la modalidad de proyecto de investigación*"(tesis de pregrado). Instituto Politecnico Nacional, Ecuador.
- Minga, D., Ansaloni, R., Verdugo, A. & Ulloa, C. (2016). "*La Flora del Páramo del Cajas*"(tesis doctoral). Universidad del Azuay, Ecuador. Recuperado de <http://dspace.uazuay.edu.ec/handle/datos/8786>.
- Moharram, H. & Youssef, M. (Enero de 2014). "Methods for Determining the Antioxidant Activity":AReview.*ResearchGate*,11(1),1-13.Recuperado de <https://www.researchgate.net/publication/274669600>.
- Nina, L. (2013). "*Análisis fisicoquímico, fitoquímico de la raíz de yacon (Smallanthus sonchifolius) proveniente de tres regiones de la paz y transformación en infusión*"(tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/9626>

- OMS. (2002). Estrategia de la OMS sobre la medicina tradicional 2002 – 2005. *Organización Mundial de la Salud Ginebra*, 1-78. Recuperado de http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/67314/1/WHO_EDM_TRM_2002.1_spa.pdf
- Orbegozo, N. (2018). "*Determinación de polifenoles totales y evaluación de la actividad antioxidante in vitro, del extracto seco de los rizomas y hojas de Valeriana isoetifolia killip*" (tesis de pregrado). Recuperado de <https://hdl.handle.net/20.500.13032/8015>.
- Paladino, S. (2008). "*Actividad antioxidante de los compuestos fenólicos contenidos en las semillas de la vid (Vitis vinifera L.)*" (tesis de maestría). Universidad Nacional de Cuyo, La Rioja, Argentina. Recuperado de <http://bdigital.uncu.edu.ar/2627>.
- Ponce, J. (2019). "*Composición química, actividad antioxidante y antimicrobiana del aceite esencial de Peperomia galioides Kunth y actividad fotoprotectora in vitro en una emulsión dermocosmética*" (tesis de maestría). Recuperado de <https://hdl.handle.net/20.500.12672/11528>.
- Quezada, K. (2014). "*Elaboración de una bebida funcional tipo refrescante a base de linaza saborizada con piña: estudio de vida útil y aporte nutricional de la formulación*" (tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/1581>.
- Ramírez, J., & Sánchez, I. (2006). "Etnobotánica de la «valeriana» (*Valeriana spp.*) en la Jalca de Cajamarca, Perú". *Arnaldoa*, 13(2): 370 – 381.
- Rayo, N. & Zelles, S. (2012). "*Aplicación y comparación de dos métodos espectrofotométricos para la determinación de forforo en cereales*" (tesis de pregrado). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Nicaragua: Recuperado de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/5946>.
- Rojas, M. (2012). "*Estudio de las características fisicoquímicas de la yuca (Manihot esculenta Crantz) y sus efectos en la calidad de hojuelas fritas para su procesamiento en la Empresa Pronal S.A. Pereira*" (tesis de pregrado). Recuperado de <https://hdl.handle.net/11059/2904>.
- Roman, Y., Techeira, N., Yamarte, J., Ibarra, Y., & Fasendo, M. (2015). "Caracterización físico-química y funcional de los subproductos obtenidos durante la extracción del almidón de musáceas, raíces y tubérculos. *Interciencia*, 40(5), 350-356. Recuperado de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33937066010>.

- Sadzawka, A., Grez, R., Carraszo, M. & Mora, M. (2004). "*Métodos de análisis de tejidos vegetales*". Chile. CNA, 1-53
- Sandoval, E. M. (2015). "*fanerógamas del distrito de canchaque, Huancabamba - Piura*"(tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.unp.edu.pe/handle/UNP/277>.
- Shivakumar, A., & Yogendra, M. S. (2018). "Critical Review on the Analytical Mechanistic Steps in the Evaluation of Antioxidant Activity". *Analytical Chemistry*, 48(03),1-24.doi: 10.1080/10408347.2017.1400423. Epub 2018 16 de enero.
- Zenteno, B. F. (2019). "*Extracción de principios activos de estructura fenólica y evaluación de la capacidad antioxidante a partir de azorella compacta*"(tesis de pregrado). Recuperado de <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/9859>.

ANEXOS

ANEXO I

FOTOGRAFIAS DEL TRABAJO REALIZADO EN EL LABORATORIO

A. Plantas de silvestres de *phyllactis rígida* (valeriana estrella)



B. Recoleccion de las plantas silvestres de *phyllactis rígida* (valeriana estrella)



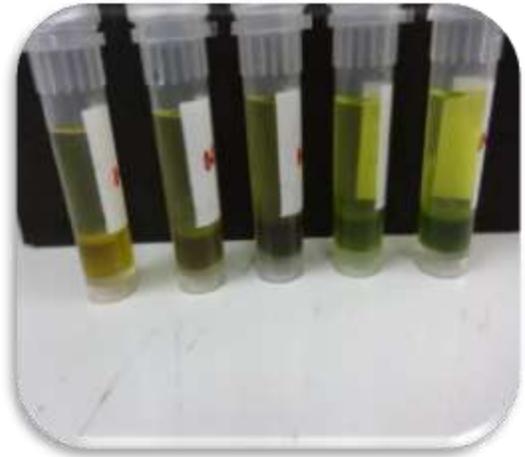
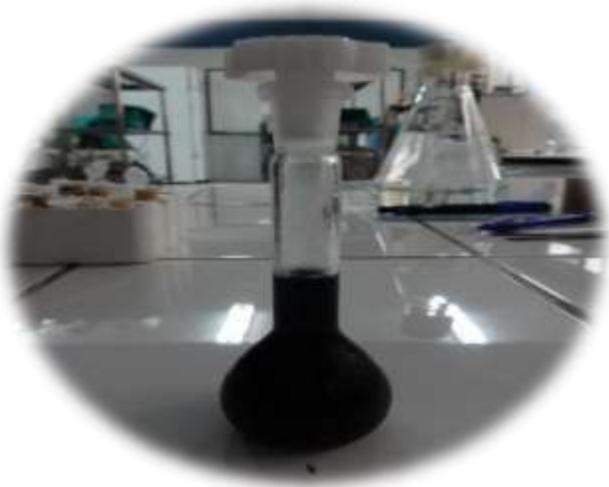
C. Muestras de las plantas de *phyllactis rígida* (valeriana estrella) en el laboratorio



D. Muestras embasadas de *phyllactis rígida* (valeriana estrella) en el laboratorio



E. Extractos y muestras de *phyllactis rígida* (valeriana estrella)



F. Evaluación de resultados en la caracterización de *phyllactis rígida* (valeriana estrella)



ANEXO II

RESULTADO DE LOS ANÁLISIS DE LAS CARACTERÍSTICAS PROXIMALES EN EL LABORATORIO DE FIAL-UNALM

FIAL-UNALM
Facultad de Industrias Alimentarias
Laboratorio de Análisis Físico-Químico de Alimentos
INFORME DE ENSAYOS

Nº 09-05-16

Producto : valeriana
Marca : s/m
Identificación de muestra : s/i
Número de muestras : 01
Cantidad recibida : 500g aprox. de muestra proporcionada por el solicitante
Forma de presentación : 01 bolsa
Fecha de recepción : 20/04/2016
Ensayo solicitado : Determinación de proximal

Resultados:

Nº de muestras	Ensayos	Resultados Base Húmeda
valeriana	Determinación de Humedad	83.25%
	Determinación de ceniza	0.77%
	Determinación de proteína	1.53%
	Determinación de Grasa	0.05%
	Determinación de Fibra	3.18%
	Carbohidratos	11.27%

Métodos utilizados en el laboratorio:

1. Determinación de Humedad según el método AOAC 950.46
2. Determinación de ceniza según el método AOAC 938.08
3. Determinación de proteína según el método AOAC 940.25
4. Determinación de Grasa según el método AOAC 948.16
5. Según Collazos

Advertencia:

- El muestreo, las condiciones de muestreo hasta su ingreso a los Laboratorios de Análisis Físico-Químico de Alimentos -FIAL-UNALM son de responsabilidad del solicitante
- Los resultados son válidos sólo para la cantidad recibida

Fecha de realización de los ensayos: 25/04/16 al 9/05/16

La Molina, 13 de Mayo del 2016


Ing. Mg Sc Carlos Elías Peñafiel
Jefe del Laboratorio de Análisis Físico-Químico de Alimentos
FIAL-UNALM



ANEXO III

RESULTADO DE LOS ANÁLISIS DE LAS CARACTERÍSTICAS ELEMENTALES EN EL LABORATORIO DE LA UNALM



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS
LABORATORIO DE ANÁLISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES



INFORME DE ANÁLISIS FOLIAR

SOLICITANTE : MARLENI KETTY CARBALLO C. ORTEGU
PROCEDENCIA : ANCASH-HUAR/HUACACH
MUESTRA DE : VALERIANA R. GUJA
REFERENCIA : H.R. 63650
FACTURA : 35749
FECHA : 02/05/2016

N. Lab.	CLAVE DE CAMPO	N %	P %	K %	Ca %	Mg %	S %	Na %	Zn ppm	Cu ppm	Mn ppm	Fe ppm	B ppm	V.S %
2280	1	1.96	0.08	0.77	0.58	0.46	0.20	0.11	71	12	132	173	39	15.24
2280	2	2.02	0.08	0.81	0.59	0.55	0.23	0.10	69	11	130	63	41	18.54
2280	3	1.95	0.11	0.70	0.61	0.45	0.20	0.08	71	12	129	64	45	15.55

Dr. Saúl García Rodríguez
Jefe de Laboratorio

Av. La Molina s/n Campus UNALM - Telef.: 614-7800 Anexo 222 Teléfono Directo: 349-5622 e-mail: lab suelo@unalm.edu.pe

ANEXO IV

METODOLOGÍA PARA DETERMINACIÓN DE FOSFORO

A. Equipos

- Balanza Analítica (Ohaus, EP 210)
- Balanza Analítica (Sartorius, MCI AC 210 S)
- Horno Mufla (Heraeus, MR 170 E)
- Campana Extractora de Gases (Labconco)
- Espectrofotómetro (Shimadzu, UV 1203)
- Cocina de Calentamiento Eléctrico (Fisher Scientific)
- Celdas de Vidrio
- pH-metro

B. Materiales

- Desecador de Vidrio (Pyrex)
- Cápsulas de Porcelana (Fisherbrand)
- Pinzas de Cápsulas de Porcelana (Fisherbrand)
- Vidrio de Reloj (Pyrex)
- Balones aforados de 1000, 250, 100, 50 mL (Pyrex)
- Beaker de 100 mL (Pyrex)
- Espátula (Fisher Scientific)
- Pizeta de 500 mL (Fisher Scientific)
- Pipeta Serológica de 10, 5, 1 mL

C. Procedimiento

- a. Preparación de las soluciones
 - Solución estándar de fósforo.

Disolver 0.2195g de KH_2PO_4 y dilúyase a un litro. Esta solución contendrá 50 ppm de fósforo.

- Solución tampón de acetato pH 4.

Pesar 8.5 g de acetato de sodio trihidratado, disolver en agua y mezclar con 14.25 mL de ácido acético glacial, completar 1 litro con agua, controlar pH con pH-metro.

- Solución ácido ascórbico.

Preparar al 1% en solución de ácido oxálico al 0.5% recién preparado.

- Solución molibdato amonio sulfúrico.

Preparar diluyendo 15 mL de ácido sulfúrico en 40 mL de agua, que son agregados a una solución que contiene 5 g de molibdato de amonio disueltos en 45 mL de agua.

- Solución de molibdato de amonio-vanadato de amonio en ácido nítrico

Disuélvase 2.25 g de $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$ en 40 mL de agua. Disuélvase 0.125 g de Vanadato de Amonio en 30 mL de agua hirviendo. Agréguese la solución de Vanadato de Amonio a la de Molibdato de Amonio y enfríese a la temperatura ambiente. Añádanse 25 mL de Ácido Nítrico concentrado y dilúyase a 100 ml.

- Preparación del blanco para método amarillo

10 ml de solución Molibdato/Vanadato y aforar a 50 ml con agua destilada.

- Preparación del blanco para método azul

10 ml de la solución tampón de acetato pH 4, luego 1 ml de la solución ácido ascórbico y finalmente 5 ml de Molibdato Amonio Sulfúrico.

b. Curva de calibración normal

- Curva de calibración normal para método amarillo

Se preparan soluciones estándares de fosforo de 0, 2, 4, 6, 8 ppm, a partir de una solución madre de 500 ppm, leer la absorbancia a 470 nm a los 30 min exactos después de adicionar la solución Molibdato/Vanadato.

- Curva de calibración normal para método azul

Se preparan soluciones estándares de fosforo de 0, 2, 4, 6, 8 ppm, a partir de una solución madre de 500 ppm, leer la absorbancia a 660 nm a los 30 min exactos después de adicionar la solución Molibdato Amonio Sulfúrico.

c. Curva de adición patrón

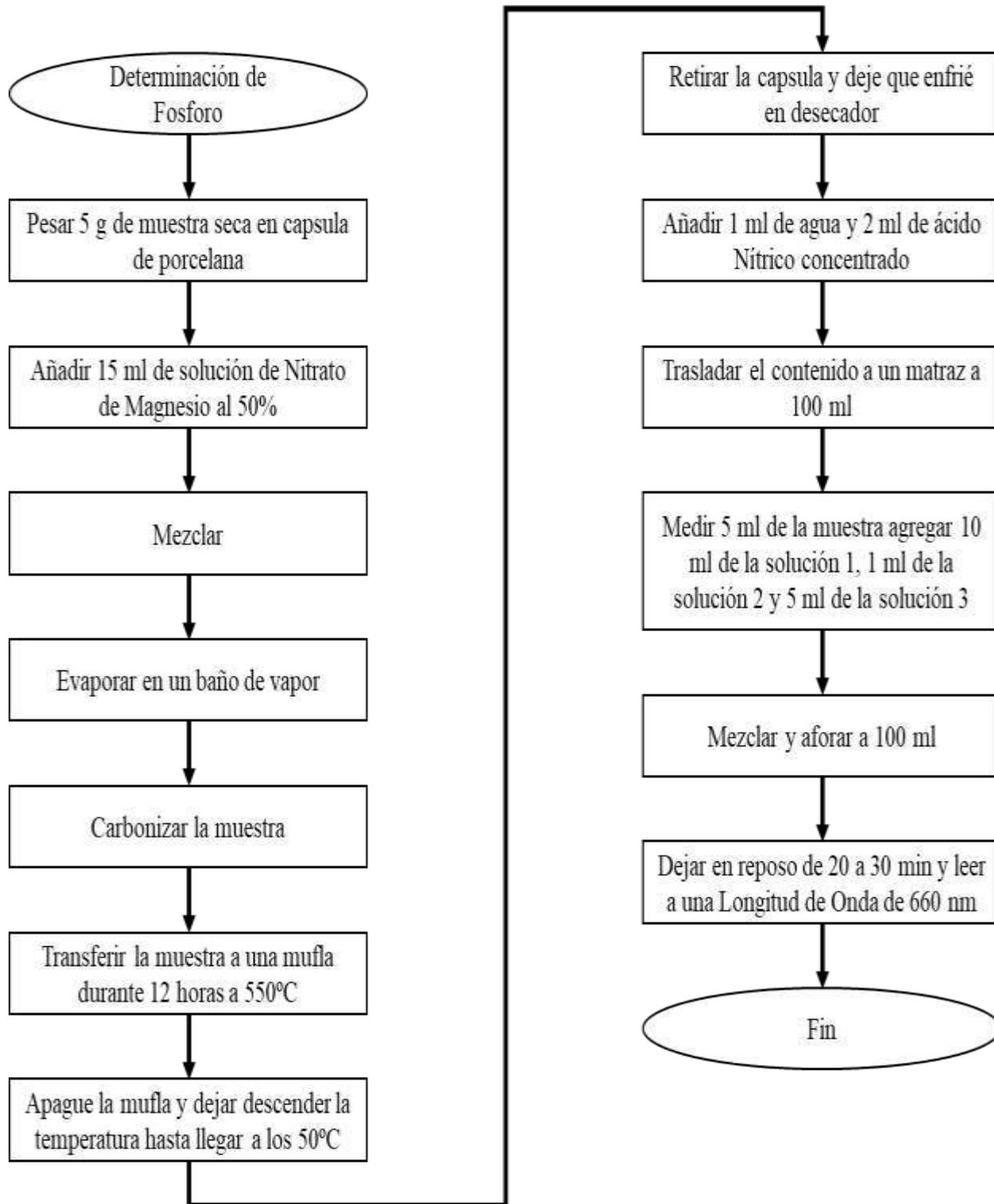
- Curva de adición patrón para método amarillo

Se preparan 5 soluciones cada una conteniendo 5 mL de muestra, luego se adicionan alícuotas de una solución estándar de fósforo de 500 ppm, se le adiciona el reactivo colorimétrico y se afora a 50 mL con agua destilada. La concentración de los estándares de fósforo es de 0, 2, 4, 6, 8 ppm, se lee la absorbancia a 470 nm a los 30 min exactos después de preparada cada solución.

- Curva de adición patrón para método azul

Se preparan 5 soluciones cada una conteniendo 5 mL de muestra, luego se adicionan alícuotas de una solución estándar de fósforo de 500 ppm, se le adiciona el reactivo colorimétrico y se afora a 100 mL con agua destilada. La concentración de los estándares de fósforo es de 0, 2, 4, 6, 8 ppm, se lee la absorbancia a 660 nm a los 30 min exactos después de preparada cada solución.

d. Procedimiento experimental



Fuente: Flujograma extraído de Rayo & Zelles (2012)

ANEXO V

PROTOCOLO PARA DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES TOTALES

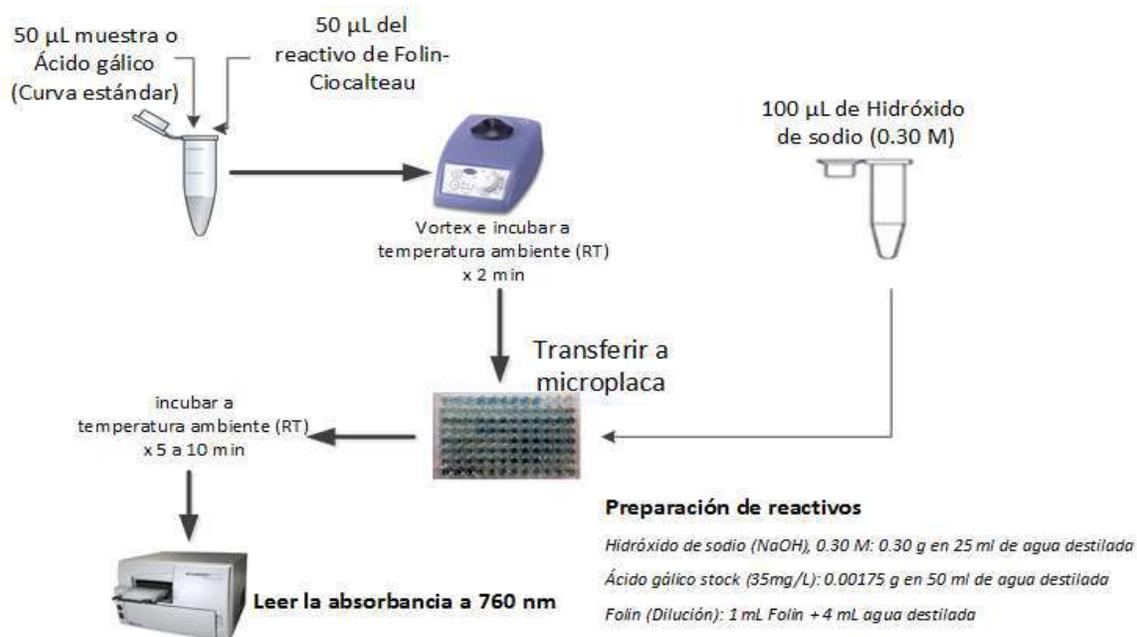


UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SANCHEZ CARRIÓN - HUACHO

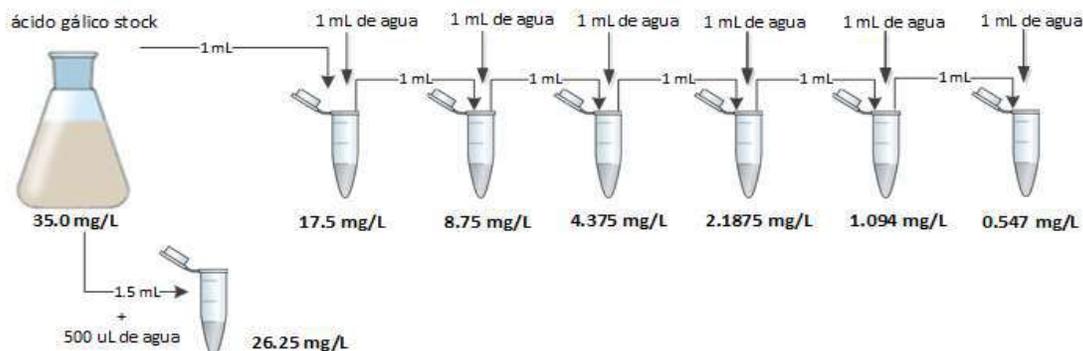
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN MODALIDAD FOCAM:

FORMULACIÓN DE BEBIDAS FUNCIONALES CON CAPACIDAD ANTIOXIDANTE A BASE DE FRUTAS Y VERDURAS

Protocolo Polifenoles totales



Dilución seriada: Curva estándar



Referencia

Magalhães, L.M.; Santos, F.; Segundo, M.A.; Reis, S.; Lima, J.L.F.C. (2010). Rapid microplate high-throughput methodology for assessment of Folin-Ciocalteu reducing capacity. *Talanta* 33(2), 441-447.