



UNAP



**FACULTAD DE FARMACIA Y BIOQUÍMICA
ESCUELA PROFESIONAL DE FARMACIA Y BIOQUÍMICA**

TESIS

**COMPOSICIÓN CENTESIMAL Y METABOLITOS SECUNDARIOS DE LOS
EXTRACTOS DE DIFERENTE POLARIDAD DE *Portulaca oleracea*
(verdolaga) DE USHPACAÑO – RÍO ITAYA**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
QUÍMICO FARMACÉUTICO**

**PRESENTADO POR:
JUAN JHONY ARIAS TIJUTANI
LEONIDAS CALLE PAZ**

ASESORES

**Q.F. JACQUELINE MARGOT GONZALES DIAZ DE MORA, Mtra.
Q.F. JACK DANI HUAYAMBAHO TUESTA
Ing. CLAUDIA MILENA SANTOS JARA**

IQUITOS, PERÚ

2022

ACTA DE SUSTENTACIÓN



Facultad de Farmacia y Bioquímica
Escuela Profesional de Farmacia y Bioquímica

"Año del Fortalecimiento de la Soberanía Nacional"

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS N°051-PCGT-FFyB-UNAP-2022/OFICIO N°091-DINV-UNAP-2022

En el caserío de Nina Rumi, distrito de San Juan Bautista, departamento de Loreto, a los 21 días del mes de julio de 2022, a horas *10:00*, se dio inicio a la sustentación pública de Tesis titulada "COMPOSICIÓN CENTESIMAL Y METABOLITOS SECUNDARIOS DE LOS EXTRACTOS DE DIFERENTE POLARIDAD DE *Portulaca oleracea* (verdolaga) DE USHPACAÑO - RIO ITAYA", aprobada con Resolución Decanal N°169-2022-FFyB-UNAP, presentada por los bachilleres: Juan Jhony Arias Tijutani y Leonidas Calle Paz, para optar el Título Profesional de Químico Farmacéutico que otorga la Universidad de acuerdo con Ley y Estatuto.

El jurado calificador y dictaminador designado mediante Resolución Decanal N°080-2022-FFyB-UNAP, está integrada por:

- | | |
|---|------------|
| - Q.F. FRIDA ENRIQUETA SOSA AMAY, Dra. | Presidente |
| - Q.F. CARLOS ADOLFO CONTRERAS LICETTI, Mtro. | Miembro |
| - Q.F. IVONNE NAVARRO DEL ÁGUILA, Mtra. | Miembro |


Luego de haber escuchado con atención y formulado las preguntas necesarias, las cuales fueron respondidas: *adecuadamente*.....


El jurado después de las deliberaciones correspondientes, llegó a las siguientes conclusiones:

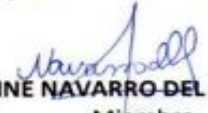
La sustentación pública de la tesis ha sido *aprobada*..... con la calificación *buena*.....

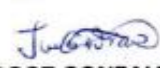
Estando los bachilleres aptos para obtener el Título Profesional de Químico Farmacéutico.

Siendo las *11:05* se dio por terminado el acto *académico de sustentación*



Q.F. FRIDA ENRIQUETA SOSA AMAY, Dra.
Presidente


Q.F. CARLOS ADOLFO CONTRERAS LICETTI, Mtro.
Miembro


Q.F. IVONNE NAVARRO DEL ÁGUILA, Mtra.
Miembro


Q.F. JACQUELINE MARGOT GONZALES DIAZ DE MORA, Mtra.
Asesora


Ing. Alim. CLAUDIA MILENA SANTOS JARA.
Asesora


Q.F. JACK DANI HUAYAMBAHO TUESTA
Asesor

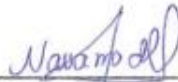
JURADO Y ASESORES



Q.F. FRIDA ENRIQUETA SOSA AMAY, Dra.
CQFP N° 03468
Presidente



Q.F. CARLOS ADOLFO CONTRERAS LICETTI, Mtro.
CQFP N° 04134
Miembro



Q.F. IVONNE NAVARRO DEL ÁGUILA, Mtra.
CQFP N° 11601
Miembro



Q.F. JACQUELINE MARGOT GONZALES DIAZ DE MORA, Mtra.
CQFP N° 12830
Asesora



Q.F. JACK DANI HUAYAMBAÑO TUESTA
CQFP N° 25957
Asesor



Ing. CLAUDIA MILENA SANTOS JARA
CIP N° 231470
Asesora

DEDICATORIA

A mis padres Luis calle y Salome Paz; a mis hermanos Rosa, Neptali, y a mi querida novia Andrea Herrada por su apoyo con sus palabras de ánimos, consejo, amor y ayuda en los momentos más difíciles.

Leonidas Calle

A mis padres Juan Arias y Eustaquia Tijutani, a mis hermanas Patricia, Laura y Roxsana por su apoyo incondicional por formarme con principios, valores y ser un ejemplo para seguir.

Juan Jhony

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, a Dios por darme la vida, acompañarme en todo momento y permitir concluir satisfactoriamente mis estudios obteniendo un logro más en la vida.

A la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, a la Facultad de Farmacia y Bioquímica por abrir sus puertas para nuestra formación profesional.

Al Laboratorio de Investigación de Productos Naturales Amazónicos LIPNAA-CIRNA-UNAP y al Laboratorio de Microbiología de Alimentos de la Facultad de Industrias Alimentarias por acogernos en sus instalaciones para el desarrollo del presente trabajo de investigación.

A la Ingeniera Hively Ericka Ricopa Cotrina e Ingeniero Jorge Manases Ríos, por el apoyo y tiempo brindado para la realización del tamizaje fotoquímico de nuestro proyecto.

A mis asesores, Ing. Alim. Claudia Milena Santos Jara, Q.F. Jack Dani Huayambaho Tuesta y a la Q.F. Jacqueline Margot Gonzales Diaz de Mora, Mtra, por su apoyo brindado que permitieron el desarrollo y término de esta tesis.

También hacemos extensiva nuestra gratitud a la Dra. Frida Enriqueta Sosa Amay, Ing. Juan Celedonio Ruiz Macedo y Sra. Maria Nieves Guerra Diaz por su paciencia y apoyo incondicional en todo momento. A todos mil gracias.

Leonidas Calle y Juan Jhony

ÍNDICE

PORTADA.....	i
ACTA DE SUSTENTACIÓN	ii
JURADO Y ASESORES	iii
DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTOS	v
ÍNDICE	vi
ÍNDICE DE TABLAS.....	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
ABREVIATURAS	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT.....	xii
INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO I: MARCO TEÓRICO	3
1.1 Antecedentes	3
1.2 Bases teóricas	4
1.2.1 <i>Portulaca oleracea</i> (verdolaga).....	4
A. Descripción taxonómica.....	5
B. Descripción botánica.....	5
C. Distribución geográfica y hábitat	6
1.2.2 Composición centesimal.....	7
A. Humedad.....	7
B. Ceniza	7
C. Proteína.....	7
D. Lípidos	7
E. Carbohidratos	8
1.2.3 Tamizaje Fitoquímico	8
1.2.3.1 Metabolitos primarios	8
1.2.3.2 Metabolitos secundarios	8
A. Fenoles	9
B. Taninos	9
C. Flavonas, flavonoides y flavonoles	10
D. Cumarinas	11
E. Quinonas	11

F. Terpenos o terpenoides	11
G. Alcaloides	12
H. Saponinas	13
I. Esteroides y triterpenos libres	13
J. Lactonas	14
K. Catequinas	14
1.3 Definición de términos básicos	14
CAPÍTULO II: HIPÓTESIS Y VARIABLES	16
2.1 Formulación de la hipótesis	16
2.2 Variables y su operacionalización	16
2.2.1 Variables independientes	16
2.2.2 Operacionalización de las variables	16
CAPÍTULO III. METODOLOGÍA	18
3.1 Diseño metodológico	18
3.2. Diseño muestral	18
3.3. Procesamiento de los datos	18
3.3.1. Infraestructura, equipos y materiales	18
3.3.2. Realización de los extractos <i>Portulaca oleracea</i>	19
3.3.3. Porcentaje de Rendimiento	22
3.3.4. Análisis del Tamizaje Fitoquímico	22
3.3.5. Caracterización de composición centesimal	26
3.4. Procesamiento y análisis de los datos	28
3.5. Aspectos éticos	29
CAPÍTULO IV: RESULTADOS	30
CAPÍTULO V: DISCUSIÓN	33
CAPÍTULO VI: CONCLUSIONES	36
CAPÍTULO VII: RECOMENDACIONES	37
CAPÍTULO VIII: FUENTES DE INFORMACIÓN	38
.....	45
1. ANEXO: Instrumentos de recolección de datos	46

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de <i>Portulaca oleracea</i>	5
Tabla 2. Composición centesimal de <i>Portulaca oleracea</i>	30
Tabla 3. Porcentaje de rendimiento de extractos.....	30
Tabla 4. Tamizaje Fitoquímico del Extracto Etanólico.....	31
Tabla 5. Tamizaje Fitoquímico del Extracto Clorofórmico.....	31
Tabla 6. Tamizaje Fitoquímico del Extracto Benzina de petróleo.....	32

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Hojas de verdolaga.....	6
Figura 2. Flores de verdolaga en crecimiento.....	6
Figura 3. Flujograma de obtención de los extractos.....	21

ABREVIATURAS

<i>P. oleracea</i>	: <i>Portulaca oleracea</i>
T°A	: Temperatura Ambiente
EE	: Extracto Etanólico
EC	: Extracto Clorofórmico
EBP	: Extracto Benzina de Petróleo
BPH	: Buenas Prácticas de Higiene
BPL	: Buenas Prácticas de Laboratorio
AOAC	: Association of Official Analytical Chemists
DPPH	: 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo
ABTS	: 2,2- azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)

RESUMEN

Hoy en día la alimentación balanceada y su composición química es la base nutricional de los seres vivos en especial en el ser humano. **Objetivo.** Determinar la composición centesimal y metabolitos secundarios de *Portulaca Oleracea* (verdolaga). **Metodología.** con respecto a la composición centesimal se determinó a partir de muestra fresca por el método Association of Official Analytical Chemists (AOAC), y para el análisis fitoquímico se utilizó extracto etanolico, clorofórmico y benzina de petróleo, por el método de Schabra y Cols. La muestra fue recolectada en la zona de Ushpacaño – rio Itaya, ubicado geográficamente a 3° 46´ 49.0" latitud Norte Sur y 73° 14´ 11.8" longitud Este Oeste, luego fue enviada al HERBARIUM para su identificación taxonómica. **Resultado.** En cuanto a los resultados de porcentaje de rendimiento fue 5,86%, 4,10 % y 2,10 % para los extractos etanolico, clorofórmico y benzina de petróleo respectivamente. Con respecto a los resultados de composición centesimal fue para humedad 91,85%, ceniza 2,21%, proteína 2,32%, lípidos 0,40%, carbohidratos 3,1056% y materia seca 8,15%. Y en cuanto al análisis de tamizaje fitoquímico se evidenció abundante presencia de esteroides, fenoles y saponinas, y poca cantidad de saponinas, asimismo se evidencio poca cantidad de flavonoides en los extractos clorofórmico y benzina de petróleo, se encontró abundantes carotenos y compuesto grasos en el extracto benzina de petróleo y poca cantidad de azucares reductores en extracto etanólico y benzina de petróleo, y también poca cantidad catequinas en el extracto clorofórmico.

Palabras clave: *P. oleracea*, tamizaje fitoquímico y composición centesimal.

ABSTRACT

Today, balanced nutrition and its chemical composition is the nutritional basis of living beings, especially humans. Goal. Determine the centesimal composition and secondary metabolites of *Portulaca Oleracea* (verdolaga). Methodology. Regarding the centesimal composition, it was determined from a fresh sample by the Association of Official Analytical Chemists (AOAC) method, and for the phytochemical analysis, ethanolic, chloroform and petroleum benzine extracts were used, by the method of Schabra and Cols. The sample was collected in the Ushpacaño – Itaya River area, geographically located at 3° 46' 49.0" North South latitude and 73° 14' 11.8" East West longitude, then it was sent to the HERBARIUM for taxonomic identification. Outcome. Regarding the yield percentage results, it was 5.86%, 4.10% and 2.10% for the ethanolic, chloroform and petroleum benzine extracts, respectively. Regarding the results of centesimal composition, it was for humidity 91.85%, ash 2.21%, protein 2.32%, lipids 0.40%, carbohydrates 3.1056% and dry matter 8.15%. And as for the phytochemical screening analysis, an abundant presence of steroids, phenols and saponins was evidenced, and a low amount of saponins, as well as a low amount of flavonoids in the chloroform extracts and petroleum benzine, abundant carotenoids and fatty compounds were found in the Petroleum benzine extract and a small amount of reducing sugars in the ethanolic extract and petroleum benzine, and also a small amount of catechins in the chloroform extract.

Keywords: *P. oleracea*, phytochemical screening and centesimal composition

INTRODUCCIÓN

Desde épocas primitivas la humanidad ha utilizado las plantas como alimento y como remedios caseros para tratamiento de algunas enfermedades; las cuales ha tenido permanencia a través del tiempo hasta hoy en día; de manera que, los conocimientos ancestrales se han extendido ampliamente hasta tener la importancia de investigar sobre las plantas nativas y conocer si aportan minerales esenciales al organismo humano, que entre otros beneficios nutricionales aumentar el sistema inmune (1,2).

El consumo de frutas y verduras contribuye a mantener la salud disminuyendo la presentación de males crónicos que evolucionan hasta comprometer órganos vitales. Los frutos y vegetales contienen poco colesterol, son ricos e vitaminas y micronutrientes y protegen del ataque de entidades radicales del oxígeno la oxidación. Es conocido que una alimentación sana previene las enfermedades, ya que las plantas que consumimos como alimentos suelen tener algunos metabolitos secundarios que en muchos casos se sabe tienen propiedades terapéuticas (3).

La *P. oleracea* (verdolaga), es una planta comestible muy valiosa, conocida y consumida desde la antigüedad en diferentes lugares del mundo, la cual tiene diversas cualidades nutricionales considerándola como una opción novedosa que pueda ser incluida en una alimentación sana, variada y equilibrada. Se ha reportado que contiene ácidos grasos de Omega 3 y 6, vitaminas, fibra, minerales y antioxidantes naturales, lo cual la hace ideal para aquellas personas con problemas cardiovasculares y cáncer (4,5).

Es así que esta planta puede ser una excelente alternativa en la incorporación a la dieta humana, debido a su fácil accesibilidad; por no requerir de cuidados importantes en su cultivo y crecer fácilmente (4).

Las formas de consumo comprenden desde la incorporación en la dieta en forma cocida en guisos regionales o fresca en ensaladas, así también se conoce sus usos en la medicina tradicional por sus propiedades farmacológicas (6,7).

La verdolaga ha reportado a través del tamizaje fitoquímico una amplia gama de compuestos bioactivos, entre lo que destacan los compuestos fenólicos, alcaloides, flavonoides, alcaloides, catequinas, saponinas, taninos, aminoácidos, compuestos grasos y mucilagos (7-10). Estas sustancias han exhibido una gran variedad de efectos benéficos a la salud entre los que se encuentra, la disminución del daño oxidativo y protección contra agentes neurotóxicos ambientales (actividad antioxidante) (11).

Ante lo expuesto, el objetivo de este trabajo fue determinar composición centesimal y metabolitos secundarios de los extractos de diferente polaridad de *Portulaca oleracea* (verdolaga).

CAPÍTULO I: MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes

Castro (2002), en su estudio denominado “Ácidos grasos omega 3: beneficios y fuentes”, evaluaron las evidencias de las diferentes investigaciones clínicas y epidemiológicas que han evidenciado la esencialidad en el ser humano de los omegas 3. La investigación determinó que la verdolaga es la planta terrestre más rica que contiene ácidos grasos omega 3 ALA Y EPA y concluyó que debido al consumo de la planta en sopa y ensalada la incidencia de enfermedades cardiovasculares y cáncer es bajo (12).

Mangoba (2015) en su estudio denominado “Prospección de características fitoquímicos, antibacterianas y fisicoquímicas de *Portulaca oleracea* L. (verdolaga)”, determinaron la composición centesimal y mineral, la intensidad de la actividad de inhibición bacteriana (IINIB) y la intensidad de la actividad de inactivación bacteriana (IINAB) de concentraciones de 50, 25, 12.5 y 6.25 % de extractos alcohólicos de verdolaga en diferentes inóculos bacterianos de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella Enteritidis* y *Enterococcus faecalis* (13)

Moncayo (2015), en su estudio denominado “Ácidos grasos, actividad antioxidante y antibacterial en extractos de verdolaga (*Portulaca oleracea*)”, caracterizaron los extractos para determinar presencia de ácidos grasos saturados e insaturados, la actividad antioxidante mediante el DPPH y la inhibición antibacteriana de *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus* y el trabajo concluyo que la verdolaga tiene omega 3 y 6, que es un fuerte antioxidante fuerte natural y también tiene actividad antibacteriana y mayor inhibición en *Escherichia coli* (14).

Santamaría (2011), en su estudio denominado “Evaluación de la actividad antiinflamatoria de extractos de verdolaga (*P. oleracea*) en ratas (*Rattus norvegicus*) con edema inducido por corragenina, en el bioterio Espoch”, determino la efectividad de actividad antiinflamatoria del extracto etanólico de hojas, tallos y

semillas de la especie *P. oleracea* (verdolaga) a diferentes dosis. Los resultados fueron similares a un fármaco antiinflamatorio. Concluyó que hubo presencia de alcaloides, catequinas, flavonoides, saponinas, taninos aminoácidos, azúcares (10).

Santiago-Sáenz et al. (2018), en su estudio denominado “Caracterización fisicoquímica y propiedades antioxidantes de verdolaga (*Portulaca oleracea*) de alto consumo en el estado de Hidalgo, México”, Recolectaron la especie de la región hidalguense de Tulancingo de Bravo. Reportaron un contenido de humedad de 94,4 %, sólidos solubles totales de 4,373% un pH 4,29 y una acidez titulable 0,24 % ácido cítrico y concentración de fenoles totales y flavonoides de 10 mg y 8 mg respectivamente. Concluyeron que la verdolaga tiene una capacidad muy buena en antioxidantes frente a los radicales de DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) y ABTS (2,2-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)), así como un alto contenido de clorofila, fenoles totales y flavonoides; que son compuestos ricos en compuestos antioxidantes con beneficios a la salud de los consumidores (15).

Guzmán et al. (2017), en su estudio denominado “Composición química y actividad antiinflamatoria de extracto de partes aéreas de *Portulaca oleracea* (verdolaga)”. La investigación determinó presencia de alcaloides, flavonoides, catequinas, aminoácidos, compuestos grasos, saponinas, taninos y azúcares reductores, también determinaron un aumento de inhibición de la inflamación. Concluyeron que la concentración de fenoles y flavonoides en la verdolaga es superior a varias especies vegetales; a las cuales se le atribuye la actividad antiinflamatoria (16).

1.2 Bases teóricas

1.2.1 *Portulaca oleracea* (verdolaga)

Es una planta herbácea anual, perteneciente a la familia *Portulacaceae*. Presenta raíz axonomorfa, de hasta 40 cm, Los tallos ramificados, que pueden alcanzar hasta 60 cm de longitud, son postrados, formando rosetas cuando la planta crece en espacio abierto, a baja densidad y con fuerte iluminación, y

erectos en la situación inversa, Las hojas son oblongas, obovadas, sésiles, alternas o subopuestas, aglomeradas bajo las flores. reunidas en grupos de 3 o 5, en las axilas de los tallos o en los extremos apicales, poseen 5 pétalos pequeños (6-8 mm), de color amarillo, y dos sépalos (3).

A. Descripción taxonómica

Tabla 1. Clasificación taxonómica de *P. oleracea* (17)

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Orden	Caryophyllales
Familia	<i>Portulacaceae</i>
Género	<i>Portulaca</i>
Especie	<i>Portulaca oleracea</i>
Nombre común	Verdolaga

Fuente: Martínez, 2011

Nombres comunes: Esta planta también es conocida como verdolaga, pitule, uadela, aurrara, xucul, graviol, maticani, mixquilit, chamoico y quelite (18,19,20).

B. Descripción botánica

P. oleracea (verdolaga) es una planta anual bastante resistente a la sequía y se adapta a casi cualquier terreno, es abundante en terrenos sin cultivar la cual puede cultivarse en huertos y macetas, de forma silvestre en campos y al borde de los caminos. Es una planta rastrera, de aproximadamente unos 50 cm de altura, sus tallos rojizos albergan gran contenido de agua, las hojas sésiles miden de 1 o 2 cm, sus flores amarillas pueden estar solas o en grupo y terminan en 5 pétalos carnosas de color verde de diferentes tonalidades (3,21).



Figura 1. Hojas de verdolaga (22)

Fuente: Pérez 2013



Figura 2. Flores de verdolaga en crecimiento (22)

Fuente: Pérez 2013

C. Distribución geográfica y hábitat

Se encuentran en la parte oeste de Norteamérica, el sur de Sudamérica, sur de África y Australia; con un centro de diversidad en Norteamérica. Su hábitat corresponde a climas con épocas de sequía. También se les cultiva como plantas ornamentales y verduras (23,24).

La Verdolaga crece en la costa, sierra y amazonia peruana hasta los 3000 metros de altitud, de manera silvestre como también de manera cultivada en suelos ricos en materia orgánica. Se reproduce a través de semillas y la siembra es durante todo el año (25).

1.2.2 Composición centesimal

En las plantas el mayor componente es el agua el cual se determina como porcentaje de humedad encontrándose con valores de 90,5% en tallos y 91,8% en hojas, en cuanto al contenido graso varía de 0,11% a 0,57%, tienen valores de cenizas que varían de 3% a 5%, y valores de proteínas varían de 4 % a 6%. Además, en las hojas suele encontrarse por lo general 27 ácidos grasos, donde el más abundante es el ácido linolénico (27,7% – 39,14%), palmítico (19,3% – 24,3%) y el oleico (11,6% – 19,5%) (10, 26).

A. Humedad

Los límites de contenido de agua deben ser determinados para alimentos vegetales, especialmente para aquellas que absorben fácilmente la humedad o en las cuales puede ser promovido por la presencia de exceso de agua (27).

B. Ceniza

Las cenizas son el residuo producto de la incineración de organismos, el cual es de gran importancia por representar el contenido de minerales del alimento, el cual no debe superar el 5% de materia seca debido a que podrían ser tóxicos (28).

C. Proteína

Las proteínas son muy esenciales en la composición química, proporciona energía aportando 4 kcal/g y por ser una fuente de aminoácidos para el cuerpo (29,30).

D. Lípidos

Los lípidos son importantes por aportar ácidos grasos esenciales, facilitar el transporte en la digestión y absorción de vitaminas liposolubles (A, D, E y K), además aportan atributos de sabor y textura, como también proporcionan 9 kcal/g de energía. los cuales son capaces de dar energía en (28, 30,31)

E. Carbohidratos

Los carbohidratos son importantes por ser fuente de energía metabólica y mantenimiento de la salud en el ser humano, las plantas almacenan en forma de almidón (amilosa y amilopectina) al unir la glucosa en cadenas lineales y en cadenas que se ramifican en una estructura granular compleja (28).

1.2.3 Tamizaje Fitoquímico

Es un método usado en la etapa inicial de la investigación fitoquímica, da información cualitativa de los principales grupos químicos presentes en una planta. Sirve para orientar la extracción y el fraccionamiento de los extractos durante el aislamiento de los compuestos químicos de interés. Comienza con la extracción de los compuestos presentes en el material vegetal, usando solventes de diferente polaridad; los cuales se utilizan en concordancia con los grupos o familias químicas que se desean extraer. Como soporte se puede usar reacciones de coloración específicas. Los resultados del tamizaje fitoquímico tienen un fin orientativo y pueden asociarse a los resultados del “screening” farmacológico (32).

1.2.3.1 Metabolitos primarios

Son de vital requerimiento para la planta, para los procesos fitoquímicos, desarrollo y reproducción. Así como para el funcionamiento adecuado del metabolismo celular y de los diferentes órganos vegetales. Según Valencia (1995) está constituidos por : adenosin-trifosfato (ATP) y dinitrofenol (DPN), aminoácidos, lípidos, materias colorantes, azúcares comunes y derivados, ácidos carboxílicos del ciclo del ácido cítrico y polímeros de carbohidratos (almidón, celulosa) (33,34).

1.2.3.2 Metabolitos secundarios

Son moléculas que no son necesarias para el crecimiento y reproducción de las plantas; sin embargo, la presencia de ciertas familias químicas en especies

vegetales permite su identificación quimiotaxonómica. Según familias o géneros botánicos se puede identificar rutas metabólicas de especies químicas que cumplen roles muy importantes en el reino vegetal. También se les reconoce por su actividad biológica de gran interés en farmacología y toxicología; la cual depende de su estructura química. Las cumarinas, alcaloides, taninos y lignanos se almacenan en vacuolas de los diferentes órganos de la planta (35).

A. Fenoles

Los compuestos fenólicos poseen una diversidad estructural que proceden de aminoácidos aromáticos por la ruta del ácido siquímico y la ruta del ácido malónico. Existen fitofenoles de bajo molecular y otros de estructura compleja. (36, 37).

B. Taninos

Los taninos son compuestos fitoquímicos tipo polifenoles, biosintetizados a partir de aminoácidos aromáticos por especies de angiospermas y gimnospermas como proantocianidinas o taninos condensados (TC) y como taninos hidrolizables (TH) solo en angiospermas; en general son frecuentes en los órganos de plantas dicotiledoneas. Los primeros son unidades de polihidroxi-flavan-3-ol unidas por enlaces carbono-carbono entre el C4 y el C8 y rara vez entre C4 y C6, pueden dar reacciones de oxidación y convertirse en antocianidinas (36).

Los TH contienen azúcares (d-glucosa u otro poliol) y ácidos fénicos, siendo conocidos los galotaninos y elagitaninos. Su estructura consiste en un azúcar cuyos hidroxilos están esterificados con moléculas de ácido gálico o elágico; ácidos que pueden ser liberados por reacciones de hidrólisis (36).

A la planta que lo posee le son de utilidad para combatir algunas plagas, repeler el ataque de herbívoros y para enfrentar situaciones de estrés abiótico (sequía, temperaturas altas y la radiación ultravioleta). Tienen capacidad para formar complejos químicos muy estables y resistentes con proteínas, por lo que pueden resultar tóxicos, también pueden unirse a almidones, otras macromoléculas y minerales (38).

Los taninos poseen propiedades astringentes, muy útil para tratar cuadros diarreicos; su naturaleza fenólica le da propiedades antioxidantes en hipocolesterolemias, siendo útil en enfermedades cardiovasculares (várices, hemorroides, HTA); bloquean la formación de endotelina-1, resultandos útiles en vasoconstricción. También se reporta que el ácido elágico posee actividad antimicrobiana y gastroprotectora (39).

También tienen aplicaciones industriales en impresiones 3D, en curtiembre, producción de tinta, adhesivos para la madera, como anticorrosivos y en recuperación de metales (39).

C. Flavonas, flavonoides y flavonoles

Los flavonoides son el grupo muy numeroso de fitocompuestos polifenólicos producto de metabolitos secundarios. Químicamente son diarilpropiónico cuya estructura está formada por 15 carbonos, ordenados en dos grupos arílicos hidroxilados y con un grupo carbonilo en el carbono cuatro. Los anillos bencénicos están conectados por una cadena de tres carbonos ciclados por un oxígeno que conforman un anillo heterocíclico. Pueden encontrarse libres o unidos azúcares que pueden ser fácilmente oxidados (40, 41).

Se distribuyen ampliamente en la naturaleza, contribuyendo al buen funcionamiento de las plantas, protegiéndolas de hongos y otros microorganismos; son atrayentes de polinizadores y les ayuda a resistir la fotorradiación ultra violeta y participan del transporte de hormonas (42). Se les conoce como fármacos flebotrópicos, porque tienen acción protectora sobre la pared vascular a la disminución la permeabilidad e incrementando la resistencia capilar. Poseen capacidad antioxidante en lípidos, efecto antimutagénicos y quelan metales. Inhiben sistemas enzimáticos vasculares, algunos de ellos involucrados en generación de entidades radicalarias del oxígeno, resultando muy útiles en enfermedades cardiovasculares. También se ha reportado que poseen acción diurética, antiespasmódica, gastro protectora y antiinflamatoria, (36).

D. Cumarinas

Químicamente son lactonas con un heteroátomo de oxígeno derivadas del heteronúcleo benzo- α -pirona. Son compuestos fotosensibles que emiten fluorescencia y se biosintetizan por la ruta del ácido shikímico obteniéndose tres grupos de cumarinas: simples, complejas y diversas (43).

E. Quinonas

Son anillos aromáticos con dos sustituciones cetónicas. Las quinonas teniendo en cuenta su estructura química están agrupadas en cuatro grupos: benzoquinonas, naftaquinonas, antraquinonas e isoprenoquinonas, los tres primeros son compuestos hidroxilados con estructura fenólicas (44,34).

Estos fitocompuestos poseen electrofilia, lo que les permite actuar como oxidantes y como moduladoras del desarrollo de células bacterianas, virales y cancerígenas (doxorubicina y mitomicina), además actuar como agentes alquilantes biorreductores del ácido desoxiribonucleico (ADN). También afectan la función de la membrana celular y/o nuclear a nivel de los polipéptidos y proteínas, y participan en la génesis de entidades radicalarias del oxígeno. Por otro lado, se ha reportado actividad antiinflamatoria, antialérgica, antiparasitaria (*P. falciparum* y *T. cruzi*) (45,46)

F. Terpenos o terpenoides

Los terpenos es un grupo muy amplio de aceites esenciales, que por su bajo peso molecular liberan aroma y dan un sabor característico. La unidad estructural que contiene 5 carbonos es el isopreno (2-metil-1,3-butadieno); la cual puede ser única o la fusión de hasta ocho isoprenos, dando estructuras lineales o cíclicas. Derivan de isopentenil difosfato (IPP) o de su estereo isómero el pirofosfato de dimetilalil (DMAP). Además, poseen diferentes grupos funcionales desde alquenos, alcoholes cetonas, aldehídos, éteres, ésteres y otros. Cuando la molécula posee átomos de oxígeno se les denomina terpenoides (47).

Se clasifican según el número de unidades de isopreno fusionadas en hemiterpenos (C5), monoterpenos (C10), sesquiterpenos (C15), diterpenos (C20), sesterterpenos (C25), triterpenos (C30) y tetraterpenos (C40) (48).

Estos compuestos fitoquímicos son característicos y liberados por casi todas las plantas vasculares (leñosas y herbáceas), donde cumplen una función protectora contra el estrés abiótico (altas temperaturas, intensidad luminosa UV, sequía y contaminación atmosférica), también son un mecanismo de defensa al regulan las interacciones bióticas. En contrapartida afectan la calidad del aire e incrementan la frecuencia de incendios forestales (49).

Entre sus usos resalta ser saborizantes, colorantes, aromáticas. Y entre las actividades biológicas se reportan como antitumorales, antioxidantes, antibióticos, insecticidas, gastroprotectores, antimicrobianos (contra hongos, protozoarios, bacterias y virus) (50,51).

G. Alcaloides

Son compuestos nitrogenados heterocíclicos, (33,36,37); elaborados principalmente por especies vegetales de las familias *Apocinaceae*, *Rubiaceae*, *Loganiaceae* todas del orden *Gentianales*. Su carácter básico les permite reaccionar con grupos aniónicos y nucleofílicos de aminoácidos, receptores de neurotransmisores y enzimas, afectando su funcionalidad. Los alcaloides son útiles a la planta para combatir el ataque de artrópodos y animales herbívoros, por un mecanismo de neurotoxicidad. Inhiben el crecimiento de microorganismos patógenos al intercalarse en su DNA interfiere en la síntesis de proteínas, e inhibir las enzimas del metabolismo de carbohidratos e inducir la apoptosis celular (52).

Se clasifican por su procedencia en: a) Derivados de aminoácidos (ornitina/lisina, histidina, triptófano, fenilalanina/tirosina) y del ácido antranílico y el ácido nicotínico. b) Derivados de purínicos, c) derivados de terpenos aminados y d) derivados de acetato de los policétidos. También se les agrupa como alcaloides: isoquinoléicos, quinolizidínicos, pirrolizidínicos, tropánicos e indólicos. (52).

En el arsenal de medicamentos existen alcaloides de reconocido valor farmacológico como vincristina (en leucemia), vinblastina (en linfoma de Hodgkin) fentanilo (analgésico) y muchos más.

H. Saponinas

Los saponósidos o saponinas son heterósidos estructuralmente formados por uno o más azúcares (glucosa, arabinosa, ramnosa, galactosa y xilosa) y una genina (sapogenina alcaloidal o triterpénica); se caracterizan porque al contacto con agua e incrementarse la entropía por agitación se genera espuma al disminuir la tensión superficial. Pueden dar reacciones de hidrolisis ácida y también enzimática. Se clasifican en monodesmosídicos, (solo hay una posición de unión a la aglicona) y bidesmosídicos (cuando se unen por dos puntos a la aglicona) siendo estos último más hidrosoluble. También se tipifican como saponósidos triterpénicos (más frecuentes en dicotiledóneas) y saponósidos esteroídicos (preferentemente en monocotiledóneas) (53).

Entre los saponósidos se presentan acción expectorante, diurética, antiinflamatoria, antiulcerosa, antiespasmódica, entre otras. Pueden unirse al colesterol y otros esteroides de la membrana celular de los protozoos causando su inestabilidad, lisis y muerte celular (53).

I. Esteroides y triterpenos libres

Los compuestos químicos denominados triterpenos agrupan esteroides y esteroides (presentes en plantas) derivados del escualeno, con una estructura lineal de 30 C a partir de la cual se obtienen todos los triterpenos cíclicos. Los esteroides poseen un hidroxilo. Estos metabolitos secundarios pueden interferir algunos procesos de síntesis esenciales para la célula bacteriana (54). Los terpenos de mayor peso molecular son los tetraterpenos (Ej. carotenoides) y politerpenos (Ej. caucho y gutapercha) (36).

Los esteroides forman parte de las membranas celulares, a las cuales les confieren viscosidad y estabilidad y así mismo los triterpenos protegen a la planta

del ataque de insectos y herbívoros. En general presentan una variada acción biológica citotóxica, antiinflamatoria, antiséptica, antitumoral, analgésica, inhibidoras del crecimiento bacteriana, entre otras (55).

J. Lactonas

Este metabolito desempeña un papel importante por su presencia de los anillos α -metileno- γ -lactonas y ciclopentenonas α , β - insaturadas en su estructura, los cuales influyen en la actividad biológica de estos compuestos. Presenta actividades biológicas como anticancerígena, antitumoral, antiinflamatoria, antifúngica, antibacteriana, antiviral, antimalárica, citotóxica, neurotóxica y alérgica (56).

K. Catequinas

Tiene como estructura básica al heterociclo 2-fenilbenzopirano. Pertenece al grupo de los flavonoides y son los más comunes de los compuestos flavonoles. Estos son responsables del color de las flores y frutas, y su ingesta está asociada con la inhibición de la trombosis arterial, la reducción del colesterol total, la actividad antiinflamatoria y capacidad antioxidante (57).

1.3 Definición de términos básicos

Extracto: Concentrado obtenido por tratamiento de material vegetal con solventes de diferente polaridad como el agua, etanol, hexano, entre otros (58).

Screening fitoquímico: Marcha fitoquímica útil para identificar cualitativamente los principales grupos químicos presentes en la planta (59).

Polaridad: Es una propiedad de las moléculas que representa la separación de las cargas eléctricas en la misma. Está íntimamente relacionada con otras propiedades como la solubilidad, punto de fusión, punto de ebullición, fuerzas intermoleculares, etc (60).

Composición centesimal: Son procedimientos analíticos esenciales para la producción de alimentos seguros, nutritivos y adecuados para la ingestión, de esta manera lograr la calidad y seguridad de alimentos, la cual consiste básicamente en la determinación de humedad, ceniza, proteína y lípidos (61).

CAPÍTULO II: HIPÓTESIS Y VARIABLES

2.1 Formulación de la hipótesis

No aplica porque es un estudio descriptivo, analítico

2.2 Variables y su operacionalización

2.2.1 Variables independientes

- Tamizaje fitoquímico
- Composición centesimal

2.2.2 Operacionalización de las variables

Operacionalización de variables

Variable	Definición	Tipo por su naturaleza	Indicador	Escala de medición	Categorías	Valores de la categoría	Medio de verificación
Tamizaje Fitoquímico	Arrastrar los metabolitos secundarios solubles en los diferentes solventes, cuya concentración se realizó en rotavapor a 60° C por 3 horas.	Cuantitativa	Contenido de metabolitos secundarios	ordinal	Negativo	-	Desarrollo de color u otro parámetro físico
					Poco	+	
					Medio	++	
					Abundante	+++	
Composición Centesimal	Analiza el contenido de los alimentos, en sus diferentes constituyentes.	Cuantitativa	Porcentaje	razón	Humedad	0 – 100	Base de datos, Access.
					Ceniza	0 – 100	
					Proteínas	0 – 100	
					Lípidos	0 – 100	

Fuente: Elaborado por los autores

CAPÍTULO III. METODOLOGÍA

3.1 Diseño metodológico

Se empleó el diseño analítico, prospectivo y transversal. **Analítico:** Se identificó los metabolitos secundarios y se determinó la composición centesimal. **Prospectivo:** En el registro de información se tomó en cuenta los hechos a partir de la fecha de estudio. **Transversal:** Se estudiaron las variables en un solo momento.

3.2. Diseño muestral

La población vegetal estuvo constituida por el conjunto de plantas de *P. oleracea*, procedente del pueblo Ushpacaño, de los alrededores del río Itaya, en el Distrito de Belén, Provincia de Maynas, Departamento de Loreto; que se encuentra geográficamente a 3° 46' 49.0" latitud Norte Sur y 73° 14' 11.8" longitud Este Oeste.

La muestra vegetal estuvo constituida por una planta entera seca y molida de *P. oleracea*. recolectada por conveniencia teniendo en cuenta, como criterios de inclusión: que la planta sea sana y en buen estado, estructuralmente entera, sin deterioro y libre de excremento animal y de patógenos.

3.3. Procesamiento de los datos

3.3.1. Infraestructura, equipos y materiales

Los equipos utilizados fueron:

- Lámpara UV (MARCA. UVP – 115 v / 60 Hz MODELO. UVLS – 28, CODIGO 53227184006, SERIE. 052709 – 001).
- Cámara de flujo laminar Marca NUAIRE, Mod. NO. NU – 425 – 3006, Serie 98883052005.
- Balanza analítica (SATORIUS, CAPAC.120g, MOD. CP3245, SERIE. 1780251329211668).

- Rotavapor (MARCA BÜCHI 120V 60HZ, MODELO. R-124, CODIGO. 532293310002).
- Campana de extracción (MARCA C4, MODELO CEX 180, SERIE 030915).
- Estufa (MARCA. MEMMERT, SERIE 53226047 – 0014).
- Balanza digital (MARCA. AND G – 8000, CAPAC. 8 kg).
- Equipo Kjeldahl (Marca: GESSELLSEHA, Modelo: GLF, Código: 11993916, Germany).
- Mufla (THEME LINE, MOD.FB1510M, CODIGO: 125080905881, USA).
- Equipos soxhlet

El **material biológico** fue la planta entera de *P. oleracea* (verdolaga)

Los **materiales de laboratorio** usados fueron: gradilla (acero y plástico), espátula de acero, embudo de vidrio, tubos de ensayo, viales de vidrio, placas Petri, vaguetas, capilares, pizeta, vasos de precipitación (10, 25 y 500 mL), probetas (10, 50, 100, 500 mL), pera de decantación (50 mL), frasco de vidrio de 1000 mL y balones (500 y 1000 mL).

Los **reactivos químicos** fueron solventes como etanol, cloroformo y benzina de petróleo y reactivos para identificación de los diferentes metabolitos secundarios como son reactivos de anhídrido acético, ácido sulfúrico concentrado, hidróxido de sodio al 5%, ácido clorhídrico al 1%, dragendorf, cloruro férrico al 5%, cloruro de sodio al 85%, ninhidrina al 5% en etanol, ácido pícrico al 1% en etanol, hidróxido de sodio al 10%, carbonato de sodio, hidróxido de potasio, peróxido de hidrogeno, hidróxido de amonio al 2%, ácido clorhídrico concentrado, colorante Sudan III y Fehling,

3.3.2. Realización de los extractos *Portulaca oleracea*

Recolección: La muestra vegetal fue colectada y enviada al Herbarium Amazonense AMAZ. del Centro de Investigación de Recursos Naturales CIRNA – UNAP ubicado en la ciudad de Iquitos; para su respectiva identificación taxonómica, entidad que emitió la constancia indicando el código, familia y

nombre científico (anexo 1). La planta recolectada fue liberada de impurezas, polvo, suciedad y restos orgánicos residuales, por lavado a chorro con agua potable luego enjuagada con agua destilada para garantizar el correcto lavado.

Secado: La muestra se secó a temperatura ambiente (T° A) durante 15 días bajo sombra, las cuales fueron removidas 3 veces al día y así favoreció el secado. Se tomó en cuenta el uso de una tela que facilitó el flujo de aire.

Molida: La muestra seca se molió (molino manual), donde fue reducida de tamaño lo suficientemente pequeña para tener tenido mayor contacto con el solvente. Se pesó para obtener el peso inicial que se utilizó en el extracto para calcular el porcentaje de rendimiento.

Macerado: Para la obtención de los extractos a partir de la planta entera *P. oleracea*, se utilizó tres solventes diferentes (etanol, cloroformo y benzina de petróleo) requeridos para la realización del tamizaje fitoquímico (ver anexo 4). Se pesó 130 g de muestra molida de *Portulaca oleracea* para cada solvente (etanol 96°, cloroformo y Benzina de petróleo) y cada solvente tuvo 1300 mL; que fueron almacenados en frascos de vidrio de color ámbar para asegurar que no se produzca reacciones de fotólisis. Los frascos fueron rotulados y conservados en un lugar seco y fresco. El proceso de maceración duró 15 días.

Filtrado: Luego de los 15 días de maceración se filtró con papel filtro y embudo de vidrio para luego ser concentrado en el rotavapor obteniendo así el extracto vegetal seco.

Extracto: La concentración del extracto vegetal y el tamizaje fitoquímico se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Investigación de Productos Naturales Antiparasitario de la Amazonia –CIRNA–UNAP, entidad que emitió la constancia de haber realizado el análisis en sus instalaciones (ver anexo 2).

Se utilizó el rotavapor a temperatura de 65°C con un rpm 165 por un tiempo de una hora para concentrar los distintos extractos, lo cual fueron puesto en placas Petri y secado a T° A por 5 días, finalmente fueron rotulados, envasados

herméticamente para garantizar su conservación y estabilidad y pesado para obtener su porcentaje de rendimiento.

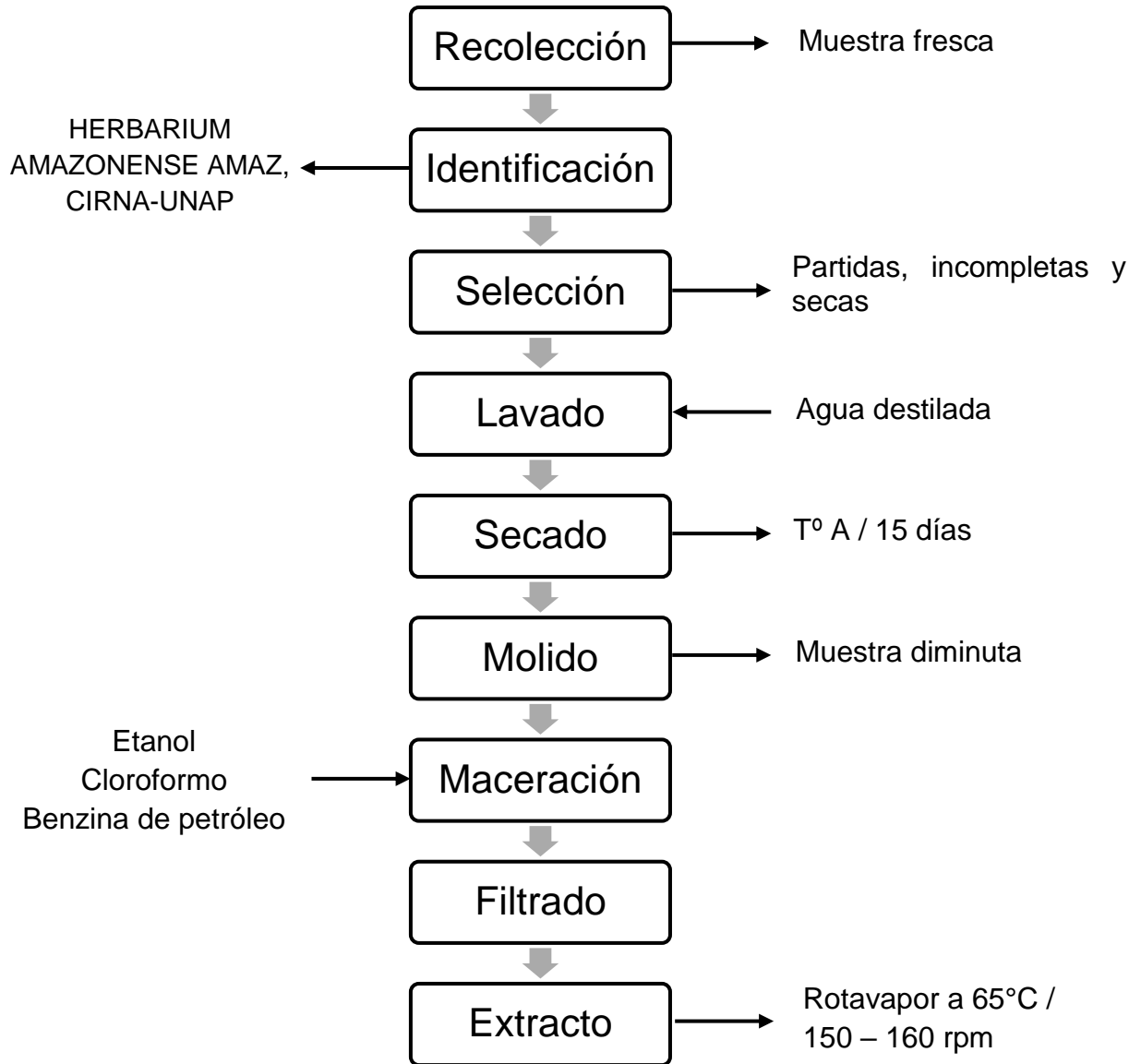


Figura 3. Flujograma de obtención de los extractos

3.3.3. Porcentaje de Rendimiento

Para los cálculos de porcentaje de rendimiento de cada extracto se utilizó la siguiente fórmula:

$$\%Rendimiento = \frac{\text{Peso de extracto}}{\text{Peso de la muestra total}} \times 100$$

3.3.4. Análisis del Tamizaje Fitoquímico

Se realizó mediante el método de Schabra y Cols (1984) (62), de acuerdo al protocolo del Centro de Investigación de Recurso Naturales de la Amazonia (CIRNA) estandarizado en el Laboratorio de Fitoquímica – LIPNAA – UNAP. Los extractos con los diferentes solventes (Etanol, Cloroformo y Benzina de petróleo) para la identificación de metabolitos secundario por medio de reacciones químicas dando por resultado cambio de color, formación de precipitado y desprendimiento de gas dando indicios de la presencia o ausencia de un metabolito secundario específico (ver anexo 5 y 6).

Se utilizó cuatro patrones que son:

A. Patrón Clorofórmico

Se diluyó en cloroformo una alícuota de los extractos (Etanólico, Clorofórmico y Benzina de petróleo), se filtró en los tubos de ensayos patrones, a partir del cual se repartió en dos tubos de ensayos de cada extracto para su respectiva identificación (62)

Identificación de esteroides y triterpenos (Ensayo de Liebermann – Buchard)

En el primer tubo de ensayo de cada extracto, se añadió y mezcló 1ml de anhídrido acético, luego por la pared del tubo de ensayo se dejó correr 3 o 4 gotas de ácido sulfúrico concentrado y agitó. El ensayo se considera positivo si hay presencia de coloración verde – azul para estructuras esteroidales y rojo – rosado para estructuras triterpénicas (62).

Identificación de Quinonas (Ensayo de Borntrager)

En el segundo tubo ensayo, de cada extracto, se añadió 1ml de la solución de hidróxido de sodio al 5%, se agitó fuertemente y se dejó en reposo. Se forma una fase alcalina y otra clorofórmica. El ensayo se considera positivo si la fase acuosa alcalina (sobrenadante) torna un color rosa – rojo (62).

B. Patrón Etanólico

Se diluyó en etanol una alícuota de los extractos (Etanólico, Clorofórmico y Benzina de petróleo), se filtró en los tubos de ensayos patrones, a partir del cual se repartió en cinco tubos de ensayos de cada extracto para su respectiva identificación (62).

Identificación para alcaloides (Ensayo de Dragendorff)

En el primer tubo de ensayo de cada extracto, se añadió 1 ml de ácido clorhídrico al 1% y se agitó, luego se les adicionó 3 o 4 gotas del reactivo de Dragendorff. El ensayo se considera positivo si hay un precipitado rojo ladrillo (62).

Identificación de fenoles y taninos (Ensayo de Cloruro Férrico)

En el segundo tubo de ensayo de cada extracto, se añadió 0.5 ml de una solución de cloruro férrico al 5% en solución salina (cloruro de sodio al 85%). El ensayo se considera positivo si hay aparición de un color o precipitado verde, rojo para fenoles, y/o azul o negro para taninos (62).

Identificación de aminoácidos y aminas (Ensayo de Ninhidrina)

En el tercer tubo de ensayo de cada extracto, se añadió 1 ml de disolución de Ninhidrina al 5% en etanol, luego se llevó a baño maría durante 5 a 10 minutos. El ensayo se considera positivo si hay aparición de una coloración azul violácea (62).

Ensayo para saponinas (Ensayo de espuma)

En el cuarto tubo de ensayo de cada extracto, se añadió 10 ml de agua destilada y se agitó la mezcla fuertemente durante 2 minutos, después se dejó reposar. El ensayo se considera positivo si aparece una espuma jabonosa de más de 2 mm de altura en la superficie del líquido y persistente por más de 2 minutos (62).

Identificación de lactonas (Ensayo de Baljet)

En el quinto tubo de ensayo de cada extracto, se añadió 1 ml de una mezcla de ácido pícrico al 1% en etanol y un 1 ml de Hidróxido de sodio al 10% en agua. El ensayo se considera positivo si hay presencia de un color o precipitado rojo – naranja (62).

Identificación catequinas

Se sembró en un papel filtro dos puntos de la muestra del patrón etanolico de cada extracto, con la ayuda de un capilar y en uno de los puntos se sembró un punto de carbonato de sodio, se visualizó en una lámpara ultravioleta de 115V 60Hz (UVP). El ensayo se considera positivo si hay una mancha carmelita a la luz UV en el punto donde se sembró la muestra con carbonato de sodio (62).

Identificación de cumarinas fijas

Se sembró en un papel filtro dos puntos de la muestra del patrón etanolico de cada extracto, con la ayuda de un capilar en uno de los puntos se agregó hidróxido de potasio, luego se visualizó en una lámpara ultravioleta de 115V 60Hz (UVP). El ensayo se considera positivo si hay presencia de fluorescencia amarillo verdoso en el punto donde se sembró la muestra con Hidróxido de potasio (62).

C. Patrón Etanol/Agua 1:7

Se preparó una solución etanolico en agua (1:7) que se utilizó para diluir una alícuota de los extractos (Etanolico, Clorofórmico y Benzina de petróleo), se filtró

en los tubos de ensayos patrones, a partir de cual se repartió en dos tubos de ensayos de cada extracto para su respectiva identificación (62).

Identificación de nafto y antraquinona (Ensayo de Bornträger-Kraus)

En el primer tubo de ensayo de cada extracto se añadió 1 ml peróxido de hidrogeno, 1 ml de ácido sulfúrico y se procedió a calentar a baño maría, luego se basifica con hidróxido de amonio al 2% y se deja en reposo. El ensayo se considera positivo donde las fases se separan y las capas alcalinas (inferior) toma una coloración que va del rosado al rojo intenso (62).

Identificación de flavonoides (Shinoda)

En el segundo tubo de ensayo de cada extracto se añadió un pedazo de cinta de magnesio, luego 1 mL ácido clorhídrico concentrado por las paredes del tubo de ensayo hasta desprendimiento del hidrogeno. El ensayo se considera positivo si hay una coloración rojiza, violeta o naranja (62).

D. Patrón hexánico

Se preparó una solución hexánico que se utilizó para diluir una alícuota de los extractos (etanolico, clorofórmico y benzina de petróleo), se filtró en los tubos de ensayos patrones, a partir de cual se repartió en dos tubos de ensayos de cada extracto para su respectiva identificación (62).

Ensayo para compuestos grasos (ensayo de Sudán III)

Se pesa 2 mg de extracto hexánico y se diluye con el solvente de extracción (hexano), se le añade 1mL de una solución diluida en agua del colorante Sudan III. Se calienta en baño de agua hasta evaporación del solvente. Resultado positivo La aparición de gotas o una película de color rojo en el seno del líquido o en las paredes del tubo de ensayo, indica la presencia de compuestos grasos (62).

Ensayo para azúcares reductores (ensayo de Fehling).

Pesar 2mg de extracto y diluir con 2ml de agua destilada. Se adiciona 2ml de reactivo de Fehling y se calienta en baño de agua de 5-10 minutos la mezcla. El ensayo se considera positivo si la solución se colorea o tiene un precipitado rojo (62).

3.3.5. Caracterización de composición centesimal

Los análisis de composición centesimal se realizaron siguiendo la metodología de la AOAC (2012) (63). Se realizó las instalaciones del Laboratorio de Control de Calidad de Alimentos de la Planta Piloto de la Facultad de Industrias Alimentarias – UNAP, ubicado en el Distrito de Iquitos, Provincia de Maynas, Región Loreto; dicha entidad emitió los resultados de la muestra analizada (ver anexo 3).

A. Determinación de humedad

Se hizo por triplicado, se pesaron las placas limpias y secas (en estufa a 105°C por 2 horas), luego se pesó 5 g de muestra bien esparcida en la placa y después se llevó a estufa a 105°C por 6 horas. Posteriormente se retiró de la estufa y enfrió (20 minutos en el desecador) para tomar nota de su peso final (63).

Se reportó la pérdida de peso como humedad:

$$\% \textit{Humedad} = \frac{P_1 - P_2}{M} \times 100$$

Donde:

P₁ = Peso del recipiente con muestra húmeda.

P₂ = Peso del recipiente con muestra seca.

M = Peso de la muestra.

B. Determinación de ceniza

Se hicieron tres repeticiones por muestra, se pesaron 5 g de muestra en crisoles previamente limpios, secos y tarados, luego se llevó a mufla a 550°C por 6 horas hasta su calcinación. Posteriormente fueron retirados de la mufla y transferidos

a la campana de desecación para su enfriamiento, y finalmente pesados para los respectivos cálculos, donde la diferencia de peso fue el porcentaje de sales minerales (ceniza) (63).

Cálculos de porcentaje de ceniza:

$$\% \text{Ceniza} = \frac{W - W_0}{S} \times 100$$

Donde:

W = Peso del Crisol con ceniza.

W0 = Peso del Crisol vacío.

S = Peso de la muestra.

C. Determinación de proteínas

Se hizo por triplicado, se pesó 0,25g de muestra en un balón de digestión. Adicionando 7mL de ácido sulfúrico concentrado, 0,125g de sulfato de cobre y 2,5g de sulfato de sodio, el balón fue colocado en el digestor hasta la aparición de una coloración azul verdoso transparente. Posteriormente, el balón fue enfriado a temperatura ambiente, añadiendo 70mL de agua destilada e hidróxido de sodio al 33%. Seguidamente se procedió a destilar la solución obtenida, el contenido nitrogenado (50mL) en un matraz Erlenmeyer y que mediante la adición de 7mL de ácido bórico y gotas de azul de metileno como indicador se procedió a titular con una solución de H₂SO₄ 0,025N, obteniendo el porcentaje de nitrógeno (63).

$$\% N = \frac{0,014 \times V \times N_c}{m} \times 100$$

Donde:

V = Gasto de titulación ácido sulfúrico.

N_c = Normalidad del ácido sulfúrico.

m = Peso de la muestra

0,014 = meq del nitrógeno

El porcentaje de proteína se obtendrá de la siguiente manera:

$$\% \text{Proteína} = \% N \times F$$

Donde:

F = Factor de conversión de proteína (6,25)

D. Determinación de lípidos

Fueron determinados según la metodología de la AOAC (2012) (51). Se transfirió 5 g de muestra en papel filtro y colocó en el equipo Soxhlet. El lípido extraído fue recogido en un balón conteniendo 120 mL de hexano, el cual fue calentado por 5 horas. Luego se retiró el balón y colocó en estufa a 105°C por 3 horas. Posteriormente, el balón se enfrió y pesó para el cual se aplicó la siguiente fórmula (63):

$$\% \text{ Grasa} = \frac{P_1 - P_2}{PM} \times 100$$

Donde:

P₁ = Peso del balón más muestra grasa.

P₂ = peso del balón vacío.

PM = peso de la muestra.

E. Determinación de carbohidratos

Fue determinado según la metodología de la AOAC (2012) (63), para el cual se analizó por diferencia, calculados por la siguiente fórmula:

$$\% \text{ CHO} = 100\% - (\% \text{ humedad} + \% \text{ ceniza} + \% \text{ proteína} + \% \text{ lípidos})$$

F. Determinación de materia seca

Se determinó según la metodología de la AOAC (2012) (63), se analizó por diferencia, calculados de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Materia seca} = 100\% - (\% \text{ humedad})$$

3.4. Procesamiento y análisis de los datos

Se evaluó la importancia de las diferencias entre los medios por análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de Tukey a un nivel de significancia de $p < 0,05$ utilizando el software SPSS versión 22.0.

La producción y evaluación de estos valores se realizado por triplicado.

3.5. Aspectos éticos

Para la ejecución del proyecto se utilizó materiales y reactivos garantizados para obtener un resultado confiable, asimismo se aplicó los procedimientos de BPH y BPL de tal manera que salvaguarden la calidad de los extractos antes, durante y después del proceso.

En el Laboratorio de Fitoquímica se aplicaron estrictas normas de bioseguridad para evitar contaminación con los productos biológicos y así no adquirir enfermedades infecciosas; de igual manera los desechos de los productos químicos fueron eliminados correctamente evitando contaminación ambiental para no ser perjudicial al ser humano.

CAPÍTULO IV: RESULTADOS

Tabla 2. Composición centesimal de *P. oleracea*.

Parámetro	Media %
Humedad	91,85* ± 0,0028*
Ceniza	2,21 ± 0,0058
Proteínas	2,32 ± 0,0100
Lípidos	0,40 ± 0,0058
Carbohidratos	3.1056 ± 0.1144
Materia seca	8.15± 0,0028

*Promedio ± desvío padrón (n=3)

Tabla 3. Porcentaje de rendimiento de extractos obtenidos de *P. oleracea*.

Extractos	Rendimiento (%)
Extracto etanólico	5,86
Extracto clorofórmico	4,10
Extracto benzina de petróleo	2,10

Tabla 4. Tamizaje fitoquímico del extracto etanólico

<i>P. oleracea</i>	Extracto etanólico
Alcaloides*	(-)
Triterpeno y esteroides	+++
Quinona	-
Flavonoides	-
Lactonas	++
Fenoles y taninos	++ (Verde)
Saponinas	+
Leucoantocianidina	+
Nafto y antraquinona	-
Aminas y/o aminoácidos	+++
Cumarinas fijas	-
Glicósido cardioto	-
Compuestos grasos	NO
Azúcares reductores	+
Catequinas	-
Carotenos	NO

* W: Wagner, D: Dragendorff y M: Mayer CCF: Cromatografía de capa fina.

(-): Negativo, (+): Poco, (+++): Abundante, (NO): No se realizó.

Tabla 5. Tamizaje Fitoquímico del extracto clorofórmico

<i>P. oleracea</i>	Extracto clorofórmico
Alcaloides	NO
Triterpeno y esteroides	+++
Quinona	-
Flavonoides	+
Lactonas	++
Fenoles y taninos	++ (Verde)
Saponinas	+
Leucoantocianidina	-
Nafto y antraquinona	-
Aminas y/o aminoácidos	-
Cumarinas fijas	-
Glicósido cardioto	-
Compuestos grasos	NO
Azúcares reductores	-
Catequinas	+
Carotenos	NO

* (-): Negativo, (+): Poco, (+++): Abundante, (NO): No se realizó.

Tabla 6. Tamizaje fitoquímico del extracto de benzina de petróleo

<i>P. oleracea</i>	Benzina de Petróleo
Alcaloides	NO
Triterpeno y esteroides	+++
Quinona	-
Flavonoides	+
Lactonas	++
Fenoles y taninos	++ (Verde)
Saponinas	+
Leucoantocianidina	-
Nafto y antraquinona	-
Aminas y/o aminoácidos	-
Cumarinas fijas	-
Glicósido cardioto	-
Compuestos grasos	+++
Azucares reductores	+
Catequinas	-
Carotenos	+++

* (-): Negativo, (+): Poco, (+++): Abundante, (NO): No se realizó.

CAPÍTULO V: DISCUSIÓN

Composición Centesimal

El porcentaje de humedad de la planta entera fresca de *P. oleracea* fue 91,85%, el cual coincide con los reportados por Oliveira et al. (2009) quienes obtuvieron 91,15% en su estudio de caracterización fitoquímica (25). De igual manera Moncayo (2015) y Mangoba (2015) en sus estudios con muestra fresca reportaron 92,00% y $91,23 \pm 0,39\%$ respectivamente (14, 13), y Moscuzza (2016) en su libro de verdolaga saludable reportó datos de 93,92% (3); asimismo estos resultados no se encuentran lejanos de lo que, afirma Ceverino (2020) quién reportó que el 95% de la masa total de la muestra en estudio es agua (64), el cual coincide con los valores obtenidos por Santiago-Sáenz et al. (2018) quienes encontraron contenido de humedad del 94,4 %. Todos estos valores pueden ser atribuidos a la retención de agua que se encuentran en los estomas y vacuolas de la planta (15).

En cuanto al valor de ceniza fue 2,21%, siendo menor a lo reportado por Guzmán et al. (2017) quienes obtuvieron 3,03% (16) y mayor a lo reportados por Moscuzza (2016) con valor de 1,25%(3), y Mangoba con $1,22 \pm 0,16\%$ (13). Sin embargo, se obtuvo igual valor al de Martínez (2015) quien referenció valor de 2,2% en la composición nutricional de la verdolaga (17). Las cenizas corresponden a los micronutrientes o sea los minerales, esto indicaría que el contenido de sustancias minerales encontrado es intermedio con respecto al contenido reportado por los otros autores en la misma planta.

Con respecto al valor de la proteína encontrada, fue de 2,32%, siendo este valor mayor a lo reportado por Moscuzza (2016) con 1,3% (3), Martínez (2015) reportó un valor de 1,8% (17) y por Mangoba (2015) con $1,67 \pm 0,30\%$ (13).

En lo que respecta a los lípidos se obtuvo un valor de 0,40%, el cual fue mayor a Moscuzza (2016) quien reportó 0,1% (3); muy cercano a Mangoba (2015) con $0,37 \pm 0,09\%$ (13), pero menor a lo encontrado por Martínez (2015) quien reportó un valor más alto que fue de 0,5% (17) Sin embargo, estos valores están dentro

del rango que mencionan Oliveira et al. (2009) al reportar valores entre 0,11% a 0,57% de lípidos en su investigación (26).

El valor de carbohidratos fue de $3,056 \pm 0,1144\%$ el cual coincide con lo reportado por Moscuza (2016) con 3,43% (3), y cercano a lo reportado por Mangoba (2015) con valores de $4,05 \pm 0,27\%$ (13).

Porcentaje de rendimiento

En relación al rendimiento de los extractos de la planta entera fresca de *P. oleracea* para el extracto etanólico, clorofórmico y benzina de petróleo fue de cuyos valores fueron 5,86%, 4,10% y 2,10% respectivamente; estos resultados coinciden con los obtenidos por Hernández M., Pabón y Hernández R. (2020) quienes reportaron rendimiento de extracto del 4,58%. No se pudo realizar más comparaciones debido a que no se encontró más reportes de bibliografías (65).

Tamizaje Fitoquímico

En relación al tamizaje fitoquímico del extracto etanólico se encontró presencia de esteroides, fenoles, lactonas, saponinas leucoantocianidina, aminas y aminoácidos, y azúcares reductores, lo cual concuerda con el trabajo realizado por Moncayo (2015), quien identificó en el extracto etanólico de *P. oleracea* (verdolaga) los mismos componentes además de presencia de catequinas, cumarinas, triterpenos, taninos, quinonas, flavonoides, antocianina y alcaloides (13).

En cuanto al extracto clorofórmico se encontró presencia de esteroides, flavonoides, fenoles, lactonas, saponinas y catequinas; estando en parte de acuerdo con Almashad, Ibrahim y Rabab (2019) quienes reportaron en su extracto etanólico presencia de flavonoides, fenoles, saponinas, taninos y alcaloides (66).

En cuanto al extracto benzina de petróleo se encontró presencia de esteroides, flavonoides, lactonas, fenoles, saponinas, compuestos grasos, azúcares

reductores y carotenos. Coincidiendo en la mayoría de sus metabolitos secundarios con Velasquez (2020), quien en su estudio con el extracto hidroalcohólico determino presencia de alcaloides, estereoides, taninos, flavonoides y azúcares reductores (67).

Asimismo, Hernández M., Pabón y Hernández R. (2020) en su estudio de extracto etanólico encontraron alcaloides, flavonoides, taninos y saponinas, coincidiendo con nuestra investigación en la presencia de saponinas para el extracto etanólico, y presencia de flavonoides y saponinas para los extractos clorofórmico y benzina de petróleo (65).

De lo reportado por Santamaría (2011), quién encontró en el extracto etanólico presencia de alcaloides, compuestos grasos, catequinas, saponinas, taninos, aminoácidos, flavonoides, azúcares reductores y antocianidinas; de las cuales solo coincidió con el presente trabajo para este tipo de extracto, en la presencia de saponinas, aminoácidos y azúcares reductores. Para el extracto clorofórmico coincidió en flavonoides, saponinas y catequinas. Y para el extracto de benzina de petróleo coincidió en compuestos grasos, saponinas, flavonoides y azúcares reductores (10).

Por otro lado, en la investigación de Zira (2021) con respecto al extracto etanólico coincide con nuestro extracto etanólico, clorofórmico y benzina de petróleo de nuestra investigación por encontrar esteroides y saponinas, y presencia de flavonoides para el extracto clorofórmico y benzina de petróleo; sus demás componentes fueron alcaloides, terpenoides, taninos, flobataninas, antraquinonas, almidón, glucósido cardíaco y proteína (68).

CAPÍTULO VI: CONCLUSIONES

Con respecto al rendimiento de los extractos no cuentan con reportes previos por la cual no se fundamentó con más profundidad.

Los metabolitos secundarios en común que se encontraron en el análisis de tamizaje fitoquímico de *P. oleracea* para los extractos de etanol, cloroformo y benzina de petróleo fueron saponinas, fenoles y esteroides. En el extracto etanólico y benzina de petróleo de *P. oleracea*. se encontraron lactonas y azúcares reductores.

Los valores obtenidos de composición centesimal coincidieron con la mayoría de las demás investigaciones, lo que indica que se encuentra entre los valores normales y referenciales para la especie botánica *P. oleracea*.

CAPÍTULO VII: RECOMENDACIONES

Se recomienda seguir con los estudios de esta planta para determinar su uso en alimentación y en la acción de la medicina tradicional.

De acuerdo con el resultado de metabolitos secundarios, se sugiere realizar la determinación de la actividad antibacteriana y antimicótica de la planta *Portulaca oleracea*.

Dado el contenido de compuestos fenólicos encontrados, se sugiere realizar parámetros fisicoquímicos y evaluación de la actividad antioxidante de *Portulaca oleracea*.

CAPÍTULO VIII: FUENTES DE INFORMACIÓN

1. Pozo G. Uso de las plantas medicinales en la comunidad del Cantón Yacuambi. Universidad técnica particular de Loja; 2014. Ecuador.
2. Bermúdez A, Oliveira M, Velázquez D. La investigación etnobotánica sobre plantas medicinales: una revisión de sus objetivos y enfoques actuales. 2005. pp. 453-459.
3. Moscuza N. Verdolaga una alternativa saludable. Universidad FASTA, Facultad de Ciencias Médicas. 2016.
4. Ovando, Mera L., Boettler, R, et al. La verdolaga, *Portulaca oleracea*, fuente vegetal de Omega 3 y Omega 6. 2009. México.
5. Zhao R, Gao X, Cai Y, Shao, et al. Antitumor activity of *Portulaca oleracea* L. polysaccharides against cervical carcinoma in vitro and in vivo. *Carbohydrate Polymers*, 2013; 96(2),376- 383.
6. Ocampo G, Columbus, J. Molecular phylogenetics, historical biogeography, and chromosome number evolution of *Portulaca* (*Portulacaceae*). *Molecular Phylogenetics y Evolution*, 2012; 63(1), 97-112.
7. Erkan, N. Antioxidant activity and phenolic compounds of fractions from *Portulaca oleracea* L. *Food Chemistry*, 2012; 133 (3), 775-781.
8. Liang X., Tian J., Li L, et al. Rapid determination of eight bioactive alkaloids in *Portulaca oleracea* L. by the optimal microwave extraction combined with positive–negative conversion multiple reaction monitor (p/ MRM) technology. 2014; 120(1), 167-172.
9. Yan J, Li-Rong S, Zhong-Yu Z, et al. Homoisoflavonoids from the medicinal plant *Portulaca oleracea*. *Phytochemistry*, 2012; 80(1), 37-41.
10. Santamaria L. Evaluación de la actividad antiinflamatoria de extractos de verdolaga (*Portulaca Oleracea*) en ratas (*Rattus norvegicus*) con edema inducido por carragenina, en el bioterio Espoch. 2011. Riobamba, Ecuador.
11. Al-Quraishy S, Dkhil M, Abdel-Moneim A. Protective effects of *Portulaca oleracea* against rotenone mediated depletion of glutathione in the striatum of rats as an animal model of Parkinson's disease. *Pesticide Biochemistry y Physiology*, 2012; 103(2), 108-114.
12. Castro M, Ácidos grasos omega 3: beneficios y fuentes. *Interciencia*, 2002; 27(3), 128-136.

13. Mangoba P. Prospecção de características fitoquímicas, antibacterianas e físico-químicas de *portulaca oleracea* L. (beldroega). Universidade Federal Do Rio Grande Do Sul Instituto De Ciência E Tecnologia De Alimentos. Porto Alegre – Brazil. 2015
14. Moncayo C. Ácidos grasos, actividad antioxidante y antibacterial en extractos de verdolaga (*portulaca oleracea*). Pontificia Universidad Católica del 2015.Ecuador. Quito
15. Santiago-Sáenz Y, Monroy-Torres R.; Cariño-Cortés R. et al Caracterización fisicoquímica y propiedades antioxidantes de verdolaga (*Portulaca oleracea*) de alto consumo en el estado de Hidalgo, (2018) Vol. 3 210-215. México
16. Guzmán L, Garcia V, Osmany C, et al. Composición química y actividad antiinflamatoria de extracto de partes aéreas de *Portulaca oleracea* (verdolaga). 2017. Provincia El oro – Ecuador.
17. Martínez D. Evaluación de la composición química y las propiedades antioxidantes de la Averrhoa carambola y *Portulaca oleracea* L. Universidad de La Habana. Instituto de Farmacia y Alimentos. 2011. Habana.
18. Castro-Lara D, Basurto-Peña F, Mera-Ovando L, et al. tradition in Mexico. Chapingo Autonomous University. 2011.Mexico state.
19. National Commission for the Knowledge and Biodiversity Use (CONABIO). Mexican weeds: Papalo-quelite, verdolaga, quintonil, romerito, quelite cenizo, huazontle, alaches, epazote, chaya de monte, hoja santa, chipil. CONABIO., 2009.Mexico city.
20. Solis-Becerra C, Estrada-Lugo E. Culinary practices and recognition of the local diversity of wild vegetables in the collective women and corn of Teopisca, Chiapas. 2014; 12(2): 148-162. Mexico. Liminar
21. Palaus X., Gómez, J. Atlas de botánica. Madrid, Cultural. 1995. pp. 90-91
22. Pérez F. Pruebas para el Establecimiento del Cultivo Comercial de la Verdolaga *Portulaca oleracea* L. 2013S.altillo, Coahuila, México.
23. Bogle, A. L.. “The genera of *Portulacaceae* and *Basellaceae* in the Southeastern United States”. Journal of the Arnold Arboretum. 1969.pp50:566-598.
24. Conabio. Capital Natural de México, vol. I: conocimiento actual de la biodiversidad. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. 2008. México.

25. Martínez P. Adición de *Portulaca oleracea L.* a la alimentación de gallinas murcianas para la obtención de huevos enriquecidos. Cartagena: Escuela técnica superior de ingeniería agronómica Universidad Politécnica de Cartagena; 2015.
26. Oliveira I, Valentão P, Lopes R, et al. Phytochemical characterization and radical scavenging activity of *Portulaca oleraceae L.* leaves and stems. *Microchemical Journal*. 2009; 92: 129-134.
27. Trease, G. Tratado de farmacognosia. 12va ed. Interamericana. 1986.pp. 3, 4, 71.
28. Mahan L, Stump S, Raymond, J. Alimentos, Nutrição e Dietoterapia, 13 ed. Elsevier, 2012, 1227p.
29. Cozzolino, S. M. F.; Biodisponibilidade de nutrientes, 2 ed. Manole, 2007, 992p.
30. Oliveira, J. E. D.; Marchini, J. S. Ciências nutricionais, 1 ed Sarvier, 1998, 403p.
31. Fennema, O. R.; Damodaram, S.; Parkin, K. L.; Química de Alimentos de Fennema, 4 ed. Artmed, 2010, 900p.
32. Shaparin, N, (2000), Fundamentos de tecnología de productos fitoterapeúticos, Ed. Quebecor-Impreandes. p. 198. Colombia.
33. Palacios M. Texto de farmacognosia y fitoquímica. Escuela profesional de Farmacia y Bioquímica. Universidad Católica Los Ángeles de Chimbote. 2013; pp. 7 – 48.
34. Valencia C. Fundamentos de Fitoquímica. Editorial Trillas S.A. 1995; España
35. Torres C. Investigación en la transformación secundaria de frutos, tubérculos, flores, hojas o tallos de especies pertenecientes a ecosistemas andinos. Informe Técnico. Jardín Botánico José Celestino Mutis-subdirección científica Bogotá D.C. 2004; Pp. 2 – 14.
36. Ávalos A, Pérez-Urria E. Metabolismo secundario de plantas. Facultad de Biología. Universidad Complutense. Madrid. Serie Fisiología Vegetal. 2009. 2 (3): 119-145..
37. Espinosa-Leal C, Treviño-Neávez F, Garza-Padrón R, et al. Contenido de fenoles totales y actividad anti-radical de extractos metanólicos de la planta silvestre y cultivada *in vitro* de *Leucophyllum frutescens*. 2015. *Rev Mex Cienc Farm* 46 (3)

38. Márquez-López,A, Chávez- Parga M, Hernández-González J. pectos generales sobre los elagitaninos y su conversión a ácido elágico. 2019.
39. Atanu D, Nazrul I, Omar F, Ashaduzzamanb R. Review on tannins: Extraction processes, applications and possibilities. South African Journal of Botany 2020. pp135 58 – 70.
40. Álvarez E, Orallo F. Actividad biológica de los flavonoides (I). Acción frente al cáncer. Departamento de Farmacología. Facultad de Farmacia. Universidad de Santiago. Vol 22 Núm 10 noviembre 2003.
41. Tránsito L. Flavonoides. Vol 21 Núm 4 abril 2002.
42. Chong R. Alimentos ricos en flavonoides y sus beneficios a la salud. Universidad Nacional De San Martín Tarapoto Facultad De Ingeniería Agroindustrial. Tarapoto – Perú. 2011.
43. Herrera-Fuentes I, et al. Determinación de Taninos y Cumarinas presente en la planta tres filos. Ciencias Naturales. Pol. Con. (Edición núm. 9) Vol. 2, No 7 Julio 2017, pp. 500-522.
44. Suárez B. Detección de mecanismos de resistencia en aislamientos clínicos de *Klebsiella pneumoniae* multi drogo resistentes. 2012; No. 1., Pp. 35 – 37. La Habana – Cuba
45. Brigham L. Cell-specific production and antimicrobial activity of naphthoquinones in roots of *Lithospermum erythrorhizon*. Plant Physiology. 1999; Vol. 119. Pp 417 – 428.
46. Durán M, Gaitán R, Olivero J. Búsqueda en bases de datos de actividad biológica de moléculas quinoides; rev cubana Información en Ciencias de la Salud;2013;24(4):416-430.
47. Villamizar M, Enrique V, Álvarez J, Suárez H. Terpenos con actividad biológica Anti-VIH; Universidad del Magdalena Santa Marta, vol. 7, núm. 2, julio-diciembre, 2010, pp. 257-273. Colombia.
48. López G. Actividad biológica de los terpenos en el área agroalimentaria ISBN 978-607-97421-5-7 Primera Edición, 2016
49. Ormeño E, Fernandez C. Los Terpenos de las Plantas, Revista de investigación científica; 2012
50. Cowan M. Plant products as antimicrobial agents. 1999; No.4. Vol. 12, pp. 564 – 582. Madrid – España.

51. Morales L. Estudio in vitro de la actividad antimicrobiana de aceites esenciales de tres plantas del Perú. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Ciencias. 1996; Pp. 54 – 63. Lima – Perú.
52. Sepúlveda G, Porta H, Rocha M, La Participación de los Metabolitos Secundarios en la Defensa de las Plantas Revista Mexicana de Fitopatología. Diciembre. 2003. vol. 21, núm. 3, pp. 355-363. Texcoco, México
53. Tránsito L. Saponosidos; 21 Núm15.Junio 2001
54. Pelczar J, Reid R. Microbiología. Editorial Pueblo y Educación. 1992; 664 pp. La Habana-Cuba.
55. Villacís J. Temas de Medicina Natural: Fitomedicina. Ambato: 2009; Ed. Universidad Técnica de Ambato.
56. Ruiz-Reyes, Enrique; Suarez, Margarita.Lactonas sesquiterpénicas. Diversidad estructural y sus actividades biológicas.Revista CENIC. Ciencias Biológicas, vol. 46, núm. 1, enero-abril, 2015, pp. 9-24. Centro Nacional de Investigaciones Científicas.Ciudad de La Habana, Cuba
57. Peñarrieta M, Tejeda L, Mollinedo P, et al. Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos. Universidad Mayor de San Andrés. Revista Boliviana de Química. 2014 julio-diciembre; vol. 31, núm. 2, , pp. 68 – 81. La Paz-Bolivia.
58. Ruíz M, Susunaga C. Actividad antimicrobiana presentes en partes aéreas de las especies *Bursera simaoruba* y *Bursera graveolens* (Burseraceas), frente a microorganismos como: *Agrobacterium tumefaciens*, *Erwinia carotovora*, *Fusarium oxysporum*, *Trichoderma viride* y *Btrytis cinerea*. Carrera Microbiología Industrial. Facultad de ciencias. Departamento Microbiología. Pontificia Universidad Javeriana. 2000; pp. 40. Bogotá D.C.
59. Lock U. Investigación Fitoquímica. Métodos de Estudios de Productos Naturales. Fondo Editorial. 1988; PUCP 1era Edición. Lima – Perú.
60. Barragán E. La polaridad química o solo polaridad recuperada de LA POLARIDAD QUIMICA O SOLO POLARIDAD. 17 de mayo 2011.
61. Leite R. Tudo o que é preciso saber sobre a análise de alimentos - Introdução. 2019.
62. Schabra C, Ulso C, Mishin N, et al. Screening of tanzanian medical plants. Journal of Ethnopharmacology. (11): 157 – 159. 1984.

63. AOAC. Association of Official Analytical Chemists. Official Methods of Analytical Chemists of Association Chemistry. Chapter 41: Oils and fats, 2012.
64. Ceverino A. Efecto Antibacteriano del extracto etanólico De Portulaca Oleracea (Verdolaga) sobre cepas de Streptococcus mutans ATCC 25175. Trujillo – 2018. Universidad Católica los Ángeles Chimbote. 2020.
65. Hernández M., Pabón L, Hernández R, et al. Estudio Fitoquímico y actividad antimicrobiana de plantas medicinales empleadas para el control de infecciones urinarias. Revista de Ciencias Básicas, Vol. 16(1), pp. 43-56. Editorial Neogranadina. 2020.
66. Almashad A., Ibrahim G, Rabab S, et al. Phytochemicals, antioxidant and volatile compounds evaluation of egyptian purslane leaves. Arab Univ. J. Agric. Sci., Ain Shams Univ., Cairo, Egypt 27(5), 2573-2582, 2019.
67. Velásquez L. Efecto cicatrizante del gel elaborado a base de extracto hidroalcohólico de hojas de Portulaca oleracea L. “Verdolaga” en un modelo experimental en rattus rattus var. Alvinus. Universidad Católica los Ángeles Chimbote. Chimbote – Perú. 2020.
68. Zira S. Assessment of Bioactive Constituents of Purslane (P. oleracea) Leaves grown around the Vicinity of Adamawa State University Mubi, Adamawa State Nigeria. International Journal of Multidisciplinary and Current Educational Research (IJMCER). ISSN: 2581-7027, Volume 3, Issue 2, Pages 53-57. 2021

ANEXOS



1. ANEXO: Instrumentos de recolección de datos

ANEXO 1. Constancia de identificación del *Portulaca oleracea*



UNAP

Centro de Investigación de
Recursos Naturales
Herbarium Amazonense - AMAZ

INSTITUCION CIENTIFICA NACIONAL DEPOSITARIA DE MATERIAL BIOLÓGICO
CODIGO DE AUTORTIZACION AUT-ICND-2017-005

CONSTANCIA

El Coordinador del Herbarium Amazonense (AMAZ) del CIRNA, de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana

HACE CONSTAR:

Que, la muestra botánica presentado por **Juan Jhony Arias Tijutani y Leonidas Calle Paz**, Bachilleres de la **Facultad de Farmacia y Bioquímica**, de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, pertenece a la tesis titulado: **"COMPOSICIÓN CENTESIMAL Y METABOLITOS SECUNDARIOS DE LOS EXTRACTOS DE DIFERENTE POLARIDAD DE *Portulaca oleracea* (verdolaga) DE USHPACAÑO - RIO ITAYA"**; han sido **DETERMINADAS** en este Centro de Investigación y Enseñanza, **Herbarium Amazonense-AMAZ**, del Centro de Investigación de Recursos Naturales de la UNAP-CIRNA-UNAP, como se indica a continuación:

Nº	Nombre Comun	Nombre Científico	Familia
1	verdolaga	<i>Portulaca oleracea</i> L.	Portulacaceae

Se expide la presente constancia a los interesados, para los fines que estime conveniente.

Atentamente,

Iquitos, 12 de ener del 2022



Richard J. Huananca Acóstupa
Coordinador Herbarium Amazonense

ANEXO 2. Constancia de Tamizaje Fitoquímico



UNAP



Universidad Nacional de la Amazonía Peruana
Centro de Investigación de Recursos Naturales (CIRNA)
Laboratorio de Investigación de Productos Naturales Antiparasitarios de la Amazonía

“Año del Bicentenario del Perú: 200 años de Independencia”

CONSTANCIA

El que suscribe, Coordinador (e) del Laboratorio de Investigación de Productos Naturales Antiparasitarios del Centro de Investigación de Recursos Naturales de la Universidad Nacional de la Amazonía (LIPNAA).

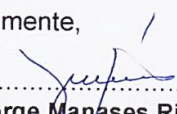
HACE CONSTAR:

Que los Bachilleres, de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNAP, **JUAN JHONY, ARIAS TIJUTANI Y LEONIDAS, CALLE PAZ**, cuyo trabajo final tiene por título: **“Composición centesimal y Metabolitos secundarios de los extractos de diferente polaridad de *Portulaca oleracea* (Verdolaga) de Ushpacaño – Río Itaya”**.

Se deja constancia que los Análisis Químicos a nivel Cualitativo del extracto etanólico, Clorofórmico y Bencina de petróleo de la especie ***Portulaca oleracea***, se realizaron en el Laboratorio de Fitoquímica-LIPNAA-CIRNA-UNAP, de acuerdo a los protocolos estandarizados.

A los veintisiete días del mes de septiembre del dos mil veintiuno, se expide la presente constancia a los interesados, para los fines que estimen pertinentes.

Atentamente,


.....
Ing. Jorge Manases Rios Rios. MSc
Coordinador (e) del LIPNAA-UNAP



Somos la Universidad licenciada más importante de la Amazonía del Perú, rumbo a la acreditación y la internacionalización

Dirección: Pasaje Los Paujiles S/N –Nuevo San Lorenzo, San Juan Bautista, Iquitos-Perú
www.unapiquitos.edu.pe

ANEXO 3. Informe de resultados de Composición Centesimal



UNAP

**Facultad de
Industrias Alimentarias
Planta Piloto**

Centro de Prestación de Servicio en Control de
Calidad de Alimentos.
"CEPRESE COCAL"

Laboratorio de Control de Calidad de Alimentos

INFORME DE ENSAYO N° 001-2021

I. DATOS DEL SOLICITANTE

Nombre	Leonidas Calle Paz Juan Jhony Arias Tijutani
Dirección	--
Telefax	--

II DATOS DEL SERVICIO

N° de solicitud de servicio	01/2021
Fecha de solicitud de servicio	07/07/21
Servicio solicitado	Análisis físico químico

II. DATOS DEL PRODUCTO

Nombre del producto	<i>Planta entera fresca de verdolaga</i>
Numero de muestra	UNO (01)
Tamaño de muestra	1 kg.
Muestra	Proporcionada por el cliente
Código	"Q"
Tamaño del lote	--
Forma de presentación	Envasado bolsa de polietileno
Fecha de producción	--
Fecha de vencimiento	--

IV. RESULTADOS DEL ENSAYO

Ensayo físico químico	RESULTADOS %
Ceniza	1.58
Grasa	0.39
Proteína	2.31



Dirección: calle Freyre N° 610, Iquitos, Perú www.unapiquitos.edu.pe
Teléfono: (5165)234458, 242922 Telefax: (5165)242001



UNAP

**Facultad de
Industrias Alimentarias
Planta Piloto**
Centro de Prestación de Servicio en Control de
Calidad de Alimentos.
"CEPRESE COCAL"

NORMA QUE REGULA EL CONTROL DE CALIDAD

N.T.P. 206.012

A.O.A.C 960.32

ITINTEC-N.T. N 201.021

METODOS USADOS

- Gravimetría
- Kjeldhal

NOTA:

- Se prohíbe la reproducción total o parcial del presente documento, sin la autorización de CEPRESE – COCAL DE LA FIIA-UNAP (Laboratorios).

Iquitos, 15 de julio de 2021

ING. LUIS E. SILVA RAMOS
Jefe del Laboratorio de Control Calidad de
Alimentos FIA - UNAP



Dirección: calle Freyre N° 610, Iquitos, Perú www.unapiquitos.edu.pe
Teléfono: (5165)234458, 242922 Telefax: (5165)242001



UNAP

**Facultad de
Industrias Alimentarias
Planta Piloto**

Centro de Prestación de Servicio en Control de
Calidad de Alimentos.
"CEPRESE COCAL"

**Laboratorio de Control de Calidad de Alimentos
INFORME DE ENSAYO N° 002-2021**

I. DATOS DEL SOLICITANTE

Nombre	Leonidas Calle Paz Juan Jhony Arias Tijutani
Dirección	--
Telefax	--

II DATOS DEL SERVICIO

N° de solicitud de servicio	02/2021
Fecha de solicitud de servicio	30/09/2021
Servicio solicitado	Análisis Físico Químico

II. DATOS DEL PRODUCTO

Nombre del producto	<i>Planta entera fresca de verdolaga</i>
Numero de muestra	UNO (01)
Tamaño de muestra	200 gr.
Muestra	Traída por el cliente
Código	"K"
Tratamiento	2
Forma de presentación	Envasado bolsa de polietileno
Fecha de producción	--
Fecha de vencimiento	--

IV. RESULTADOS DEL ENSAYO

ENSAYO FISICO QUIMICO	RESULTADOS %
Grasa	0.40
Proteína	2.32
Ceniza	2.21



Dirección: calle Freyre N° 610, Iquitos, Perú www.unapiquitos.edu.pe
Teléfono: (5165)234458, 242922 Telefax: (5165)242001



UNAP

**Facultad de
Industrias Alimentarias
Planta Piloto**
Centro de Prestación de Servicio en Control de
Calidad de Alimentos.
"CEPRESE COCAL"

NORMA QUE REGULA EL CONTROL DE CALIDAD

A.O.A.C 960.32
ITINTEC - N.T.N 201.021
N.T.P. 206.012

METODOS USADOS

- Gravimetría
- KJELDHAL

NOTA:

- Se prohíbe la reproducción total o parcial del presente documento, sin la autorización de CEPRESE – COCAL DE LA FIIA-UNAP (Laboratorios).

Iquitos, 12 de octubre de 2021

ING. LUIS E. SILVA RAMOS
Jefe del Laboratorio de Control Calidad de
Alimentos FIA - UNAP



Dirección: calle Freyre N° 610, Iquitos, Perú www.unapiquitos.edu.pe
Teléfono: (5165)234458, 242922 Telefax: (5165)242001



UNAP

**Facultad de
Industrias Alimentarias
Planta Piloto**

Centro de Prestación de Servicio en Control de
Calidad de Alimentos.
"CEPRESE COCAL"

**Laboratorio de Control de Calidad de Alimentos
INFORME DE ENSAYO N° 003-2021**

I. DATOS DEL SOLICITANTE

Nombre	Leonidas Calle Paz Juan John Arias Tijutani
Dirección	--
Telefax	--

II DATOS DEL SERVICIO

N° de solicitud de servicio	3/2021
Fecha de solicitud de servicio	30/09/2021
Servicio solicitado	Análisis Físico Químico

II. DATOS DEL PRODUCTO

Nombre del producto	<i>Planta entera fresca de verdolaga</i>
Numero de muestra	UNO (01)
Tamaño de muestra	200 gr.
Muestra	Traída por el cliente
Código	"L"
Tratamiento	3
Forma de presentación	Envasado bolsa de polietileno
Fecha de producción	--
Fecha de vencimiento	--

IV. RESULTADOS DEL ENSAYO

ENSAYO FISICO QUIMICO	RESULTADOS %
Grasa	0.40
Proteína	2.33
Ceniza	2.22



Dirección: calle Freyre N° 610, Iquitos, Perú www.unapiquitos.edu.pe
Teléfono: (5165)234458, 242922 Telefax: (5165)242001



UNAP

**Facultad de
Industrias Alimentarias**

Planta Piloto

Centro de Prestación de Servicio en Control de
Calidad de Alimentos.

“CEPRESE COCAL”

NORMA QUE REGULA EL CONTROL DE CALIDAD

A.O.A.C 960.32

ITINTEC - N.T.N 201.021

N.T.P. 206.012

METODOS USADOS

- Gravimetría
- KJELDHAL

NOTA:

- Se prohíbe la reproducción total o parcial del presente documento, sin la autorización de CEPRESE – COCAL DE LA FIIA-UNAP (Laboratorios).

Iquitos, 12 de octubre de 2021

ING. LUIS E. SILVA RAMOS

Jefe del Laboratorio de Control Calidad de
Alimentos FIA - UNAP



Dirección: calle Freyre N° 610, Iquitos, Perú www.unapiquitos.edu.pe
Teléfono: (5165)234458, 242922 Telefax: (5165)242001

ANEXO 4. Proceso de obtención de los extractos



Recolección e identificación de la especie vegetal



Molienda y pesado de la muestra



Preparación y almacenado de los macerados



Filtrado de los macerados

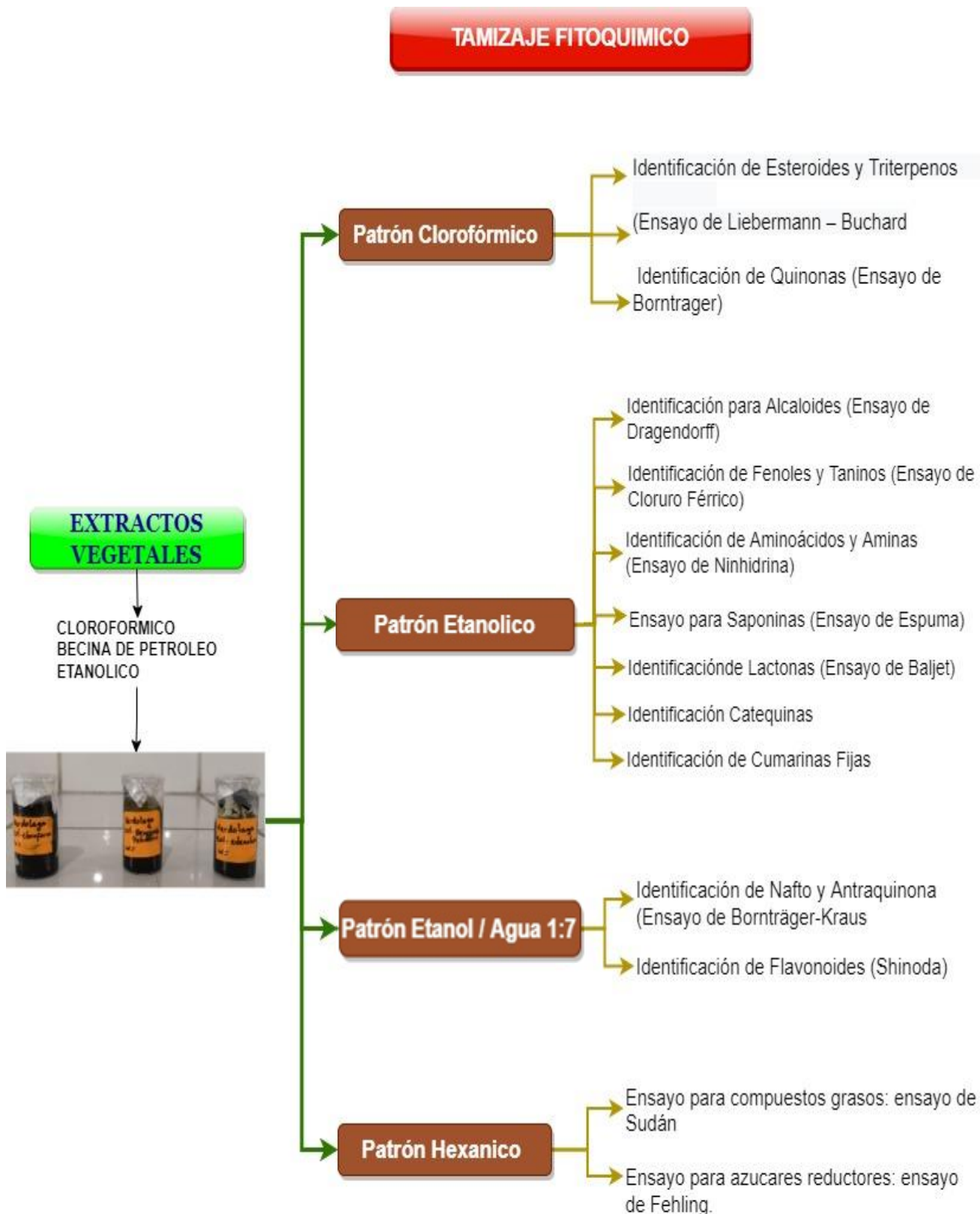


Concentración y Secado de los filtrados



Pesado y Obtención de los EXTRACTOS

ANEXO 5. Diagrama del tamizaje fitoquímico



ANEXO 6. Proceso de los resultados del Tamizaje Fitoquímico



PATRONES DE LOS EXTRACTOS



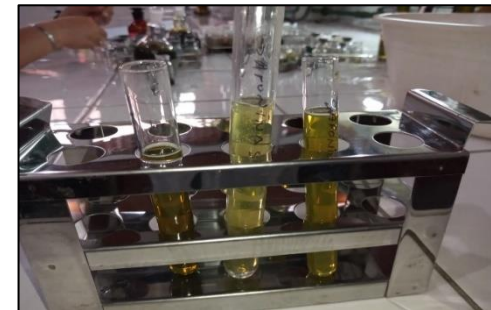
AZUCAR REDUCTORES



AMINAS Y AMINOACIDOS



LACTONAS



SAPONINAS



FENOLES Y TANINOS



LEUCOANTOCIANIDIN



GLICOSIDOS



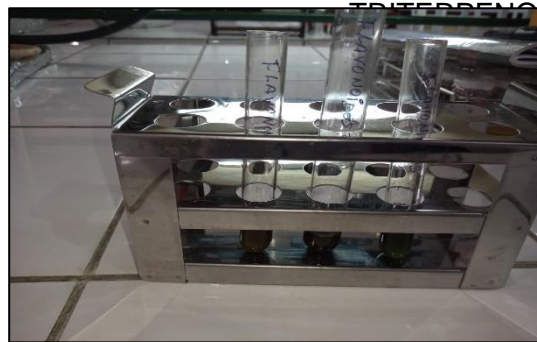
QUINONAS



TERPENOS O ESTERO



SAPONINOS



FLAVONIDES



CATEQUINAS

ANEXO 7. Proceso del resultado de composición

