



**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS**  
**CARRERA BIOQUÍMICA Y FARMACIA**

**EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA DE UN  
EXTRACTO ETANÓLICO EN HOJAS DE *Schinus molle*, PARA LA  
ELABORACIÓN DE UN JABÓN LÍQUIDO.**

**Trabajo de Integración Curricular**

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

**BIOQUÍMICA FARMACÉUTICA**

**AUTORA:** JESSICA MARIBEL CHILQUINGA VILLACIS

**DIRECTORA:** Dra. VERÓNICA MERCEDES CANDO BRITO, MSc.

Riobamba – Ecuador

2023

© 2023, Jessica Maribel Chiquinga Villacis

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

Yo, JESSICA MARIBEL CHILQUINGA VILLACIS, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor/autora asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este Trabajo de Integración Curricular; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 30 de mayo de 2023

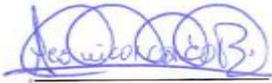
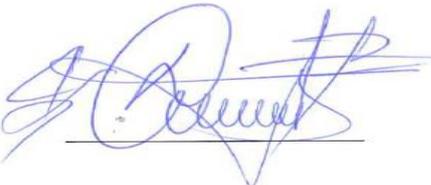


**Jessica Maribel Chiquinga Villacis**

**C.I. 055000595-3**

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS**  
**CARRERA BIOQUÍMICA Y FARMACIA**

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular; tipo: Trabajo Experimental, **EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA DE UN EXTRACTO ETANÓLICO EN HOJAS DE *Schinus molle*, PARA LA ELABORACIÓN DE UN JABÓN LÍQUIDO**, realizado por la señorita: **JESSICA MARIBEL CHILQUINGA VILLACIS**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal Autoriza su presentación.

	<b>FIRMA</b>	<b>FECHA</b>
BQF. Aída Adriana Miranda Barros, MSc. <b>PRESIDENTE DEL TRIBUNAL</b>		2023-05-30
Dra. Verónica Mercedes Cando Brito, PhD. <b>DIRECTORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR</b>		2023-05-30
BQF. Diego Renato Vinuesa Tapia, MSc. <b>ASESORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR</b>		2023-05-30

## **DEDICATORIA**

A Dios: Por haberme permitido lograr mis metas y ayudarme a superar cada obstáculo que se presentó a lo largo de mi vida y etapa estudiantil, ya que con fe y esfuerzo todo se puede.

A mis padres: Por qué, gracias a ellos, con su gran esfuerzo, su apoyo incondicional, su ejemplo y práctica de valores me han formado como una buena persona y profesional, por guiarme en cada paso que di, por su inmenso amor y paciencia.

Jessica

## **AGRADECIMIENTO**

Primeramente, agradecer a Dios por darme sabiduría, fuerzas para seguir por el camino correcto, por darme aliento en los momentos de debilidad, tristeza, frustración y por cuidarme siempre. A mi mamá Luz, por apoyarme en todo momento tanto económicamente como emocionalmente, gracias a sus sabios consejos que me sirvieron para tomar buenas decisiones, porque siempre estuvieron ahí conmigo en los malos y buenos momentos, fueron mi pilar fundamental para salir adelante.

A mis hermanos, por ser mi fortaleza, mi motivo de lograr grandes cosas, por escucharme, entenderme y acompañarme en los momentos de soledad. A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo por brindarme la apertura como profesional, a mi tutora Dra. Verónica Cando por sus enseñanzas, valiosos conocimientos y por guiarme en cada paso que di en la realización de este trabajo de experimentación.

Jessica

## ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	xi
ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	xii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xiii
RESUMEN.....	¡Error! Marcador no definido.
ABSTRACT.....	¡Error! Marcador no definido.
INTRODUCCIÓN.....	1

### CAPÍTULO I

1.	DIAGNÓSTICO DEL PROBLEMA.....	2
1.1.	Planteamiento del problema.....	2
1.2.	Justificación.....	3
1.3.	Objetivos.....	4
1.3.1.	<i>Objetivo general</i> .....	4
1.3.2.	<i>Objetivos específicos</i> .....	4

### CAPÍTULO II

2.	MARCO TEÓRICO.....	5
2.1.	Antecedentes de la investigación.....	5
2.2.	Referencias teóricas.....	6
2.2.1.	<i>Fitoterapia</i> .....	6
2.2.1.1.	<i>Características de la fitoterapia</i> .....	6
2.2.2.	<i>Planta medicinal</i> .....	6
2.2.3.	<i>Actividad antimicrobiana</i> .....	7
2.2.4.	<i>Especies vegetales como antimicrobianos</i> .....	7
2.2.5.	<i>Metabolitos secundarios</i> .....	7
2.2.6.	<i>Cepas bacterianas</i> .....	9
2.2.6.1.	<i>Staphylococcus aureus</i> .....	9
2.2.6.2.	<i>Klebsiella pneumoniae</i> .....	10
2.2.6.3.	<i>Escherichia coli</i> .....	10
2.2.6.4.	<i>Candida albicans</i> .....	10
2.3.	Método de Kirby-Bauer.....	11

2.4.	Extracto.....	11
2.4.1.	<i>Extracción sólido-líquido</i> .....	12
2.5.	Maceración .....	12
2.6.	Tipos de extractos.....	12
2.6.1.	<i>Extractos fluidos</i> .....	12
2.6.2.	<i>Extractos blandos</i> .....	12
2.7.	Composición química de los extractos y/o aceites esenciales.....	13
2.8.	Molle ( <i>Schinus molle</i> L.).....	13
2.8.1.	<i>Descripción botánica</i> .....	13
2.8.2.	<i>Clasificación taxonómica</i> .....	14
2.8.3.	<i>Hábitat y Distribución</i> .....	14
2.8.4.	<i>Composición morfológica</i> .....	14
2.9.	Usos del <i>Schinus molle</i> L .....	15
2.10.	La piel.....	15
2.10.1.	<i>Flora normal de la piel</i> .....	16
2.10.2.	<i>Factores modificadores de la flora normal</i> .....	16
2.11.	Jabón .....	16
2.11.1.	<i>Definición</i> .....	17
2.11.2.	<i>Componentes</i> .....	17
2.11.3.	<i>Jabones líquidos</i> .....	18
2.11.4.	<i>Factores que determinan la calidad del jabón</i> .....	18
2.11.5.	<i>Efecto del jabón en la piel</i> .....	18

### CAPÍTULO III

3.	MARCO METODOLÓGICO.....	19
3.1.	Descripción de los procesos .....	19
3.1.1.	<i>Recolección de la materia vegetal</i> .....	19
3.1.2.	<i>Secado, olienda y control de calidad de la planta</i> .....	19
3.1.3.	<i>Elaboración del extracto etanólico al 96 % y screaning fitoquímico</i> .....	19
3.1.4.	<i>Análisis microbiológico</i> .....	19
3.1.5.	<i>Elaboración de jabón líquido</i> .....	20
3.1.6.	<i>Determinación de la actividad antimicrobiana del jabón líquido</i> .....	20
3.2.	Materiales .....	20
3.2.1.	<i>Materiales de escritorio</i> .....	20
3.2.2.	<i>Material bibliográfico</i> .....	20

3.2.3.	<i>Materiales de laboratorio</i> .....	21
3.2.4.	<i>Equipos</i> .....	21
3.2.5.	<i>Reactivos</i> .....	21
3.2.6.	<i>Material microbiológico</i> .....	22
3.2.7.	<i>Infraestructura</i> .....	22
3.3.	<b>Normas y enfoque</b> .....	22
3.3.1.	<i>Normas</i> .....	22
3.4.	<b>Alcance</b> .....	23
3.5.	<b>Diseño de la investigación</b> .....	23
3.6.	<b>Tipo de investigación</b> .....	23
3.7.	<b>Población de la muestra</b> .....	23
3.7.1.	<i>Criterios de inclusión</i> .....	24
3.7.2.	<i>Criterios de exclusión</i> .....	24
3.7.3.	<i>Identificación de variables</i> .....	24
3.7.3.1.	<i>Variable dependiente</i> .....	24
3.7.3.2.	<i>Variable independiente</i> .....	24
3.8.	<b>Métodos y Técnicas e instrumentos de investigación empleadas</b> .....	24
3.8.1.	<i>Recolección de plantas e identificación botánica</i> .....	24
3.8.2.	<i>Acondicionamiento de la droga vegetal y lavado</i> .....	25
3.8.3.	<i>Secado</i> .....	25
3.8.4.	<i>Molienda</i> .....	25
3.8.5.	<i>Control de calidad de la materia prima</i> .....	25
3.8.6.	<i>Determinación del contenido de Humedad</i> .....	25
3.8.7.	<i>Determinación de cenizas totales</i> .....	26
3.8.8.	<i>Determinación de cenizas solubles en agua</i> .....	26
3.8.9.	<i>Determinación de cenizas insolubles en ácido clorhídrico</i> .....	27
3.8.10.	<i>Obtención de extracto</i> .....	28
3.8.11.	<i>Tamizaje fitoquímico</i> .....	28
3.8.12.	<i>Análisis Cromatográfico en capa fina</i> .....	31
3.8.13.	<i>Formulación de jabón líquido antimicrobiano</i> .....	31
3.8.13.1.	<i>Ingredientes</i> .....	31
3.8.14.	<i>Análisis microbiológico</i> .....	32
3.8.14.1.	<i>Control microbiológico</i> .....	32
3.8.15.	<i>Kirby-Bauer (sensibilidad a los antibióticos)</i> .....	33
3.8.16.	<i>Elaboración de la formulación del jabón líquido</i> .....	33
3.8.17.	<i>Control de calidad del jabón líquido</i> .....	34

3.7.17.1.	<i>Determinación de las características organolépticas</i> .....	34
3.8.17.2.	<i>Determinación del pH</i> .....	34
3.8.17.3.	<i>Determinación de la densidad</i> .....	34
3.8.17.4.	<i>Determinación de viscosidad</i> .....	35
3.8.17.5.	<i>Determinación del nivel de espuma</i> .....	35
3.8.18.	<i>Determinación del efecto antimicrobiano</i> .....	35
3.8.19.	<i>Etiquetado y envasado del jabón líquido</i> .....	36
3.8.20.	<i>Mapa metodológico</i> .....	37

## CAPÍTULO IV

4.	<b>ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS</b> .....	38
4.1.	<b>Características físicas e identificación</b> .....	38
4.2.	<b>Determinación del control de calidad de la planta</b> .....	38
4.3.	<b>Obtención del extracto etanólico</b> .....	39
4.3.1.	<i>Control de calidad del extracto etanólico de Schinus molle L</i> .....	40
4.3.2.	<i>Determinación de metabolitos secundarios</i> .....	40
4.3.2.1.	<i>Tamizaje fitoquímico</i> .....	40
4.3.3.	<i>Análisis cromatográfico en capa fina</i> .....	42
4.4.	<b>Análisis microbiológico</b> .....	43
4.4.1.	<i>Método de Kirby-Bauer</i> .....	43
4.5.	<b>Formulación del jabón líquido</b> .....	46
4.6.	<b>Pruebas fisicoquímicas del jabón</b> .....	47
4.7.	<b>Análisis microbiológico</b> .....	48
4.8.	<b>Etiquetado y presentación del producto final</b> .....	52

<b>CONCLUSIONES</b> .....	53
---------------------------	----

<b>RECOMENDACIONES</b> .....	54
------------------------------	----

## BIBLIOGRAFÍA

## ANEXOS

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1-2:</b>	Clasificación taxonómica de <i>Schinus molle L.</i> .....	14
<b>Tabla 1-3:</b>	Materiales de Escritorio .....	20
<b>Tabla 2-3:</b>	Material bibliográfico .....	20
<b>Tabla 3-3:</b>	Materiales de Laboratorio .....	21
<b>Tabla 4-3:</b>	Equipos .....	21
<b>Tabla 5-3:</b>	Reactivos.....	21
<b>Tabla 6-3:</b>	Materiales microbiológico .....	22
<b>Tabla 7-3:</b>	Agares .....	22
<b>Tabla 8-3:</b>	Tamizaje Fitoquímico .....	28
<b>Tabla 1-4:</b>	Características organolépticas del <i>Schinus molle L.</i> e identificación.....	38
<b>Tabla 2-4:</b>	Resultado de los ensayos de control de calidad de la planta.....	38
<b>Tabla 3-4:</b>	Determinación de características fisicoquímicas y organolépticas .....	40
<b>Tabla 4-4:</b>	Resultados del tamizaje Fitoquímico .....	40
<b>Tabla 5-4:</b>	Cromatografía en capa fina .....	42
<b>Tabla 6-4:</b>	Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales .....	43
<b>Tabla 7-4:</b>	Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales .....	43
<b>Tabla 8-4:</b>	Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales .....	44
<b>Tabla 9-4:</b>	Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales .....	44
<b>Tabla 10-4:</b>	Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales .....	45
<b>Tabla 11-4:</b>	Control de calidad del jabón líquido.....	47
<b>Tabla 12-4:</b>	Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones.....	48
<b>Tabla 13-4:</b>	Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones.....	49
<b>Tabla 14-4:</b>	Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones.....	49
<b>Tabla 15-4:</b>	Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones.....	50
<b>Tabla 16-4:</b>	Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones.....	51

## ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

<b>Ilustración 1-2:</b> Metabolitos secundarios que inducen una respuesta vegetal .....	8
<b>Ilustración 2-2:</b> Proceso de formación de metabolitos secundarios .....	9
<b>Ilustración 3-2:</b> <i>Schinus molle L.</i> .....	13
<b>Ilustración 1-3:</b> Ubicación de la zona de estudio.....	24
<b>Ilustración 2-3:</b> Proceso de obtención del jabón líquido .....	37
<b>Ilustración1-4:</b> Extracto etanólico fluido.....	39
<b>Ilustración 2-4:</b> Control microbiológico de la materia prima .....	46
<b>Ilustración 3-4:</b> Elaboración del jabón líquido .....	47
<b>Ilustración 4-4:</b> Etiqueta del producto .....	52

## **ÍNDICE DE ANEXOS**

**ANEXO A:** SECADO Y MOLIENDA

**ANEXO B:** CONTROL DE CALIDAD DE LA MATERIA VEGETAL

**ANEXO C:** ELABORACIÓN DEL EXTRACTO ETANOLICO AL 96%

**ANEXO D:** TAMIZAJE FITOQUÍMICO

**ANEXO E:** ANÁLISIS CROMATOGRAFÍCO

**ANEXO F:** EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA

**ANEXO G:** ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DE LA MATERIA PRIMA

**ANEXO H:** ELABORACIÓN DE UN JABÓN LÍQUIDO

**ANEXO I:** DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIBACTERIANA DEL JABÓN

**ANEXO J:** PARÁMETROS DE CONTROL DE CALIDAD DEL PRODUCTO FINAL

## RESUMEN

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar la actividad antimicrobiana del extracto de *Schinus molle* L. para la elaboración de un jabón líquido. Fue desarrollado en los laboratorios de Productos Naturales, Química Analítica, Análisis Bioquímico y Bacteriológico de la Facultad de Ciencias de la ESPOCH, se inició con la recolección del material vegetal, mediante un muestreo aleatorio simple para obtener aproximadamente 2 kg de la especie vegetal en frescos con el control de calidad por medio de ensayos organolépticos, fisicoquímicos además se evaluó cualitativamente la presencia de metabolitos secundarios en la planta mediante el tamizaje fitoquímico identificando la presencia de triterpenos, flavonoides, alcaloides que le otorgan propiedades antimicrobianas, también se determinó mediante análisis microbiológico la efectividad del extracto ante *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans*, se realizó tres formulaciones de jabón líquido a partir de una base con 12500 ppm, 3125 ppm y 781 ppm usando excipientes de origen químico, se evaluó mediante ensayos organolépticos y fisicoquímicos que las formulaciones cumplen con los parámetros de calidad, obteniendo como resultado donde se pudo apreciar que para cada una de los microorganismos, el crecimiento del halo de inhibición, es menor a medida que disminuye la concentración del extracto, si bien este halo no se compara con el diámetro del medicamento es significativo, ya que el extracto contiene varios metabolitos secundarios propios que no están aislados y son estos los que atribuyen la actividad antimicrobiana. En conclusión, se elaboró un jabón líquido base la cual se distribuyó en tres recipientes previamente esterilizados en los cuales se añadió tres concentraciones de 12500, 3125 y 781 ppm, las cuales se comprobó su eficacia, se recomienda realizar estudios de estabilidad para determinar la vida útil del jabón líquido y realizar otros productos que ayudan a combatir las diferentes afecciones.

**Palabras clave:** < ACTIVIDAD ANTIMICROBIANO>, <EXTRACTO ETANÓLICO>, <JABÓN LÍQUIDO>, <METABOLITOS SEGUNDARIOS>, <CEPAS BACTERIANAS >.

1119-DBRA-UPT-2023



## ABSTRACT

The present work aimed to evaluate the antimicrobial activity of *Schinus molle L* extract for elaborating a liquid soap. It was developed in the laboratories of natural products, Analytical Chemistry, Biochemical and Bacteriological Analysis of the Faculty of Sciences of the Espoch, It began with the collection of plant material, through a simple random sampling to obtain approximately 2kg of the plant species in fresh with quality control through organoleptic, physicochemical assays, in addition the presence of secondary metabolites in the plant was qualitatively evaluated by phytochemical screening identifying the presence of triterpenes, flavonoids, alkaloids that give it antimicrobial properties, It was also determined by microbiological analysis the effectiveness of the extract against *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermis* and *Candida albicans*, three formulations of liquid soap were made from a base with 12500 ppm, 3125 ppm and 781 ppm using excipients of chemical origin, it was evaluated by organoleptic and physicochemical tests that the formulations meet the quality parameters, obtaining as a result where it could be seen that for each of the microorganisms, the growth of the inhibition halo is lower as the concentration of the extract decreases, While this halo is not compared to the diameter of drugs it is significant, since the section contains several secondary metabolites of its own that are not isolated and it is these that attribute the antimicrobial activity. In conclusion, a base liquid soap was developed, which was distributed in three previously sterilized containers in which three concentrations of 12500, 3125, and 781 ppm were added, which proved its effectiveness; it is recommended to perform stability studies to determine the useful life of the liquid soap and make other products that help combat the different conditions.

**Keywords:** <ANTIMICROBIAL ACTIVITY>, <ETHANOLIC EXTRACT>, <LIQUID SOAP>, <SECONDARY METABOLITES>, <BACTERIAL STRAINS>.



Lic. Edison Renato Ruíz López  
C.I. 0603957044

## INTRODUCCIÓN

En la actualidad, el Ecuador es considerado uno de los 17 países más importantes del mundo debido a su gran biodiversidad. Se ha establecido que cuentan con el 70% de la biodiversidad a nivel mundial, debido al conocimiento tradicional de las plantas no varía significativamente entre etnias y género. Debido a la riqueza vegetal con la cual cuenta el Ecuador, desde algún tiempo se vienen realizando investigaciones en las cuales se utiliza diversas plantas con fines medicinales. (Albuja et al., 2009, p.5).

En los últimos años ha cobrado gran importancia el uso de extractos vegetales y fitoquímicos con propiedades antimicrobianas en el tratamiento farmacológico de diversas enfermedades. Se han realizado estudios en diferentes países para comprobar esta eficacia, así se puede decir que el uso de plantas medicinales evolucionó con la humanidad desde tiempos prehistóricos hasta principios del siglo XIX, a través de prueba y error, se usaron extractos de ellas para permitir la curación de dolencias, este conocimiento ha sido transmitido y mejorado de generación en generación y ahora se considera una rama de la medicina denominada "medicina tradicional" (Aguirre, 2009, p.2).

*Schinus molle L.* (Molle), árbol nativo del Perú, introducido en California a finales del siglo XVII. Según los relatos de los botánicos de este siglo, se cree que llegó a Europa al mismo tiempo. Ahora vive en los trópicos, el Mediterráneo, África y la India. *Schinus molle L.* es un árbol llorón, perennifolio y de rápido crecimiento, se encuentra en estado natural en los Andes. Varios estudios han comprobado que esta planta tiene propiedades insecticidas, antibacterianas, medicinales y farmacológicas, y varios países la han importado y utilizado por sus propiedades en beneficio de la sociedad. (Acero, 2000, p.9)

Debido a la actividad antimicrobiana que posee el extracto de *Schinus molle L.* se utilizará para la elaboración de un jabón líquido, el cual busca comprobar la eficacia en el control de microorganismos de interés como *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans*, este es el aporte que como futura profesional deseo promover, no solo para proporcionar productos naturales de fácil acceso para la población, sino para revalorar nuestros recursos regionales en bien de la salud.

# CAPÍTULO I

## 1. DIAGNÓSTICO DEL PROBLEMA

### 1.1. Planteamiento del problema

En la actualidad, muchos problemas de salud han aparecido como resultado del estilo de vida de las personas, incluyendo enfermedades inflamatorias del intestino, síndrome del intestino irritable, diarrea aguda, estreñimiento, hipertensión arterial, diabetes; e incluso por la presencia de enfermedades derivadas al uso de antibióticos o por procesos alérgicos, se han buscado formas para poder mitigar los síntomas de estas enfermedades con el auge de la medicina ancestral. El uso de plantas medicinales existió en diferentes culturas y fue transmitido de generación en generación entre nuestros antepasados (Davicino et al., 2007, p.7).

Las enfermedades causadas por bacterias se han convertido en objeto de interés no solo desde una perspectiva de salud pública, sino también desde una perspectiva investigativa y tecnológica, lo que ha llevado a la elaboración de productos vegetales con metabolitos antimicrobianos en su estructura química. La eficacia y eficiencia del tratamiento han sido probadas por estudios in vitro. En el Ecuador y a nivel internacional se han realizado estudios utilizando las plantas medicinales como un buen tratamiento contra el ataque de microorganismos que atentan contra nuestra salud (Gallegos, 2016, p.5).

La industria fitocosmética del Ecuador está subdesarrollada, por lo que hay pocas industrias que producen cosméticos a base de plantas para el cuidado de la piel. Si bien existe interés en cosméticos con mínima o nula concentración de sustancias sintéticas, uno de los factores limitantes en el desarrollo de fitocosméticos es la necesidad de importar la mayor parte de las materias primas de países proveedores como Colombia, Estados Unidos y Brasil, lo cual afecta el costo de producción de la cosmética botánica (Cobos, 2015, p.4).

En Ecuador, el costo de producción de los cosméticos naturales es más alto que los cosméticos convencionales que se venden en el mercado, por lo que la demanda de industrialización es baja. Desde 2015, el país ha importado productos de la industria cosmética por un valor de 220.571.660,48. Por lo tanto, el valor de importación es alto. Además, por otro lado, el mercado de cosméticos de Ecuador está creciendo a una tasa anual de 18%. Desde 2014, el gobierno ecuatoriano ha impulsado la producción del país a través del proteccionismo en la fabricación nacional, basado en la política de “cambiar la matriz productiva”, para satisfacer a los consumidores exigentes que no quieren solo productos naturales, apuntando a un auge de la cosmética natural que hacen que la gente se sienta mejor, funcionando mejor que cualquier otro (Guerrero et. al, 2017, p.2).

En el presente trabajo se pretende rescatar el empleo del *Schinus molle L.* como tratamiento contra los agentes externos del medio, que nos ofrece esta planta milenaria y demostrar la actividad antimicrobiana del extracto de las hojas de *Schinus molle L.* sobre las cepas de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans*, con la finalidad de identificar la presencia de metabolitos secundarios esta actividad para la elaboración de un jabón líquido.

## **1.2. Justificación**

En un artículo de medicina popular, sobre *Schinus molle L.* mencionó que se utiliza esta planta por sus propiedades antibacterianas, antivirales, antisépticas tópicas, antifúngicas, antioxidantes, antiinflamatorias, antitumorales, antiespasmódicas, analgésicas, estimulantes y antidepresivas. También en un estudio realizado en Italia, se evaluó la actividad antibacteriana en extractos a base de hojas del *Schinus molle L.* cultivadas en el centro de este país, al utilizarlo contra cepas bacterianas de como *Staphylococcus aureus* (Gualteri et al., 2009).

Actualmente existe una tendencia de investigación en Ecuador para terminar con la era de los antibióticos sintéticos y buscar alternativas más efectivas contra la resistencia de las cepas bacterianas, que ofrezca una serie de ventajas, como la, seguridad, rentabilidad y la presencia de diferentes principios activos, para prevenir la futura aparición de la resistencia bacteriana como resultado de la adaptación Por ello, el objetivo de este trabajo experimental fue determinar la actividad antimicrobiana de las hojas del *Schinus molle L.*

Además, en todas las personas la higiene es esencial, para prevenir y mantener un buen estado de salud e ahí la importancia de la realización de un jabón líquido a base del extracto de hojas de *Schinus molle L.* el cuál va a poseer actividad antibacteriana, la cual se ha comprobado en muchos estudios sobre esta planta. Algunos países están tomando medidas importantes para abordar este problema como la prevención de infecciones mediante un mejor saneamiento, acceso a agua potable, control de infecciones en los establecimientos de salud y vacunación para reducir la necesidad de antibióticos (Yaguana, 2015, p.21).

Para la realización de este trabajo se recopiló la información presente en artículos científicos y en los distintos repositorios de diferentes universidades en los que se pudo identificar que existen estudios relacionados con *Schinus molle L.* como un potencial antimicrobiano. La propuesta del trabajo experimental es viable ya que se cuentan con todos los equipos, materiales y reactivos como medios de cultivo necesarios para realizar cada uno de los análisis en el laboratorio del área de Microbiología perteneciente a la Facultad de Ciencias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, donde se ejecutarán todos los análisis para el desarrollo de este trabajo de titulación.

### **1.3. Objetivos**

#### ***1.3.1. Objetivo general***

Evaluar la actividad antimicrobiana del extracto de *Schinus molle L.* para la elaboración de un jabón líquido.

#### ***1.3.2. Objetivos específicos***

- Obtener el extracto de hojas de *Schinus molle L.*, mediante la técnica de macerado en frío.
- Realizar el tamizaje fitoquímico para la identificación de metabolitos secundarios.
- Formular un jabón usando el extracto de hojas de *Schinus molle L.*
- Determinar la calidad de la formulación de jabón líquido mediante ensayos fisicoquímicos y microbiológicos.
- Evaluar la actividad antimicrobiana de la formulación mediante el método de Kirby Bauer.

## CAPÍTULO II

### 2. MARCO TEÓRICO

#### 2.1. Antecedentes de la investigación

*Schinus molle* L. ha sido sugerido como un tratamiento alternativo contra *Staphylococcus aureus* y *Streptococo β-hemolítico*, debido a la importancia de sus principios activos. Por lo que se atribuyen propiedades antibacterianas a las hojas debido a la alta cantidad de taninos y principios activos como alcaloides, flavonoides; Principios que poseen propiedades antiséptica, astringente, balsámica y emenagoga. Además, diversos tipos de extractos acuosos, hexano-etanol, hidroalcoholes e incluso el aceite esencial de las hojas de *Schinus molle* L. muestran actividad frente a diversas cepas patógenas de microorganismos.

En un estudio realizado en Italia, en el año 2012 en donde realizaron un estudio sobre “la actividad antibacteriana del extracto etanólico de las hojas y el extracto obtenido de los frutos del *Schinus molle* L.”, en el cual se determinó una buena actividad antibacteriana contra bacterias como *Staphylococcus aureus* (ATCC 29213) y *Enterococcus faecalis* (ATCC 29212) dando como resultados CMI 16 µg/mL y CMB valores comprendidos entre 32 y 64 µg/mL, respectivamente. También en un estudio realizado en la Universidad de Évora, Portugal, se evaluaron las actividades que presentan los aceites esenciales de hojas y frutos de *Schinus molle*, en los cuales se identificó una buena actividad antimicrobiana sobre las bacterias Gram(+), Gram-patógenas y hongos que deterioran los alimentos (Martins et al., 2014, p.4).

En una investigación realizada en Perú, se evaluó la actividad antifúngica que presenta el extracto etanólico de las hojas de *Schinus molle*, sobre *Lasiodiplodia theobromae*. Demostrando que a la concentración de 30% del principio activo presentan una muy buena actividad antifúngica sobre *Lasiodiplodia theobromae*. Además, el estudio muestra que el carvacrol dependiendo de su concentración pueden generar inhibición o inactivación de los microorganismos, actuando sobre la pared y membrana de la célula (Contreras et al.,2015, p.23).

Mediante la búsqueda de información en distintos repositorios de universidades de Ecuador como la Universidad Central del Ecuador, UTPL y la ESPOCH, se constató que sí existen investigaciones en las que se determina el efecto antifúngico del extracto de *Schinus molle* y el *Myrtus communis* frente a la *Cándida albicans* (Cocios Toledo, 2021). También se encontraron trabajos relacionados con la evaluación la actividad cicatrizante de un gel elaborado a base de los extractos de molle, cola de caballo (*Equisetum arvense* L.), linaza (*Linum usitatissimum* L.) en ratones (*Mus musculus*) (Orozco, 2013, p.98). Además, se determinó el efecto inhibitorio *in vitro* del

extracto de *Schinus Molle L.* (Molle), a diferentes tiempos y concentraciones sobre cepas de *Staphylococcus aureus*. (Palomeque y Camacho, 2022, p.2).

## **2.2. Referencias teóricas**

### **2.2.1. Fitoterapia**

La fitoterapia es la ciencia basada en el uso de plantas medicinales para tratar o curar enfermedades. Se cree que esta práctica comenzó hace más de 500 años cuando las plantas medicinales eran el principal y único recurso disponible para los médicos. Por ello, se ha profundizado en la composición y propiedades de las especies vegetales para determinar sus propiedades curativas y ampliar la experiencia respecto al uso de estas plantas en la elaboración de otros productos. (Echegaray et al., 2018, p. 259).

#### **2.2.1.1. Características de la fitoterapia**

La fitoterapia posee características específicas como se indica a continuación (Avello y Cisternas, 2019, p. 1288):

- Las matrices vegetales complejas se utilizan en fitoterapia. Plantas enteras o partes específicas como raíces, hojas, tallos y flores.
- El procesamiento directo obtenido por extracción con cualquier solvente de la planta también se utiliza para obtener los llamados extractos.
- Se pueden elaborar fito complejos que resultan de la mezcla de las sustancias activas y otras sustancias, para obtener un fin terapéutico.
- Las sustancias activas se denominan “metabolitos secundarios” y son aquellas sustancias que resultan de la fotosíntesis y actúan brindando protección ante rayos UV, patógenos, entre otros.
- Las características y propiedades de cada especie vegetal dependen de su fisiología, genética vegetal, ubicación geográfica, entre otros factores.

#### **2.2.2. Planta medicinal**

Según la OMS, son aquellos que tienen en su composición principios activos procedentes de algún material vegetal los cuales son eficaz y seguros para el tratamiento de diversas patologías (Gallegos, 2018, p. 328).

### **2.2.3. Actividad antimicrobiana**

Es la capacidad que tiene un compuesto químico para inhibir o eliminar el crecimiento de una población bacteriana, dicha capacidad puede observarse cuantitativamente mediante pruebas in vitro (Thaweboon, 2009, 1).

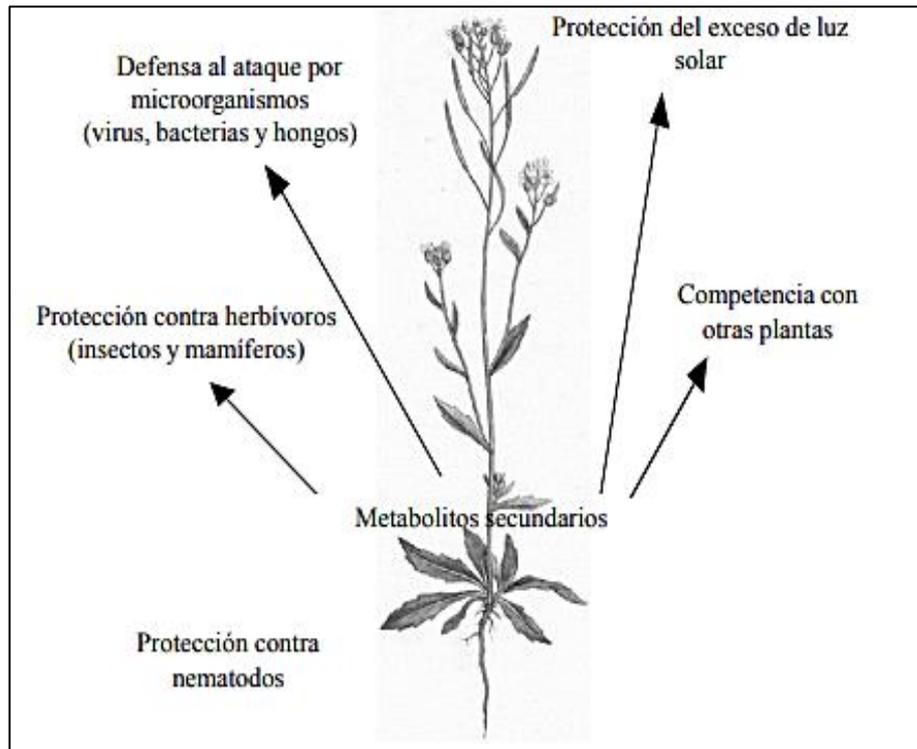
### **2.2.4. Especies vegetales como antimicrobianos**

En la actualidad, la mayoría de los agentes antimicrobianos tienen un origen natural debido a los mecanismos de defensa que utilizan los organismos vivos con el fin de adaptarse al medio. Dentro de estos mecanismos está la producción de metabolitos secundarios. Por citar algunos ejemplos se encuentran:

- La familia Amaryllidaceae consta de unas 160 especies aproximadamente y se usa ampliamente en la medicina tradicional en todo el mundo. Los indígenas de Ecuador usaban las flores de *Cynoglossum amabile* para tratar dolencias intestinales, gripe, reumatismo y dolores de oído. Además, en el caso de la India es usada como expectorante, laxante e incluso como tratamiento de vías urinarias.
- La familia de las Anacardiaceae tiene algunas especies comestibles, ornamentales, industriales y forestales. *Schinus molle L.* se utiliza como tratamiento en casos de bronquitis, especialmente el asma, también en cuadros de malestar reumático, estomacal o e incluso para la ciática (las hojas frescas o hervidas) (Marmolejo, 2018, p. 4).

### **2.2.5. Metabolitos secundarios**

Las plantas han desarrollado varias estrategias a lo largo del tiempo como mecanismos de defensa contra el estrés biótico y abiótico. Para prevenir los daños causados, las especies vegetales han sintetizado enzimas que rompen las paredes celulares de los microorganismos. A medida que cambia la composición de la pared celular de la planta, se genera una barrera que es más resistente a las influencias externas ya que genera metabolitos secundarios con actividad antimicrobiana (Sepúlveda, 2018, p. 355).

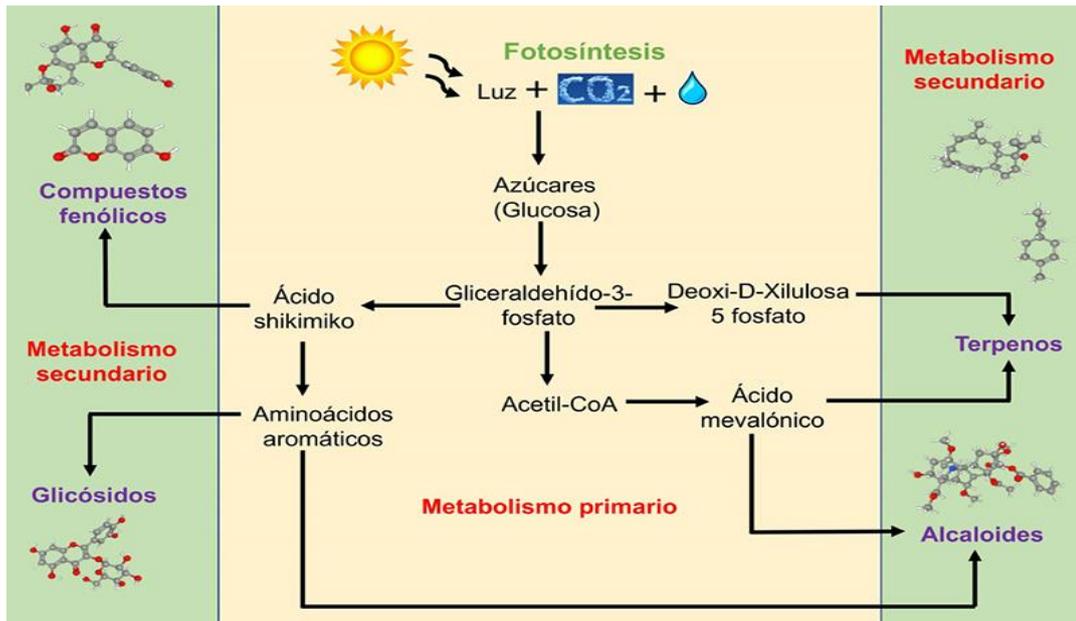


**Ilustración 1-2:** Metabolitos secundarios que inducen una respuesta vegetal

Fuente: (Sepúlvera, 2018, p. 355).

Los metabolitos secundarios se agrupan en cuatro clases principales:

- Terpenos.
- Compuestos fenólicos: Cumarinas, flavonoides, lignina y taninos.
- Glicósidos: Saponinas, glicósidos cardíacos, glicósidos cianogénicos y glucosinolatos.
- Alcaloides (Sepúlveda, 2018, p. 355).



**Ilustración 2-2:** Proceso de formación de metabolitos secundarios

Fuente: (Sepúlvera, 2018).

## 2.2.6. Cepas bacterianas

### 2.2.6.1. *Staphylococcus aureus*

*Staphylococcus aureus* es una bacteria muy importante porque se asocia a diversas patologías, se sabe que este microorganismo es de difícil tratamiento y es capaz de colonizar e invadir las células de su huésped, lo cual es posible gracias a su fisiopatología, donde se encuentran mecanismos de resistencia como la formación de biopelícula que crean una matriz extracelular compuesta principalmente de proteínas, polisacáridos y ácidos nucleicos. La formación de esta matriz provoca que la interacción entre antibióticos y bacterias se produzca de forma incorrecta, provocando fracasos en el tratamiento (Pasachova et al., 2019, p.9).

Taxonómicamente, el género *Staphylococcus* pertenece a la familia *Staphylococcaceae*. El género *Staphylococcus* actualmente incluye 32 especies y 8 subespecies aerobias y anaerobias facultativas. Esta bacteria es un coco grampositivo que se agrupa en racimos,  $\beta$  hemolítico, catalasa y coagulasa positivo. Este organismo se ha descrito como parte de la flora humana normal y se encuentra principalmente en la piel, la nasofaringe, los pliegues inguinales y la axila (Pasachova et al., 2019, p.9).

#### 2.2.6.2. *Klebsiella pneumoniae*

Las *Klebsiella pneumoniae* son bacterias, facultativamente anaerobias, inmóviles, generalmente formas encapsuladas de bacterias que están ampliamente distribuidas en el medio ambiente, y se encuentran específicamente en las superficies mucosas de mamíferos. En humanos, penetra en la nasofaringe y el tracto gastrointestinal. Son bacterias gram negativas, en las cuales se pueden observar la asimilación y fermentación de la lactosa en agar MacConkey con colonias rosas (Puenayán, 2018, p.12).

Posee una beta-lactamasa cromosómica de amplio espectro, por lo que es naturalmente resistente al amino y carboxipenicilinas. Gran parte de las cepas son sensibles al resto de los preparados beta-lactámicos, entre ellos se incluyen los monobactams. Esta se caracteriza por presentar una beta-lactamasa denominada SHV-1, reconocida como decodificación plasmídica en la mayoría de las especies donde se ha detectado. Esta enzima las puede hacer resistentes a ureidopenicilinas y cefalosporinas de primera y segunda generación (Schmidberger y Marín, 2019, p.3).

#### 2.2.6.3. *Escherichia coli*

*Escherichia coli* es una de las especies bacterianas más cuidadosamente estudiadas no solo por su potencial patógeno sino también como sustrato y modelo para estudios metabólicos, genéticos, de población y de otro tipo. Pertenece a la familia *Enterobacteriaceae*, que consiste en bacilos Gram-negativos no esporulados, móviles con flagelos peritricos o inmóviles, aerobios-anaerobios facultativos (Yaguana, 2015, p.15).

Esta es una bacteria mesófila que se desarrolla de manera óptima cerca de la temperatura corporal de los animales de sangre caliente (35-43 °C). *Escherichia coli* se caracteriza por poseer bacilos gramnegativos, no esporulante, producción de indol a partir de triptófano, fermenta la glucosa y la lactosa con producción de gas (López, 2018, p.10, p.2).

#### 2.2.6.4. *Candida albicans*

Es un huésped habitual y patógeno oportunista de la flora microbiana en las personas, encontrándose principalmente en las membranas mucosas del tracto gastrointestinal y en la vagina. También puede hallarse en el tracto respiratorio de los individuos sanos, cultivándose en su esputo. Solo suele causar infecciones sistémicas graves en pacientes inmunocomprometidos. Posee morfología parecida a la de los otros hongos de su grupo y al de las levaduras. Es un hongo dimorfo que forma largas pseudohifas, hifas y blastoconidios. Asimilan y fermentan azúcares. Numerosas clamidosporas unicelulares redondas u ovaladas, con gruesa pared refringente, situadas al final de las hifas, pseudohifas o laterales sobre los blastoconidios ovalados.

### **2.3. Método de Kirby-Bauer**

Los antibiogramas son métodos *in vitro* para determinar la susceptibilidad de los microorganismos a diversos agentes antimicrobianos, en condiciones estandarizadas específicas del laboratorio. El antibiograma disco-placa consiste en colocar, en la superficie de agar de la placa de Petri previamente inoculada con el microorganismo, discos de papel secante impregnados con los diferentes antibióticos. Cuando el disco se impregna con antibiótico, entra en contacto con la superficie húmeda del agar, el filtro absorbe agua y el antibiótico se difunde en el agar. El antibiótico se difunde radialmente desde el disco a través del espesor del agar, formando un gradiente de concentración. Después de 18-24 horas de incubación, los discos aparecen rodeados por una zona de inhibición. La concentración de antibiótico en la interfase entre las bacterias inhibidas y en crecimiento se conoce como concentración crítica y se aproxima a la concentración inhibitoria mínima (CMI) obtenida por el método de dilución (Picazo, 2000, p.5).

### **2.4. Extracto**

La extracción en sí implica separar las porciones biológicamente activas de los componentes inertes o inactivos en función del uso de solventes seleccionados y procedimientos de extracción apropiados. Deben contener sustancias aromáticas volátiles y sólidas correspondientes a los respectivos productos naturales.

La extracción en sí implica separar las porciones biológicamente activas de los componentes inertes o inactivos en función del uso de solventes seleccionados y procedimientos de extracción adecuada. Deben contener sustancias aromáticas volátiles y sólidas correspondientes a los respectivos productos naturales. Se pueden representar como: Extracto líquido, sin separación o remoción parcial del solvente y extracto seco; obtenidos por la eliminación del solvente (GMC, 2006, p.4).

Cada extracción requiere un agente y un líquido de extracción o disolvente que debe cumplir una serie de requisitos. La calidad de los extractos de plantas depende de la calidad de los materiales de partida. La potencia de una droga generalmente está determinada por factores previos a la cosecha, como el momento de la cosecha, la ubicación, el tipo de fertilizante, el suelo, los factores climáticos y los procesos de envejecimiento o degradación que pueden ocurrir durante el secado y el almacenamiento de la droga; por lo que se requiere estabilización de las mismas (Guerra 2005, pp.1-162).

### ***2.4.1. Extracción sólido-líquido***

Describe la separación preferencial de uno o más componentes de una mezcla sólida por disolución en un solvente líquido. Existen dos procesos básicos de extracción en la industria farmacéutica: maceración y permeación, se añade a estos métodos la extracción por el sistema Soxhlet (Guerra, 2005, pp.1-162).

## **2.5. Maceración**

Inicia cuándo el principio activo está a un grado de finura específico, para luego colocar el solvente e ir agitando constantemente por varios días. Para comenzar la extracción el principio activo debe estar en el punto máximo, con el pasar de los días, pese a la agitación, éste va disminuyendo. Como regla general, la droga se macera durante 7 días con agitación frecuente y protección contra el sol. Finalmente, el extracto se separa del residuo por medio de un colador o prensado, el residuo se lava con el líquido de extracción y ambos líquidos se llevan a una concentración de masa predeterminada (Ortiz, 2023, pp.1-78).

## **2.6. Tipos de extractos**

### ***2.6.1. Extractos fluidos***

Se logran por percolación al 70° de alcohol, luego concentración al vacío y se estabiliza a dilución 1:1. En general, primero se realiza una extracción exhaustiva, obteniendo el 80% como líquido, luego el resto se concentra al vacío hasta obtener una consistencia blanda y se mezcla por estandarización en una proporción de 1:1 (Guerra, 2005, pp.1-162).

### ***2.6.2. Extractos blandos***

Son preparaciones semi sólidas resultado de la evaporación total o parcial de los solventes usados para la extracción. La concentración es igual o superior a 2:1, por este mismo proceso o por liofilización, se obtienen los extractos secos cuya concentración es de alrededor de 5:1.

## 2.7. Composición química de los extractos y/o aceites esenciales

Los componentes que conforman los extractos o aceites esenciales son en su mayoría monoterpenos y sesquiterpenos y procedentes aromáticos básicos como sustancias hidrocarbonadas: aldehído, fenol, peróxido, alcohol, éter, entre otros (Saúdex, 2007, p.5).

Las sustancias naturales aportan una gran fuente de productos con actividades antimicrobianas, como, por ejemplo, el extracto o aceite esencial de *Schinus molle* y arrayán pueden ser usados para la producción de tratamientos antifúngicos (Evans et al., 2018, p.6).

## 2.8. Molle (*Schinus molle* L.)

### 2.8.1. Descripción botánica



**Ilustración 3-2:** *Schinus molle* L

**Fuente:** (Al-Zubairi & Al-Mamary , 2018).

Es un árbol de 10-12 metros de altura. El diámetro del tronco es de 1,5 m desde la base y muy ramificado en la parte superior. Su corteza es de color café claro, ligeramente grisáceo, y su textura es un tanto áspera y agrietada. El follaje es perenne, denso y tiene ramas colgantes. Las hojas son compuestas, lanceoladas, de márgenes lisos o aserrados, muy aromáticas y miden de 1,5 a 4 cm de largo. Sus flores son pequeñas, hermafroditas o unisexuales, y están dispuestas en panículas alargadas. Los frutos son de un color rojizo muy llamativo, agrupados en racimos, mesocarpio de sabor dulce y contienen una sola semilla. Las semillas son de color negruzco, de textura rugosa, forma redondeada y varían en tamaño de 3 y 5 mm de diámetro (Al-Zubairi & Al-Mamary , 2018).

### 2.8.2. Clasificación taxonómica

**Tabla 1-2:** Clasificación taxonómica de *Schinus molle L*

<b>Reino</b>	Plantae
<b>Clase</b>	Magnoliopsida
<b>Orden</b>	Sapindales
<b>Familia</b>	Anacardiaceae
<b>Género</b>	<i>Schinus</i>
<b>Especie</b>	<i>Schinus molle L.</i>

Fuente: Tropicos.org. Jardín Botánico de Missouri.

Realizado por: Chiliquinga Jessica, 2022.

### 2.8.3. Hábitat y Distribución

*Schinus molle L.*, es un árbol originario del Perú, a fines del siglo XVII fue llevado a California, debido a la descripción de los botánicos de este siglo; supuestamente llegó a Europa al mismo tiempo, actualmente se encuentra en los trópicos, el mediterráneo, África e India. *Schinus molle L.* es un árbol llorón, perennifolio y de rápido crecimiento. Se encuentra en estado natural en los Andes entre 1.500 y 2.000 metros. Se cultiva como planta ornamental en México, Chile, el sureste del Brasil, Uruguay, Ecuador y Colombia, en el Ecuador hay dos especies confirmadas de *Schinus molle L.*, estas especies pueden crecer entre 0-2800 msnm en bosques tropicales y regiones andinas secas de las provincias de Azuay, Pichincha, Chimborazo, Cotopaxi, Imbabura, Loja y Cuenca (Martins, 2014, p.9).

### 2.8.4. Composición morfológica

*Schinus molle L.*, morfológicamente se describe como un árbol bien ramificado, con un follaje de color verde delgado y pardusco. Esta espectacular planta pertenece a la familia Anacardiáceas y esta compuesta de diferentes partes que se mencionan a continuación:

- **Hojas:** son opuestas y alternas, lanceoladas, constituidas por una vaina envolvente y una lámina fistulosa hueca y redondeada. Tiene compuestos como flavonoides (quercetina, rutina, quercetina e isoquercetina, triterpenos, antocianidinas,  $\beta$ sitosterol, taninos, ácido gálico, ácido protocatéquico, glucosa, fructosa, aceites esenciales (0,5%). Ácido linolénico, linoleico, lignocérico, y esteárico.
- **Tallo:** tiene forma de disco, con entrenudos muy cortos.

- **Fruto:** drupas en racimos colgantes, cada fruto de 5 a 9 mm de diámetro, con epicarpio rosado o rojizo brillante, con exocarpo coriáceo, seco en la madurez, el mesocarpo forma parte de la dispersión. Tiene sabor ardiente y picante Inmaduro es carnosos y de color verde.
- **Semilla:** es pequeña, de color negro, de superficie lisa mientras crece y rugosa al madurar, debido a la pérdida de agua, en su estructura contiene ácido esteárico. Frutos: aceites esenciales (2,4 %);  $\alpha$ -bergamontranseno, bourboneno,  $\alpha$  y  $\delta$ -canadineno,  $\alpha$  y  $\delta$ -calacoreno, calameneno, canfeno, carvacrol,  $\beta$ -cariofileno,  $\gamma$ -copaenocroweacina,  $\gamma$ - cubebeno, p-cimeno, butirato de geraniol, hexanoato de nerol,  $\alpha$  y  $\beta$ -felandreno,  $\alpha$  y  $\beta$ -pineno,  $\alpha$ -terpineol,  $\gamma$ -terpineno,  $\alpha$  y  $\gamma$ -muroleno, etc. Además: cianidina-3-galactósido, cianidina-3-rutinósido y peonidina-3-glucósido (Flores, 2014, pp.1-6).

## 2.9. Usos del *Schinus molle* L

Se le ha atribuido el poder antiséptico, antiespasmódico y sedante, estimula la secreción gástrica por lo que son digestivos, además de estimulación uterina, antiinflamatorio en casos de cervicitis y vaginitis (González, 2009, p.25).

Las medicinas tradicionales practicadas en ambos lados del mar Mediterráneo utilizan los aceites esenciales de *Schinus molle* L. como analgésicos, antiinflamatorios, antitumorales, antibacterianos e insecticidas. Además, el extracto de las hojas de presentan un buen efecto antimicrobiano contra microorganismos como: *Agrobacterium tumefaciens* y *Bacillus subtilis*. Incluso se puede utilizar como tratamiento en casos de ceguera y reumatismo. Otros efectos medicinales del aceite de corteza se conocen para tratar las úlceras, uretritis, verrugas, heridas y enfermedades venéreas (Ayala et al., 1980, p.9).

Algunos microorganismos son sensibles frente al extracto de *Schinus molle* L, entre estos podemos mencionar, Bacterias como: *Clostridium sporogenes*, *Leuconostoc cremoris*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter calcoacetica*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Alcaligenes faecalis*, *Enterobacter aerogenes*. Hongos como: *Fusarium culmorum*, *Aspergillus ochraceus*, *Aspergillus parasiticus* entre otras especies (Gualtieri et al., 2012, p.7).

## 2.10. La piel

La piel es una cubierta externa del cuerpo de gran tamaño que separa del medio ambiente externo, así como también permite la comunicación con el exterior convirtiéndola en una barrera contra el calor, frío, agentes tóxicos, agresiones mecánicas y agentes patógenos . La piel es un órgano que presenta una amplia variedad de funciones, incluyendo la protectora, la termorreguladora, la sensitiva, la secretora, la inmunológica, la producción de vitamina D y la excretora (Eisman et al, 2018, p.27).

- Estructura General de la Piel

Constituida por tres capas muy diferentes entre sí en anatomía y función, pero con complejas interrelaciones:

- Epidermis: Es la más superficial, la más delgada y muy celular.
- Dermis: Es mucho más gruesa, está constituida por tejido conjuntivo que es atravesado por numerosos vasos y nervios y en esta se localizan los anejos cutáneos.
- Hipodermis: Es la capa más profunda, está constituida por un tejido adiposo que también se conoce como tejido subcutáneo graso.

No es uniforme en toda su superficie, existe variaciones topográficas debidas a sus diferentes funciones. Así, en palmas y plantas tiene una importante misión de protección y, en consecuencia, muestra una epidermis muy gruesa, con una gran capa córnea y una hipodermis también voluminosa, mientras que en los labios menores de genitales femeninos la piel es muy fina, exquisitamente sensible por la gran cantidad de terminaciones nerviosas libres que posee, y prácticamente carece de hipodermis. (Eisman et al, 2018, p.27).

### ***2.10.1. Flora normal de la piel***

La superficie de la piel forma un ecosistema complejo que soporta diferentes nichos ecológicos. El cuál está compuesto por bacterias, hongos y parásitos, se divide en flora permanente y transitoria (Patiño y Morales, 2017, pp.147-158).

### ***2.10.2. Factores modificadores de la flora normal***

- El medio ambiente: Es un factor importante que modifica la flora normal de la piel debido al aporte de humedad y cambios en la temperatura contribuye a la proliferación de bacterias.
- La edad: En el caso de los lactantes la flora es inestable habiendo predominio de *Staphylococcus epidermidis* y *Streptococcus pyogenes*, en los adolescentes y adultos se ve aumentada la colonización por *Propionibacterium freudenreichii*.
- El sexo: En el sexo masculino se ha visto una mayor proliferación de *Staphylococcus aureus*, mientras que en el sexo femenino hay predominio de *Micrococcus* (Santamaría et al, 2002, p 23).

## **2.11. Jabón**

### **2.11.1. Definición**

Es un producto de higiene personal, destinada para el lavado de diferentes objetos o zonas específicas, se lo puede utilizar en barra, crema, polvo y líquido. Este producto se obtiene por saponificación de los ácidos grasos de elevado peso molecular con álcali (Pacheco et al, 2015, p. 177).

### **2.11.2. Componentes**

Su composición se basa en el uso de tensoactivos, aditivos y agua. Sin embargo, los componentes tensoactivos pueden ser: iónicos, no iónicos y protectores hidrofílicos coloidales.

- Tensoactivos: También llamados surfactantes, son aquellos que reducen la tensión superficial, entre dos líquidos y sirven para ejercer la función de limpieza del jabón. Existen tres categorías de agentes tensoactivos: detergentes, agentes humectantes y emulsionante (Cruz et al, 2004, p.40).

Estos pueden ser aniónicos o catiónicos:

- Aniónicos: Son detergentes sintéticos como los sulfonatos de alquilbenceno, agentes espumantes como el lauril sulfato y humectantes tipo sulfosuccinato, que representan el 55% de la producción mundial anual.
- Cationes: Son compuestos nitrogenados del tipo sales de aminas grasas o sales de amonio cuaternario. Se utilizan tanto en productos industriales como domésticos y son mucho más caros de producir que los surfactantes aniónicos.
- Aditivos de apariencia: Son parte del material final del jabón y son importantes para satisfacer la primera impresión del consumidor, mejorar la composición, el aroma y la duración.
- Estabilizantes: Actúan como agentes quelantes, previenen la precipitación de compuestos nocivos.
- Estabilizadores de espuma: Cocamide dietanolamina
- Conservantes: tocoferol, el benzoato de sodio, las vitaminas A, E y C
- Fragancias y colorantes.
- Reguladores de pH: Dado que los surfactantes tienen un pH alto (8-9), es necesario bajar el pH a una zona de la piel humana menos agresiva de 5-7. Para ello se utilizan ácidos orgánicos débiles como el ácido cítrico y láctico, que generan soluciones tampón con el exceso de álcali de los surfactantes. Siendo el que más se utiliza el ácido cítrico por su eficiencia y precio (Hilario, 2019, p. 73).
- Ingredientes activos: Estos incluyen extractos de plantas y aceites esenciales, cuyos ingredientes naturales otorgan al jabón líquido propiedades especiales como antibacterianas, antifúngicas y antioxidantes (Pacheco et al, 2015, p. 27).

### ***2.11.3. Jabones líquidos***

Son jabones suaves disueltos en agua, alcohol, glicerina o una mezcla de estas sustancias, con o sin esencia, lo que les confiere un olor agradable. El método de elaboración del jabón líquido depende del pH, la saponificación, la viscosidad y la temperatura. El jabón líquido de glicerina por su formulación humectante está destinado al uso diario en el lavado de manos y cuerpo, forma una excelente espuma gracias a la especial composición de tensioactivos no iónicos, que facilita la rápida eliminación de la suciedad de la piel y gracias a la glicerina va a poseer propiedades hidratantes (Almendarez et al, 2003, pp. 68-69).

### ***2.11.4. Factores que determinan la calidad del jabón***

- pH: Los valores de pH entre 5,5 a 10,5 corresponden a los valores de pH de la piel, dentro de este rango se debería encontrar los jabones destinados al uso en la piel, sin embargo, se considera ideal un pH neutro (Aguirre et al, 2013a: p. 125).
- Aspecto y homogeneidad: Se comprueba por observación directa que tenga las siguientes características, buena transparencia, espesamiento debido a los agentes viscosantes y uniformidad. Para ello se hace una extensión de una muestra de jabón líquido sobre un portaobjetos, situándolo sobre una superficie negra y se comprueba con una lupa la ausencia o presencia de partículas o grumos (Aguirre et al, 2013a: p. 125).
- Viscosidad: Se usa un viscosímetro para medir esta propiedad física, y si la viscosidad es alta, se puede usar el método de Mahler (análisis de consistencia de gel). Se considera el rango óptimo: 2000-3000 Pcs (Aguirre et al, 2013b: p. 67).
- Nivel de espuma: este es un método para determinar el nivel de espuma del agente tensoactivo, el cual consiste en medir la cantidad de espuma que se forma al agitar una solución de tensoactivo, se determina el valor mediante una ecuación (Aguirre et al, 2013a: p. 125).

### ***2.11.5. Efecto del jabón en la piel***

Usar un jabón para lavarse las manos es más eficaz que usar agua sola, ya que los agentes tensoactivos del jabón levantan la suciedad y los microbios de la piel; las personas tienden a fregarse las manos más cuidadosamente cuando usan jabón que elimina aún más los microbios. El lavado de manos salva vidas, y es la medida más económica, sencilla y eficaz para reducir el riesgo de infecciones y hace parte de las recomendaciones en la lucha contra la resistencia antimicrobiana (RAM), una de las 10 principales amenazas para la salud pública a las que se enfrenta la humanidad (OMS, 2021, p.4).

## CAPÍTULO III

### 3. MARCO METODOLÓGICO

#### 3.1. Descripción de los procesos

##### *3.1.1. Recolección de la materia vegetal*

El presente trabajo experimental fue desarrollado en los laboratorios de Productos Naturales, Química Analítica, Análisis Bioquímico y Bacteriológico de la Facultad de Ciencias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. La recolección del material vegetal se realizó en la provincia de Chimborazo, cantón Guano mediante un muestreo aleatorio simple para obtener aproximadamente 2 kg de la especie vegetal en fresco.

##### *3.1.2. Secado, molienda y control de calidad de la planta*

Una vez realizada la limpieza del material vegetal, se secó de manera natural durante una semana, con el fin de conservar la mayoría de los metabolitos secundarios en el proceso de secado. Para el control de calidad de la materia vegetal se realizaron pruebas físico químicas para determinar la calidad y analizar si esta cumple con las normas establecidas en la Farmacopea Española.

##### *3.1.3. Elaboración del extracto etanólico al 96 % y screening fitoquímico*

Una vez realizado el control de calidad de la materia vegetal, se pesó 1000 g de la planta seca y se agregaron 1600 ml de etanol al 96 %, se llevó a maceración durante 3 días. Una vez transcurrido este tiempo, se llevó el contenido a un proceso de extracción por arrastre de vapor, para la obtención final de un extracto fluido. La identificación de los metabolitos secundarios, se realizó mediante el tamizaje fitoquímico donde se pudo evidenciar diferentes metabolitos propios de la planta.

##### *3.1.4. Análisis microbiológico*

Por otro lado, para evaluar la actividad antimicrobiana se utilizaron cepas bacterianas de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans*, para comprobar mediante el método de Kirby-Bauer por difusión en discos, si el extracto fluido posee actividad o no. Para este proceso se tomaron 50 mg de extracto puro, el

cual se diluyó en 1000 µL de dimetilsulfóxido (DMSO), obteniendo una concentración de 50000 ppm. A esta dilución patrón se realizaron 6 micro diluciones sucesivas, diluidas cada una con 100 µL de DMSO, se procedió a la siembra con las cepas bacterianas y hongo previamente activados. Se colocó discos en blanco distribuidos uniformemente a los cuales, se les adiciono 10 µL de cada micro dilución, descartando las primeras y tomando en cuenta la segunda dilución de 12500 en adelante, esto con el fin de tener una mejor dilución del extracto en el medio.

### **3.1.5. Elaboración de jabón líquido**

Se procedió a la elaboración del jabón líquido con tres concentraciones de 12500, 3125 y 781 ppm, a los mismos que se realizó pruebas de control de calidad, en el cual se pudo comprobar mediante bibliografía que contiene los valores establecidos para su uso, tal como lo establece la norma NTE INE 850.

### **3.1.6. Determinación de la actividad antimicrobiana del jabón líquido**

Finalmente, se determinó la actividad antimicrobiana en cepas bacterianas *de Staphylococcus aureus, Escherichia coli, Klesbsiella pneumoniae, Staphylococcus epidermidis* y en el hongo *Candida albicans*, dando como resultado halos de inhibición prominentes ante estos microorganismos.

## **3.2. Materiales**

### **3.2.1. Materiales de escritorio**

**Tabla 1-3:** Materiales de Escritorio

<i>Computador</i>	<i>Cuadernos, libreta de apuntes</i>
<i>Lapiceros</i>	Impresiones de archivos

**Realizado por:** Chilinginga Jessica, 2022

### **3.2.2. Material bibliográfico**

**Tabla 2-3:** Material bibliográfico

<i>Copias de documentos, artículos</i>	<i>Apuntes</i>
<i>Libros</i>	Guías

**Realizado por:** Chilinginga Jessica, 2022

### 3.2.3. Materiales de laboratorio

**Tabla 3-3:** Materiales de Laboratorio

<i>Crisol de porcelana</i>	<i>Vaso de precipitación de 50 mL</i>	<i>Pipetas graduadas de 5 mL</i>
<i>Pinzas de crisol</i>	Vaso de precipitación de 25 mL	<i>Pipetas graduadas de 1 mL</i>
<i>Frascos ámbar</i>	Vaso de precipitación de 100 mL	<i>100 tubos de ensayo</i>
<i>Papel de filtro</i>	Vaso de precipitación de 250 mL	<i>Gradilla</i>
<i>Papel aluminio</i>	Probeta de 50 ml	<i>Espátula</i>
<i>Kitasato</i>	Probeta de 100 ml	<i>Pizeta</i>
<i>Mechero</i>	Pipetas graduadas de 10 mL	<i>Vidrio reloj</i>
<i>Pera de succión</i>	Capilares	<i>Espátula</i>
<i>Cuba</i>	Frascos tipo splash	<i>Guantes</i>
<i>Placa de silicagel</i>	Cajas Petri	<i>Mascarilla</i>
<i>Mandil</i>	<i>Discos de papel filtro</i>	

**Realizado por:** Chilinginga Jessica, 2022

### 3.2.4. Equipos

**Tabla 4-3:** Equipos

<i>Mufla.</i>	<i>Balanza analítica</i>	<i>Bomba al vacío</i>
<i>Desecadora</i>	Calculadora	<i>Rotavapor</i>
<i>Estufa</i>	Sorbona	<i>Estufa de secado</i>
	<i>Cámara UV</i>	<i>Baño maría</i>

**Realizado por:** Chilinginga Jessica, 2022

### 3.2.5. Reactivos

**Tabla 5-3:** Reactivos

<i>Ácido clorhídrico al 10 %</i>	<i>Hidróxido de sodio al 10%</i>	<i>Reactivo Wagner</i>
<i>Agua destilada</i>	Ácido clorhídrico concentrado	<i>Reactivo Dragendorff</i>
<i>Ácido nítrico</i>	Hidróxido de amonio Concentrado	<i>Reactivo Fehling A</i>
<i>Solución de nitrato de amonio 10g/100mL</i>	Ácido sulfúrico concentrado	<i>Reactivo Fehling B</i>
<i>Peróxido de hidrógeno concentrado</i>	Hidróxido de potasio al 5%	<i>Solución patrón de Solasodina</i>
<i>Etanol</i>	Cloroformo	<i>Anhidrido acético</i>
<i>Magnesio metálico</i>	Reactivo Mayer,	<i>Reactivo Rosenthaler</i>
<i>Reactivo de gelatina</i>	<i>Cloruro férrico al 1%</i>	<i>Dimetilsulfóxido o DMSO</i>

---

Realizado por: Chilingua Jessica, 2022

### 3.2.6. Material microbiológico

**Tabla 6-3:** Materiales microbiológico

*Cepas Bacterianas*

<i>Staphylococcus aureus ATCC 25923</i>
<i>Escherichia coli ATCC 25922</i>
<i>Klesbsiella pneumonia ATCC 10031</i>
<i>Staphylococcus epidermidis ATCC 12228</i>
<i>Candida albicans ATCC 10231</i>

Realizado por: Chilingua Jessica, 2022

**Tabla 7-3:** Agares

*Agares*

<i>Agar Mueller-Hilton</i>
<i>Agar MacConkey</i>
<i>Agar PCA</i>
<i>Agar Manitol</i>
<i>Agar Peptona</i>
<i>Agar Sabouraud</i>

### 3.2.7. Infraestructura

Laboratorio de Productos Naturales, Química Analítica, Análisis Bioquímico y Bacteriológico de la Facultad de Ciencias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo

## 3.3. Normas y enfoque

### 3.3.1. Normas

- USP n°28
- NTE INEN 2867
- NTE INEN 850

### 3.2.2. Enfoque

El presente trabajo experimental tuvo un enfoque cuantitativo y experimental, ya que se manipularon las diferentes concentraciones del extracto vegetal, para determinar el efecto antimicrobiano para la elaboración de un jabón líquido.

### **3.4. Alcance**

El alcance de este trabajo experimental tuvo como objetivo determinar la actividad antimicrobiana del extracto de *Schinus molle* L., para la elaboración de un jabón líquido que cumpla con todas las normas de control de calidad y a la vez dejar un aporte de investigación de esta planta milenaria que pasa ante nuestros ojos inadvertida.

### **3.5. Diseño de la investigación**

El presente trabajo tuvo un diseño experimental basado en la actividad antimicrobiana del extracto fluido etanólico de hojas de *Schinus molle* L.

### **3.6. Tipo de investigación**

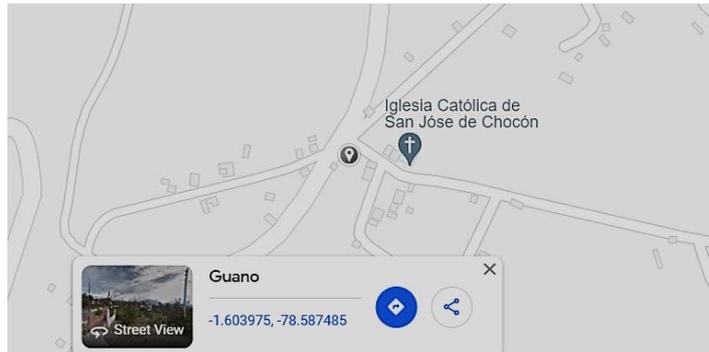
De acuerdo con las características de la investigación y los objetivos planteados, se trata de un estudio de tipo experimental *in vitro*, transversal, prospectivo y analítico, en el cual se evaluará la actividad y efectividad de la planta estudiada para la elaboración del jabón antimicrobiano líquido.

### **3.7. Población de la muestra**

La población de estudio fueron las hojas de *Schinus molle* L y se recolectaron aproximadamente 2 kg de la especie vegetal en fresco mediante un muestreo aleatorio simple, en la provincia de Chimborazo, cantón Guano, siendo las coordenadas geográficas:

Latitud: 1°36'14.3"S

Longitud: 78°35'15.0"O



**Ilustración 1-3:** Ubicación de la zona de estudio

**Fuente:** (Gogle Earth, 2023).

### ***3.7.1. Criterios de inclusión***

- Las hojas en buen estado
- Que tenga característica de superficies íntegras.
- Cepas bacterianas ATCC

### ***3.7.2. Criterios de exclusión***

- Hojas que se encuentren en proceso de descomposición
- Contaminación microbiológica.

### ***3.7.3. Identificación de variables***

#### ***3.7.3.1. Variable dependiente***

- Actividad antimicrobiana

#### ***3.7.3.2. Variable independiente***

- Extracto fluido de *Schinus molle L.*
- Variación de concentraciones para la elaboración jabón

## **3.8. Métodos y Técnicas e instrumentos de investigación empleadas**

### ***3.8.1. Recolección de plantas e identificación botánica***

La recolección de la muestra vegetal se realizó en la provincia de Chimborazo mediante un muestreo aleatorio simple para obtener aproximadamente 2 kg de la especie vegetal en fresco. Una vez que las especies vegetales fueron recolectadas en el cantón Guano provincia de Chimborazo, se procedió a identificar botánicamente para establecer su especie, para lo cual fue necesario de la colaboración del Ing. Jorge Caranqui, quien es botánico responsable del Herbario de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, con quien se comparó las estructuras de la planta junto con las especies documentadas el lugar.

### ***3.8.2. Acondicionamiento de la droga vegetal y lavado***

Una vez recolectada e identificada la especie, se procedió a lavarla con agua clorada con la finalidad de eliminar impurezas.

### ***3.8.3. Secado***

La especie vegetal se procedió a secar a una temperatura ambiente, por una semana aproximadamente, en papel periódico con la finalidad de no alterar y perder los metabolitos presentes en la muestra vegetal.

### ***3.8.4. Molienda***

Procedido ese tiempo se continuó a triturar en un molino de cuchillas a un tamaño de partícula de 2-3mm; se recogieron en una funda ziploc para evitar que las partes de droga vegetal obtenidas de la planta absorbiesen humedad y las mismas arrojen valores erróneos en los resultados.

### ***3.8.5. Control de calidad de la materia prima***

El control de calidad de la droga vegetal es un parámetro transcendental para garantizar la seguridad, eficacia e inocuidad de ésta. Además, es una medida que ayuda a identificar la especie en uso.

### ***3.8.6. Determinación del contenido de Humedad***

El contenido de humedad se determinó por un método gravimétrico en estufa de aire caliente (Miranda 2006). Se pesaron 2 g de la muestra de planta secada y molida de *Schinus molle* y se transfirió a un pocillo de aluminio previamente tarada y desecada a 105 °C hasta masa constante

durante 3 horas. El pocillo se colocó con la muestra en la máquina de humedad, donde el equipo arrojó un valor transcurrido los 20 minutos, repitiéndose la técnica, hasta que se obtuvo una masa constante.

### **3.8.7. Determinación de cenizas totales**

Es equivalente al residuo orgánico que queda después de calcinar la droga vegetal orgánica. La cantidad de cenizas totales se evaluará mediante el método gravimétrico de incineración en mufla (Miranda, 2006, p.12).

Se determinó la masa de 2 g de la porción de muestra pulverizada y tamizada en un crisol de porcelana previamente tarado. Calentamos suavemente la porción de ensayo aumentando la temperatura hasta carbonizar y posteriormente incinere en un horno mufla a una temperatura de 700 a 750 ° C, durante 2 horas. Se enfrió el crisol en una desecadora y se pesó, repitiéndose el proceso hasta que dos pesadas sucesivas no difieran en más de 0.5 mg por g (masa constante). Para obtener la masa constante los intervalos entre calentamiento y pesada son de 30 min.

Para la expresión de los resultados, se aplicó la siguiente fórmula:

$$C = \frac{M_2 - M}{M_1 - M} \times 10$$

C = porcentaje de cenizas totales en base hidratada.

M = masa del crisol vacío (g)

M1= masa del crisol con la porción de ensayo (g)

M2= masa del crisol con la ceniza (g)

100= factor matemático para los cálculos

### **3.8.8. Determinación de cenizas solubles en agua**

Este método consiste en evaluar la cantidad de material inorgánico soluble en agua presente en las cenizas totales. La determinación de cenizas solubles en agua se realizará por un método gravimétrico se incineración en mufla (Miranda, 2006, p.3).

A las cenizas totales obtenidas en la primera parte de cenizas totales, se añadió de 15 ml de agua. El crisol se tapó y se hirvió suavemente a la llama del mechero durante 5 min. La solución se filtró a través del papel de filtro libre de cenizas. El filtro con el residuo se transfirió al crisol inicial, se carboniza en un mechero y luego se incinera en un horno mufla de 700-750 ° C, durante

2h. Posteriormente se colocó en una desecadora y cuando alcance la temperatura ambiente se pesa. Se repite el procedimiento hasta alcanzar peso constante (Real Farmacopea Española, 2002, p.6). Para la expresión de los resultados, se aplicó la siguiente fórmula:

$$Ca = \frac{M_2 - Ma}{M_1 - M} \times 10$$

C = porcentaje de cenizas totales en base hidratada.

M = masa del crisol vacío (g)

Ma = masa del crisol con las cenizas insolubles en agua (g)

M1 = masa del crisol con la porción de ensayo (g)

M2 = masa del crisol con la ceniza (g)

100 = factor matemático para los cálculos

### **3.8.9. Determinación de cenizas insolubles en ácido clorhídrico**

Este método se basa en determinar el contenido de sustancias minerales insolubles en ácido clorhídrico contenido en la droga vegetal. Son indicativas de la materia arenosa. La determinación de las cenizas insolubles en ácido clorhídrico se realizará por un método gravimétrico de incineración en mufla (Miranda, 2006, p.2).

A las cenizas totales obtenidas según la técnica, se añadió 2 ml de ácido clorhídrico al 10%. El crisol se tapó con un vidrio reloj y se calentó sobre un baño de agua hirviendo durante 10 min. Se lavó el vidrio reloj con 5 ml de agua caliente y se unió al contenido del crisol. La solución se filtra a través de un papel de filtro libre de cenizas; se lava el residuo con agua caliente hasta que el filtrado acidulado con ácido nítrico; al cual se le añade una o dos gotas de solución de nitrato de plata 0.1 mol/L, no muestre presencia de cloruros. El filtrado con el residuo se deseca de 100 a 105 ° C, para luego transferir al crisol inicial y se incinera en un horno mufla a una temperatura de 700-750 ° C durante 2 h (si no se señala otra temperatura en la norma específica). Posteriormente se coloca en una desecadora y cuando alcance la temperatura ambiente se pesa. Se repite el procedimiento hasta obtener masa constante (Real Farmacopea Española, 2002, p.2).

Para la expresión de los resultados, se aplicó la siguiente fórmula:

$$B = \frac{M_2 - M}{M_1 - M} \times 10$$

B = porcentaje de cenizas insolubles en ácido clorhídrico en base hidratada.

M = masa del crisol con la porción de ensayos (g)

M2= masa del crisol con la ceniza (g)

100= factor matemático.

### 3.8.10. Obtención de extracto

La planta seca y previamente molida, se sometió a una extracción etanólica usando 1000 g de planta, con 1600 ml de etanol 96°, donde se logró obtener el extracto de las hojas tras 3 días de maceración inicial y una segunda maceración del residuo del primer filtrado por dos días más, seguidamente el filtrado obtenido se procedió a llevar al equipo de rota vapor para así, obtener del extracto etanólico una consistencia tipo jalea.

### 3.8.11. Tamizaje fitoquímico

**Tabla 8-3:** Tamizaje Fitoquímico

<b>Prueba</b>	<b>Método</b>	<b>Resultado</b>
<b>FLAVONOIDES</b>	Se disuelve el extracto en 5 mL de etanol y dividir en dos tubos.	
<b>Pruebas químicas</b>	Se coloca 2.5 ml colocar un trozo de magnesio metálico, adicionar 2 gotas de ácido clorhídrico concentrado.	Si se obtiene una coloración roja indica la presencia de auronas o chalconas, si se forma una coloración naranja a rojo, indica la presencia de flavonas; si es rojo flavonoles y si es magenta flavononas.
<b>Reacción de Shinoda:</b>		
<b>Reacción de hidróxido de sodio al 10%</b>	Con el mismo proceso del anterior se procede adicionar 0,5 mL de hidróxido de sodio.	Si se forma una coloración de amarillo a rojo, indica la presencia de xantonas y flavonas; de café a naranja de flavonoles; de púrpura a rojizo de chalconas y azul de antocianinas.
<b>Cumarinas</b> :	<b>Ensayo:</b> Se disuelve una porción del extracto en 3 mL de etanol y dividir en dos tubos, para realizar las siguientes pruebas	
<b>Reacción de Erlich</b>	Al primer tubo se coloca 1.5 ml del extracto, se procede <b>agregar</b> dos gotas de Reactivo Erlich y una gota de ácido clorhídrico concentrado.	La coloración naranja, indica presencia de cumarinas.
<b>Reacción con hidróxido de amonio</b>	Con el mismo procedimiento que el anterior, al segundo tubo adicionar dos	Se considera positiva la prueba si se presenta una fluorescencia

	gotas de hidróxido de amonio concentrado.	azul-violeta bajo la luz ultravioleta.
<b>Quinonas/Antraquinonas</b>	<b>Ensayo:</b> disolver una porción del extracto en 3 mL de etanol y dividir en dos tubos, para realizar las siguientes pruebas:	
<b>Reacción de hidróxido de amonio</b>	Se adiciona una gota de hidróxido de amonio concentrado al extracto.	Se considera positiva la prueba para antraquinonas al tener la presencia de una coloración roja que aparece en los dos primeros minutos.
<b>Reacción con ácido sulfúrico</b>	Se agrega 1 gota de ácido sulfúrico concentrado a otra porción del extracto.	La formación de una coloración roja indica la presencia de quinonas
<b>Reacción de Börntrager</b>	Se diluye una porción del extracto con 6 mL de agua destilada, se filtra, al líquido filtrado, se le añaden 3 mL de hidróxido de potasio al 5%; calentando a ebullición por 3 minutos, enfriando y realizando una extracción con 6 mL de cloroformo. Se elimina la fase acuosa y a la fracción clorofórmica se le adicionan 4 mL de hidróxido de potasio al 5%.	Un color rojo indica la presencia de benzoquinonas; si es amarillo verdoso, adicionar 1 gota de peróxido de hidrógeno al 6%. Si la coloración cambia a roja, se considerará positiva para derivados de antrona
<b>Alcaloides</b> <b>Pruebas químicas</b>	<p>En este ensayo se utilizarán los reactivos de: Mayer, Wagner y Dragendorff, haciendo la aclaratoria que existen otros reactivos para realizar esta prueba.</p> <p><b>Precauciones:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Todos los ensayos deben hacerse siempre con la muestra disuelta o redisuelta en HCl 10 % acuoso.</li> <li>- La solución acuosa ácida debe estar libre de turbiedad y precipitados antes de hacer los ensayos para alcaloides.</li> <li>- Luego de realizados los ensayos, se deben desechar las muestras en un frasco dispuesto para ello en el laboratorio, esto con el fin de no contaminar el ambiente con metales pesados.</li> </ul> <p><b>Ensayo:</b> tomar una porción del extracto etanólico y adicionar entre 6 mL de ácido clorhídrico al 10 %, calentar en baño de María por cinco minutos, enfriar y filtrar.</p>	
<b>Mayer</b>	Se coloca 2ml del filtrado previamente diluido y se coloca el reactivo de Mayer.	(+) Opalescencia (++) Turbidez (+++) Precipitado
<b>Dragendorff</b>	Se realiza el mismo procedimiento que en el anterior, en este se coloca el reactivo de Dragendorff.	

<b>Wagner</b>	El mismo procedimiento que en el anterior, en este se coloca el reactivo de Wagner.	
<b>Triterpenos y/o esteroides</b>	El ensayo se realiza con muestras disueltas en cloroformo ó diclorometano únicamente. Adicionar el ácido sulfúrico lentamente a través de las paredes del tubo de ensayo, hacerlo en la campana de extracción. La reacción libera calor, utilizar pinza para tubo de ensayo. Si la solución ó el tubo de ensayo no están completamente secos puede haber salpicaduras.	
<b>Reacción de Lieberman Bouchard</b>	En un tubo de ensayo limpio y seco, tomar una pequeña cantidad de extracto etanólico previamente llevado a sequedad, adicionar cloroformo o diclorometano en cantidad suficiente que cubra la muestra, colocar en el ultrasonido hasta disolver la muestra, añadir 0,5 mL de anhídrido acético, adicionar cuidadosamente por la pared del tubo, dos gotas de ácido sulfúrico concentrado	Se considera positiva la prueba cuando aparecen coloraciones violeta, verde o azul. Al formarse una coloración azul o verde en la interfase, hay presencia de esteroides; si la coloración es rosa, rojo, magenta o violeta habrá presencia de triterpenos.
<b>Saponina</b>	<b>Ensayo:</b> tomar una porción del extracto acuoso y dividir en dos tubos, para realizar las siguientes pruebas:	
<b>Prueba de altura y estabilidad de espuma</b>	En un tubo de ensayo colocar 1 mL de solución acuosa del extracto, agitar vigorosamente durante un minuto y tomar la altura de la espuma, en caso de que se presentara.	Si se forma abundante espuma, estable aproximadamente 5 minutos es prueba presuntiva de la presencia de saponinas en la muestra.
<b>Reacción de Rosenthaler (Reactivo de Vainillina):</b>	A una porción del extracto concentrado, adicionar dos gotas del reactivo Rosenthaler y estratificando con dos gotas de ácido sulfúrico concentrado.	Si se forma coloración violeta, se considera positiva para sapogeninas triterpenoidales y una coloración verde para sapogeninas esteroidales.
<b>Taninos/compuestos fenólicos</b>	<b>Ensayo:</b> disolver una porción del extracto en 3 mL de agua y dividir en dos tubos, para realizar las siguientes pruebas	
<b>Reacción con gelatina</b>	Se coloca 1.5 ml en un tubo de ensayo y se coloca 2 gotas de reactivo de gelatina.	La formación de un precipitado blanco indica presencia de taninos.

<b>Reacción de cloruro férrico</b>	Al segundo tubo se añade 1.5ml del extracto, se adiciona al tubo una gota de cloruro férrico al 1%	La formación de coloraciones indica la presencia de compuestos fenólicos: de azul a negro derivados del ácido gálico y coloraciones verdes de derivados del catecol. . La formación de una coloración azul indica la presencia de taninos hidrolizables y una coloración verde identifica a los taninos condensados.
------------------------------------	--	--

Realizado por: Chilibinga, Jessica, 2022.

### ***3.8.12. Análisis Cromatográfico en capa fina***

En el procedimiento, la fase estacionaria se mantiene en la capa fina de un adsorbente (puede ser alúmina, gel de sílice o celulosa) colocada sobre una columna plana, como una placa de vidrio, aluminio o plástico. La CCF es un método analítico y tiene como objetivo estudiar la mezcla de componentes (Lorenzo et al., 2019, p.30).

En una placa de cromatografía de capa fina, de vidrio cubierta con una fina capa de un sólido adsorbente (gel de sílice o alúmina). Se colocó una pequeña cantidad del extracto fluido en disolución en un punto en la parte inferior de la placa, se introdujo la placa en una cubeta cromatográfica, de forma que sólo la parte inferior de la placa quedo inmersa en el líquido.

El líquido o eluyente es la fase móvil y subió por la placa de CCF por capilaridad, mientras que el eluyente paso por la zona donde está la mancha de la mezcla. Una vez que el eluyente alcanzo la parte superior de la placa, se retiró de la cubeta, se secó, y los componentes separados de la mezcla se visualizarón. (Lorenzo et al., 2019, p.30).

### ***3.8.13. Formulación de jabón líquido antimicrobiano***

#### ***3.8.13.1. Ingredientes***

1. Texapon 500 g
2. Comperland KD 15 g
3. Cloruro de Sodio 50 g

4. Glicerina 50 g
5. Vitamina E 50 g
6. Color y fragancia al gusto
7. H<sub>2</sub>O 2 litros

### **3.8.14. Análisis microbiológico**

#### *3.8.14.1. Control microbiológico*

##### *Preparación del agar*

Se pesó 4.5 g de Agar Sabouraud dextrosa (SDA), 11.19 de Agar EMB, 1.35 g de Agar Manitol y 2.99 g de Agar PCA, en matraces de 500 ml, luego se agregó 180 ml de agua destilada en cada uno, se mezcló y se llevó a calentamiento hasta ebullición, luego se dejó enfriar y se colocó el agar en envases de vidrio esterilizados para su autoclavado. Por último, se colocó el agar en las placas de Petri para su respectiva gelificación.

##### *Preparación de Agua de peptona*

Se pesó 0.99 g de Agar agua peptonada, se colocó en un matraz de 500 ml, luego se agregó 99 ml de agua destilada, se mezcló y para la autoclave durante una hora. Por último, se colocó un tubo de ensayo 9 ml de la solución madre para tener una dilución a la -1 y -2. Este proceso se realizó 6 veces.

##### *Activación de las bacterias*

Se tomó las cepas bacterianas que se van a utilizar, en este caso *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans* se agrega 20 µL de cada cepa y se agrega en 2 ml de caldo soya-triptocaseína (TSB). Se dejó incubar los tubos durante 18 h a 37°C en la estufa.

##### *Preparación de la muestra Stock*

De la muestra del extracto etanohólico del *Schinus molle* L. se pesaron 50 mg del extracto y se le agrego 1000 µL dimetilsulfóxido (DMSO) con un total de 50000 ppm, para obtener una solución

homogénea. A partir de esta solución, se tomó un volumen de 100  $\mu\text{L}$  y se agregó 100  $\mu\text{L}$  del DMSO, realizando una dilución sucesiva hasta obtener una dilución final de 781 ppm.

#### *Control de calidad de la materia prima*

Se pesó 10 g de cada ingrediente y se agregó en cada matraz del agua peptonada, una vez homogenizados, se tomó 1000  $\mu\text{L}$  con una pipeta automática y se colocó en el tubo de cada uno de los ingredientes. Se procedió a la siembra colocando en dos cajas petri 100  $\mu\text{L}$  de la disolución -1 y -2 de cada agar y se incubó durante 24 horas.

#### **3.8.15. Kirby-Bauer (sensibilidad a los antibióticos)**

En el método de Kirby Bauer, el microorganismo se inocula en la superficie de una placa de agar, sobre la cual se colocan discos impregnados con una concentración conocida del antibiótico. Las placas se inoculan durante 16-18 horas a una temperatura de 35- 37°C. Durante la incubación, el fármaco se difunde desde el disco a través del agar, por lo que su concentración va disminuyendo a medida que sale del disco. En cierta etapa, la concentración del antibiótico en el medio no puede inhibir la bacteria en estudio (Montero et al. 2018, pp.15-44).

El diámetro del área de inhibición en torno al disco es convertido a las categorías de sensible, intermedio o resistente (S, I, o R) acorde a tablas publicadas por los organismos encargados del control de tales métodos, como, por ejemplo, el Comité Nacional de Estándar de Laboratorios Clínicos de los Estados Unidos de Norteamérica (National Committee for Clinical Laboratories Standards) (Montero et al., 2018, pp.15-44).

#### **3.8.16. Elaboración de la formulación del jabón líquido**

En un recipiente plástico, se agregó 2 L de agua y disolvió el Texapon dando ligeros movimientos sin levantar espuma, hasta que éste desaparezca.

Se colocaron los siguientes ingredientes como glicerina, coperlan KD, dando ligeros movimientos sin levantar espuma a esta base preparada, añadimos colorante y aroma. A esta formulación base se agregaron en tres recipientes estériles, las diferentes concentraciones de 12750 ppm como una concentración máxima, 3125 ppm concentración media y finalmente 781 ppm como una concentración mínima, Se terminó agregando el cloruro de sodio sin dejar de remover hasta obtener una consistencia homogénea.

### **3.8.17. Control de calidad del jabón líquido**

#### *3.7.17.1. Determinación de las características organolépticas*

- Color: Se colocó una cantidad suficiente de muestra sobre la superficie de un vidrio reloj, el cual se determinó mediante visualización con ayuda de un círculo cromático.
- Olor: Se añadió una pequeña cantidad de muestra sobre el vidrio reloj, el cual se percibió en cada una de las muestras y se determinó el tipo de olor: floral, cítrico, leñoso, dulce o mentolado.
- Aspecto: Se tomó una cantidad suficiente de muestra y se la extendió sobre la superficie del vidrio reloj y se observó y determinó la homogeneidad del producto.

#### *3.8.17.2. Determinación del pH*

La medida del pH permite conocer el grado de acidez o alcalinidad de una solución. La medición de este parámetro se hizo a las 12 formulaciones. Se utilizó un pH-metro de marca HDM, previo a la determinación se utilizaron soluciones buffer de 4 y 7. El siguiente paso fue colocar 1 g de muestra en un vaso de precipitación de 100 ml, luego se añadió 20 ml de agua destilada, se agitó suavemente hasta obtener espuma, y finalmente se realizó la lectura del pH y se registró los datos.

#### *3.8.17.3. Determinación de la densidad*

Para esto, se usó el picnómetro, y se realizó a las 12 muestras de jabones con las distintas combinaciones y concentraciones. El procedimiento se basó en la normativa INEN 35 que consistió en lavar y secar el picnómetro, pesarlo y registrar su masa. Luego se llenó el picnómetro con agua y se colocó la tapa hasta que rebasa y se secó suavemente con un paño y se procedió a pesar, como último paso se llenó el picnómetro con la muestra hasta sobre pasar el capilar, se esperó 10 minutos y se anotó su masa. Para la determinación de este parámetro se debe aplicar la siguiente fórmula:

$$D = \frac{M1 - M}{M2 - M}$$

Dónde:

- D: Densidad relativa
- M: Peso del picnómetro vacío
- M1: Peso del picnómetro con la muestra.
- M2: Peso del picnómetro con agua destilada.

#### *3.8.17.4. Determinación de viscosidad*

La Viscosidad es un parámetro de los fluidos, es un indicador cuantitativo de calidad en las industrias de los aceites, a nivel petroquímico, alimenticio, farmacéutico, entre otros, ya que es un punto de referencia en la formulación de un producto, facilitando la reproducción de la consistencia de un lote a otro. La determinación de la viscosidad según la normativa NTE INEN 1013, se ejecutó con el viscosímetro rotacional (marca FUNGILAB modelo L de la serie Alpha a 20°C con spin de N°2 y N°3 en las muestras de jabón líquido, en un vaso de precipitación de 100 ml, se colocó 100 ml de muestra, se preparó el equipo para su lectura, luego se colocó la aguja correspondiente del viscosímetro y se leyó.

#### *3.8.17.5. Determinación del nivel de espuma*

El método consiste en la medición de la cantidad de espuma que se forma al agitar una solución tensoactiva en agua (jabón líquido) como lo indica la normativa INEN 831, las condiciones de preparación de la solución, agitación y medición de la espuma se deben observar minuciosamente para que el método sea reproducible.

Para esto se procedió a pesar 1g de muestra, y se disolvió en 200 ml de agua destilada caliente, se completó el volumen a 1000 ml con agua destilada fría. De esta solución preparada se transfirió 50 ml de la solución a un vaso de precipitación de 250 ml, el cual se tapó y se agitó aproximadamente 60 veces de forma enérgica y rápida.

Posteriormente se dejó reposar por 1 minuto y se anotó el volumen de agua en la parte superior; luego se restó el volumen total (agua + espuma) al volumen de agua hasta la interfaz. Las lecturas se repitieron a los 2, 5 y 15 minutos. El volumen de espuma se determina utilizando la ecuación siguiente:

$$V = V1 - V2$$

Dónde:

V = Volumen de la espuma, en ml.

V1 = Volumen total (agua + espuma).

V2 = Volumen de agua en la interface

#### *3.8.18. Determinación del efecto antimicrobiano*

El método de difusión en agar o método de antibiograma fue empleado para medir la actividad antimicrobiana de las tres formulaciones seleccionadas contra *las diferentes bacterias y hongos*, en primera instancia se preparó el medio de cultivo Mueller-Hinton, luego se realizó la

preparación del inóculo bacteriano, donde a partir de una placa de cultivo de 24 h con la cepa de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis*, *Candida albicans*, se tomó de 4 a 5 colonias con el asa y se suspendió el inóculo en un tubo con suero fisiológico a una turbidez equivalente a 0,5 de la escala de MacFarland. Para la siembra de la muestra, se sumergió el isopo dentro de la suspensión del microorganismo y se colocó el isopo por encima del nivel del contenido del tubo y se deslizó contra las paredes para remover el exceso del inóculo. Posteriormente se sembró el inóculo uniformemente en cuatro direcciones sobre la superficie del medio, luego con ayuda de una pinza estéril se colocó los discos en blanco, donde con una pipeta, se colocó 10 µL de cada una de las muestras de jabón líquido con extracto de *Schinus molle* L, a diferentes concentraciones sobre la superficie del disco con un control negativo de DMSO y un control positivo de un jabón comercial. Finalmente se incubó las cajas petri a 37° y se realizó las lecturas después 24 h.

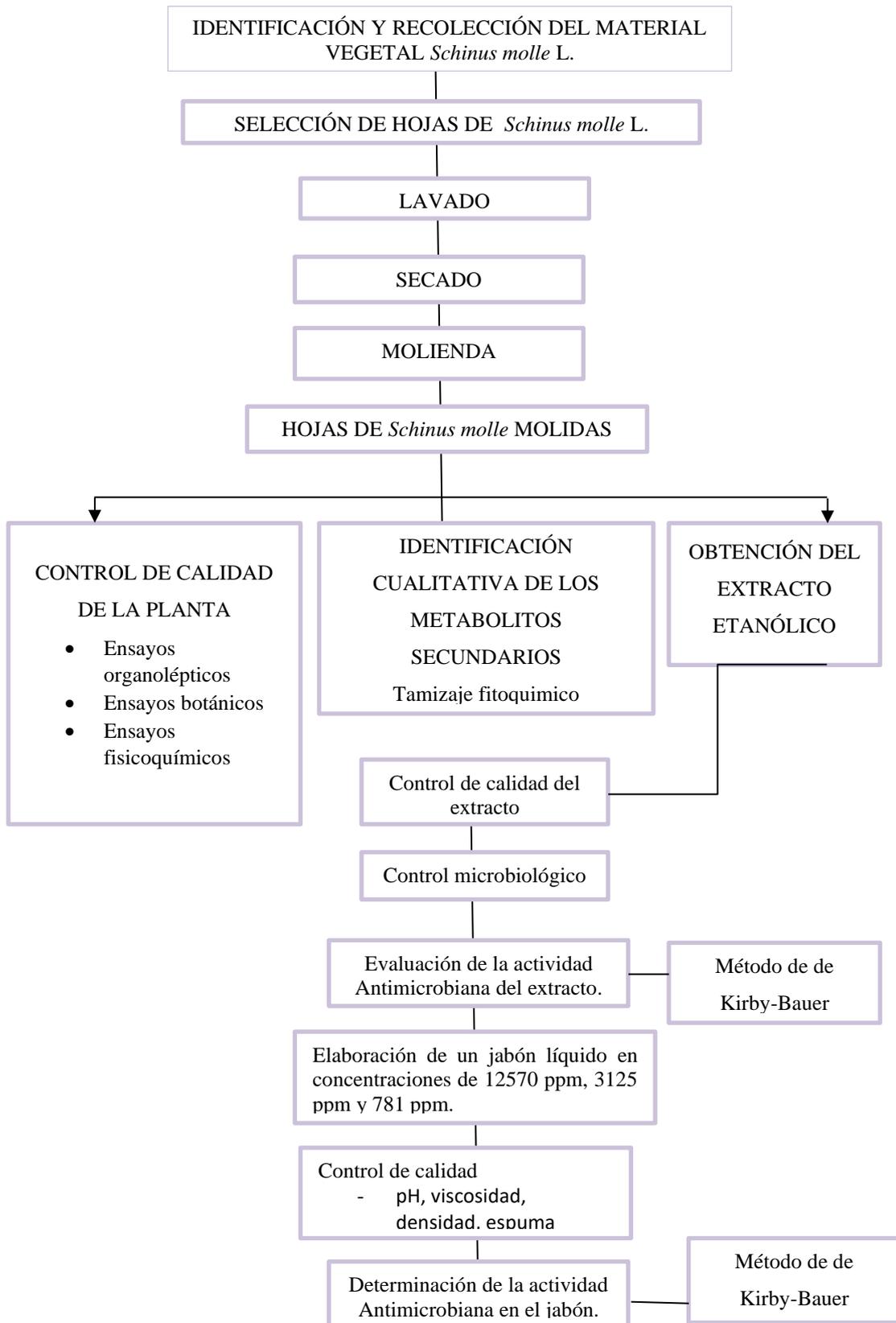
### **3.8.19. Etiquetado y envasado del jabón líquido**

Los productos cosméticos constituyen un aspecto primordial en el desarrollo social y cultural, desde la antigüedad hasta el día de hoy son importantes para el cuidado personal (Vivanco, 2016a: p.11).

Actualmente, existe una creciente tendencia por el consumo de productos de origen natural, que 39 corrija algún defecto de la piel y que no perjudique al medio ambiente (Vivanco, 2016b: p-81). Las normas para el etiquetado y envasado del producto fueron consideradas de la normativa NTEINEN 2867, mencionando que el envase de los productos cosméticos debe cumplir con las siguientes características:

- a) Nombre y marca del producto
- b) Nombre o razón social del fabricante o del responsable de la comercialización del producto cosmético.
- c) Nombre del país de origen.
- d) El contenido nominal en peso, volumen o unidades cuando aplique en el Sistema Internacional de Unidades.
- e) Las precauciones particulares de empleo establecidas en las normas internacionales sobre ingredientes y restricciones o condiciones de uso.
- f) El número de lote o la referencia que permita la identificación de la fabricación.
- g) El número de Notificación sanitaria obligatoria (NSO) con indicación del país de expedición.
- h) La lista de ingredientes precedidos.

### 3.8.20. Mapa metodológico



**Ilustración 2-3:** Proceso de obtención del jabón líquido

**Realizado por:** Chiliquinga, Jessica, 2022.

## CAPÍTULO IV

### 4. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

#### 4.1. Características físicas e identificación

**Tabla 1-4:** Características organolépticas del *Schinus molle* L. e identificación

Parámetro	<i>Schinu molle</i> L.
Forma	Lanceoladas, colgantes
Tamaño	Entre los 15 a 30 centímetros.
Peso	1 kilogramo
Color	Verde Claro
Sabor	En general picante, sin embargo, también amargo
Olor	Olor acre

Realizado por: Chilingua, Jessica, 2022.

Se identificó la especie *Schinus molle* L. en el herbario de la ESPOCH, mediante búsqueda bibliográfica y física. Luego de una exploración física de la planta, se pudo identificar varias características de las mismas como: el tamaño, peso, olor y sabor de esta especie vegetal. Así el botánico encargado certificó que se trata de una plata introducida y cultivada en el Ecuador. (Cipra, et al. 2020, p.2) en su artículo publicado mencionan estas características que posee la planta *Schinus molle* L lo cual corrobora las características organolépticas estudiadas

#### 4.2. Determinación del control de calidad de la planta

**Tabla 2-4:** Resultado de los ensayos de control de calidad de la planta

<i>Ensayo</i>	<i>Materia vegetal</i>	<i>Resultado (%)</i>	<i>Limites según la UPS N°28 (%)</i>
<i>Determinación de Humedad</i>	Hojas Adultas	7.21	7 a 14 en hojas jóvenes y adultas
<i>Determinación de cenizas totales</i>	Hojas Adultas	5.55	12 en hojas jóvenes y adultas
<i>Cenizas insolubles en agua</i>	Hojas Adultas	6.42	7 en hojas jóvenes y adultas

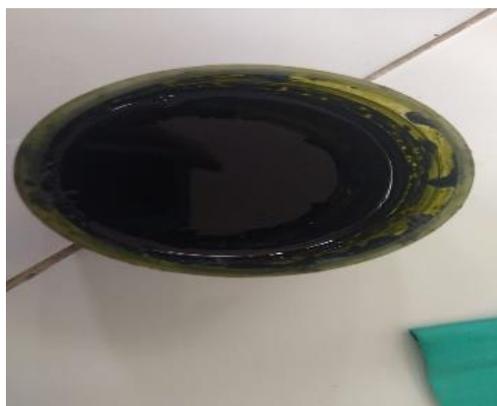
<i>Cenizas solubles en ácido clorhídrico</i>	Hojas Adultas	6.26	
--	---------------	------	--

**Realizado por:** Chilingua, Jessica, 2022.

Para el control de calidad, se realizó en primer lugar la determinación de humedad, para lo cual se utilizó en un equipo llamado Mettler Toledo. Así mismo para cenizas totales, insolubles en agua y solubles en ácido clorhídrico, se realizó con el método tradicional y podemos observar que los valores en porcentaje obtenidos se encuentren dentro del rango establecido determinado por la USP N° 28 como se puede observar en la tabla 2-4

Según la USP N°28 y la Real Farmacopea Española, se establece que los valores están dentro del rango, por lo cual se considera un análisis válido de la calidad de la planta estudiada, así se demuestra que las condiciones de conservación y almacenamiento de la droga vegetal seca, fueron las adecuadas debido a que, el contenido de humedad es un indicativo de la estabilidad de la materia prima frente a la degradación causada por bacterias u hongos.

#### 4.3. Obtención del extracto etanólico



**Ilustración1-4:** Extracto etanólico fluido

**Realizado por:** Chilingua, Jessica, 2022.

Como se puede observar en la Ilustración1-4, se obtuvo el extracto etanólico con 1000 g de hojas molidas y 1600 ml de alcohol al 96%, el mismo que paso por un proceso de maceración y evaporación, obteniendo un concentrado puro con un total de 200 g el mismo que nos da un rendimiento 20 %, esto con el fin de tener una mayor concentración de metabolitos presentes en la planta.

(Cáceres en el 2018), en un estudio realizado para la elaboración de cremas con extractos hidroalcolicos con hojas de *Schnus molle*, menciona que los bajos tiempos de residencia que se emplean y el efecto refrigerador debido a la evaporación, posibilita trabajar eficazmente con

productos sensibles a la temperatura dando un rendimiento mayor. Así podemos establecer que el extracto obtenido con un 20% de rendimiento, está acorde y óptimo a lo establecido.

#### 4.3.1. Control de calidad del extracto etanólico de *Schinus molle L*

**Tabla 3-4:** Determinación de características fisicoquímicas y organolépticas

<i>Ensayos</i>	<i>Característica</i>	<i>Formulación</i>
<b><i>Características fisicoquímicas</i></b>		
<i>Densidad</i>		1.003
<i>pH</i>		5.69
<b><i>Características Organolépticas</i></b>		
	Apariencia	Líquido
	Color	Amarillo Verdoso
	Olor	Aromático
	Sabor	Amargo

**Realizado por:** Chilibinga, Jessica, 2022.

En la Tabla 3-4, se observan las características fisicoquímicas con una densidad de 1.003 g/ml y un pH 5.69, mientras que en las organolépticas del extracto de *Schinus molle L.* presentaron un color amarillo verdoso, un olor aromático característico de la planta y sabor amargo, propios de la droga vegetal y del solvente empleado.

Las características organolépticas de la planta permiten identificar su estado de conservación, pero cuando existe una pérdida del color o un olor raro, indica que se realizó un incorrecto procesamiento con la planta (Gutiérrez y Gonzáles 2021, p.25).

#### 4.3.2. Determinación de metabolitos secundarios

##### 4.3.2.1. Tamizaje fitoquímico

**Tabla 4-4:** Resultados del tamizaje Fitoquímico

<i>Ensayo</i>	<i>Metabolito</i>	<i>Resultado</i>	<i>Representación</i>
---------------	-------------------	------------------	-----------------------

<b>Shinoda</b>	Flavonoides	Coloración Roja	++
<b>Reacción de hidróxido de sodio al 10%</b>	Flavonoides	Coloración amarilla	++
<b>Reacción con hidróxido de amonio</b>	Cumarinas	Coloración roja	-
<b>Reacción con hidróxido de amonio</b>	Quinonas	Coloración marron	+
<b>Reacción con ácido sulfúrico</b>	Quinonas	Coloración verdosa	-
<b>Reacción de Börntrager Mayer</b>	Antraquinonas	Coloración amarillo verdoso	-
<b>Drgendorff</b>	Alcaloides	Opalencia	+
<b>Wagner</b>	Alcaloides	Precipitado	+++
<b>Reacción de Lieberman</b>	Alcaloides	Opalencia	+
<b>Bouchard</b>	Triterpenos y/o esteroles	Coloración verde oscuro	++
<b>Prueba de altura y estabilidad de espuma</b>	Saponinas	No presenta espuma	-
<b>Reacción de Rosenthaler (Reactivo de Vainillina):</b>	Saponinas	No presenta cmbio de color	-
<b>Reacción con gelatina</b>	Taninos/compuestos fenólicos	Precipitado blanco	´+

**Reacción de cloruro férrico**

Taninos/ compuestos fenólicos	Verde oscuro	++
-------------------------------------	--------------	----

Interpretación de datos: (-) Sin presencia del metabolito, (+) baja evidencia, (++) evidencia, (+++) alta evidencia.

Realizado por: Chilingua, Jessica, 2022.

Con base en los resultados obtenidos mediante el análisis fitoquímico en los extractos etanólicos, se evidenció que los componentes más abundantes en la planta *Schinus molle L* fueron los alcaloides, seguido por flavonoides, quinonas, triterpenos y taninos, mismos que se adjudican la actividad antimicrobiana. No existe evidencia acerca de la presencia de antraquinonas ni saponinas, esto se debe a factores externos en el entorno de crecimiento de la planta, mas no significa la ausencia de estos metabolitos en su composición química.

En algunos estudios realizados (Maraví, 2012, p. 28) se demuestra que los metabolitos secundarios, tales como alcaloides, flavonoides, triterpenos, taninos, y otros compuestos de naturaleza fenólica son responsables de las actividades antimicrobianas que *Schnus molle L* posee.

**4.3.3. Análisis Cromatográfico en capa fina**

**Tabla 5-4:** Cromatografía en capa fina

CCF: 1				
				
Placa de sílica gel		(9,5x4cm)		
Longitud de la banda		366		
Solvente de corrido		Hexano y acetato		
Muestra		Extracto etanólico de <i>Schinus molle L</i> .		
Revelador		H2SO4 vainillina al 1%		
Banda s	<b>Recorrido del disolven</b>	<b>Recorrido dela muestra</b>	<b>R f</b>	Color

	<b>te</b>			
1	6,4	1,3	0,20	Naranja
2	6,4	1	0,16	Fosforescente

Realizado por: Chilingua, Jessica, 2022.

En la tabla 7-4, se observan 2 bandas en la cromatografía, las cuales indican la presencia de metabolitos secundarios terpenos, cada uno de los resultados de los Rf se detalla de manera clara en la misma tabla.

En un artículo publicado por Audizzo y Chamorro (2006), sobre la composición química del aceite esencial de hojas de árboles de *Schinus molle* L. mediante cromatografía de gases y espectroscopia de masas, determinaron como componente mayoritario al  $\alpha$ -felandreno, canfeno y  $\alpha$ -pineno, en un Rf=0.20, por lo cual se puede establecer que a un Rf=0.2031 están presentes estos mismos metabolitos que dan la actividad deseada al extracto.

#### 4.4. Análisis microbiológico

##### 4.4.1. Método de Kirby-Bauer

**Tabla 6-4:** Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales

<i>Concentraciones ppm</i>	<i>Escherichia coli ATCC 25922</i>	
12500	10mm	8mm
5250	8mm	8mm
3125	8mm	7mm
1563	7mm	7mm
781	6mm	7mm
<i>Control (-) DMSO</i>	-	-
<i>Control (+) CXM/DA</i>	24mm	28mm

Interpretación: DMSO: Dimetilsulfóxido, CXM: Cefuroxima, DA: Clindamicina, mm: Milímetros, ppm: Partes por millón.

Realizado por: Chilingua, Jessica, 2022.

**Tabla 7-4:** Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales

<i>Concentraciones ppm</i>	<i>Staphylococcus aureus ATCC 25923</i>
----------------------------	---

12500	10mm	10mm
6250	9mm	9mm
3125	8mm	8mm
1563	7mm	8mm
781	7mm	7mm
Control (-)	-	-
Control (+) AZM/DA	32mm	33mm

**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, AZM: Azitromicina, DA: Clindamicina, mm: Milímetros, ppm: Partes por millón.

**Realizado por:** Chilinginga, Jessica, 2022.

**Tabla 8-4:** Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales

**Concentraciones ppm** *Klesbsiella pneumoniae ATCC 10031*

12500	11mm	10mm
6250	10mm	9mm
3125	9mm	9mm
1563	8mm	8mm
781	7mm	8mm
Control (-)	-	-
Control (+) AZM/AZM	33mm	26mm

**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, AZM: Azitromicina, mm: Milímetros, ppm: Partes por millón.

**Realizado por:** Chilinginga, Jessica, 2022.

**Tabla 9-4:** Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales

**Concentraciones ppm** *Staphylococcus epidermidis ATCC*

12500	10 mm	9 mm
6250	9 mm	8 mm
3125	8 mm	7 mm
1563	7 mm	7 mm
781	6 mm	6 mm
Control (-)	-	-
Control (+) AZM/NO	33 mm	21 mm

**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, AZM: Azitromicina, NO: Gentamicina, mm: Milímetros, ppm: Partes por millón.

**Realizado por:** Chiliquinga, Jessica, 2022.

**Tabla 10-4:** Tamaño del halo de inhibición (mm) de los antibióticos comerciales

<i>Concentraciones ppm</i>	<i>Candida albicans ATCC 10231</i>	
12500	7 mm	7 mm
6250	7 mm	6 mm
3125	6 mm	6 mm
1563	6 mm	6 mm
781	5 mm	6 mm
Control (-)	-	-
Control (+) FLU/FLU	28 mm	21 mm

**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, FLU: Fluconazol, mm: Milímetros, ppm: Partes por millón.

**Realizado por:** Chiliquinga, Jessica, 2022.

Con base en las tablas 6,7,8,9,10-4, se puede apreciar que para cada una de los microorganismos, el crecimiento del halo de inhibición, es menor a medida que disminuye la concentración del extracto, si bien este halo no se compara con el diámetro del medicamento es significativo, ya que el extracto contiene varios metabolitos secundarios propios que no están aislados y son estos los que atribuyen la actividad antimicrobiana.

Con base en los datos del *National Committee for Clinical Laboratory Standards* (NCCLS), *Staphylococcus aureus* es sensible frente a azitromicina cuando se presenta un halo de inhibición  $\geq 18$  mm y es resistente cuando el halo de inhibición es  $\leq 13$  mm, de acuerdo con los resultados obtenidos, el halo de inhibición es de 32 mm, es decir que esta bacteria es sensible frente a este antibiótico. Además, *Staphylococcus aureus* es sensible frente a la clindamicina cuando se presenta un halo de inhibición  $\geq 28$  mm y es resistente cuando el halo de inhibición es  $\leq 29$  mm, de acuerdo con los resultados, se pudo observar que el halo de inhibición fue de 33 lo que indica

que es sensible a este medicamento (Picazo 2018, p. 15).

#### 4.5. Formulación del jabón líquido



**Ilustración 2-4:** Control microbiológico de la materia prima

**Realizado por:** Chilibingua, Jessica, 2022.

Según la Norma Oficial Mexicana y la FDA el intervalo de microorganismos se considera un rango menor a 10 UFC/mL con un máximo de 100 UFC/mL, sin embargo no consideran ningún criterio microbiológico para este tipo de productos si no de manera general, sin embargo es importante ya que más del 50 % de los contenedores recargables de jabón líquido presentan contaminación microbiana, incluyendo algunos géneros de enterobacterias, por lo que la OMS considera importante un análisis microbiológico previo a la elaboración de un producto para tener una adecuada calidad microbiológica.

Como se observa en el análisis previo a la elaboración del jabón líquido, no presentó el crecimiento microbiano, por lo cual se establece que la materia utilizada esta apta para la elaboración y posterior uso, siguiendo las diferentes normas y sobre todo en un espacio limpio y estéril.



**Ilustración 3-4:** Elaboración del jabón líquido

Realizado por: Chilingua, Jessica, 2022.

#### 4.6. Pruebas fisicoquímicas del jabón

Control de calidad del jabón líquido mediante pruebas fisicoquímicas.

**Tabla 11-4:** Control de calidad del jabón líquido

*Características Organolépticas*    *Apariencia*    *Líquido Viscoso*

Color	Amarillo
Olor	Aromático

#### *Ensayos*

#### *Formulaciones*

<i>Concentraciones</i>	<i>781 ppm</i>	<i>3125 ppm</i>	<i>12500 ppm</i>
<i>Viscosidad</i>	1800 cst	17900 cst	17800 cst
<i>Densidad</i>	1.002 g/ml	1.001 g/ml	1.001 gml
<i>pH</i>	7.59	7.55	7.5
<i>Capacidad de Espuma</i>	15cm	15 cm	15 cm

**Interpretación:** cst: centistoke, ppm: Partes por millón, g: gramo, ml: mililitro.

**Realizado por:** Chilingua, Jessica, 2022.

Se elaboró una base de jabón la cual se distribuyó en 3 recipientes previamente esterilizados, a diferentes concentraciones con el extracto de *Schinus molle L.*, las cuales fueron 12500 ppm, 3125 ppm y 781 ppm, para el posterior análisis de control de calidad y la determinación de la actividad antimicrobiana. En cuanto a las características organolépticas, se pudo apreciar un color amarillo, con apariencia líquida, olor aromático a percepción personal.

Los valores determinados en comparación con un artículo científico en las tres formulaciones observadas en la tabla 11-4, se encuentran dentro de los rangos permitidos para el control de calidad, como en la viscosidad (1000 cPs y 5000 cPs), densidad (1,00 – 1,05 g/ml) (Medina y Santillan, 2019, p. 209).

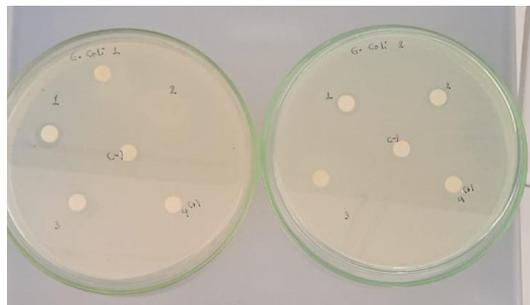
El valor descrito de pH se encuentra dentro de los límites establecidos que varían entre 4.5 y 7.5, este parámetro se considera un indicador de estabilidad física. Según la normativa NTE INEN 850, debido a que toda sustancia que se aplique sobre la piel debe encontrarse dentro de este rango, para evitar que se genere irritación y sequedad.

#### 4.7. Análisis microbiológico

Actividad antimicrobiana del jabón líquido

**Tabla 12-4:** Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones  
***Formulación del jabón en Escherichia coli ATCC 25922 concentraciones ppm***

12500	10 mm	11 mm
3125	10 mm	10 mm
781	<b>10 mm</b>	<b>10 mm</b>
Control (-) DMSO	-	.
Control (+) Jabón comercial	9 mm	8 mm

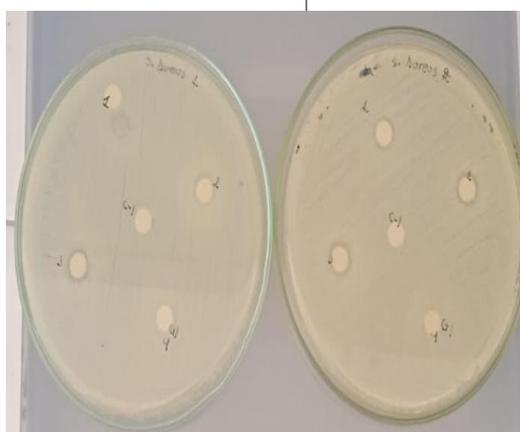


**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, ppm: partes por millón, mm: milímetro.

Realizado por: Chilibuina, Jessica, 2022.

**Tabla 13-4:** Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones

<i>Formulación del jabón en concentraciones ppm</i>	<i>Staphylococcus aureus ATCC 25923</i>	
12500	16 mm	17 mm
3125	15 mm	18 mm
781	<b>15 mm</b>	<b>15 mm</b>
Control (-) DMSO	-	-

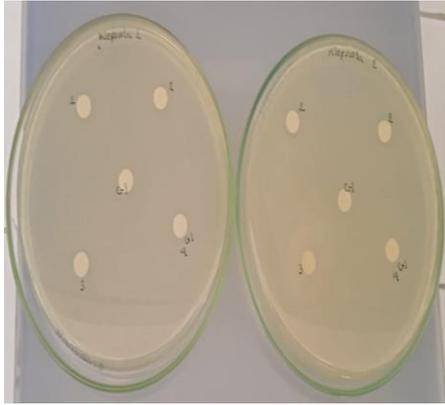


**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, ppm: partes por millón, mm: milímetro

Realizado por: Chilibuina, Jessica, 2022.

**Tabla 14-4:** Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones

<i>Formulación del jabón en concentraciones ppm</i>	<i>Klesbsiella pneumoniae ATCC 10031</i>	
12500	11 mm	10 mm
3125	8 mm	7mm
781	<b>7 mm</b>	<b>7 mm</b>
Control (-) DMSO	-	-
Control (+) Jabón comercial	7 mm	7 mm



**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, ppm: partes por millón, mm: milimetro

**Realizado por:** Chiliquinga, Jessica, 2022.

**Tabla 15-4:** Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones

<i>Formulación del jabón en concentraciones ppm</i>	<i>Staphylococcus epidermidis ATCC 12228</i>	
12500	15 mm	14 mm
3125	18 mm	19 mm
781	19 mm	20 mm
Control (-) DMSO	-	-
Control (+) Jabón comercial	12 mm	12 mm



**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, ppm: partes por millón, mm: milimetro

**Realizado por:** Chiliquinga, Jessica, 2022.

**Tabla 16-4:** Actividad antimicrobiana del jabón líquido a diferentes concentraciones

<i>Formulación del jabón en concentraciones ppm</i>	<i>Candida albicans ATCC 10231</i>	
12500	8 mm	8 mm
3125	8 mm	8 mm
781	8 mm	8 mm
Control (-) DMSO	-	-
Control (+) Jabón comercial	8 mm	8 mm



**Interpretación:** DMSO: Dimetilsulfóxido, ppm: partes por millón, mm: milímetro

**Realizado por:** Chiliquinga, Jessica, 2022.

Se muestra los resultados del jabón líquido, con extracto de *Schinus molle L.* en las diferentes tablas 12,13,14,15,16-4, con concentraciones máximas, intermedias y mínimas, donde se observó que *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans* presentan un halo de inhibición bastante pronunciado, demostrando la eficiencia del jabón a diferentes concentraciones contra estos microorganismos.

La Asociación Oficial de Química Analítica, menciona que no existe un diámetro estandarizado que indique sensibilidad o resistencia, si no que de acuerdo al tamaño del halo es la eficiencia del detergente es decir a mayor halo mayor eficiencia, sin embargo, se concluye como sensible una vez exista inhibición (AOAC, 2006, p.8).

#### 4.8. Etiquetado y presentación del producto final



**Ilustración 4-4:** Etiqueta del producto

**Realizado por:** Chilingua, Jessica, 2022.

El etiquetado del jabón líquido se realizó de acuerdo con las normas NTE INEN 2867, respetando los parámetros establecidos. El nombre del producto final es Schinus-Soap, jabón líquido antimicrobiano, pensado específicamente en el nombre de la planta y sus beneficios a nivel dérmico. La etiqueta mide aproximadamente 35cm, la cual brindará información completa de los beneficios que aporta el producto, detalle de los ingredientes que se utilizó para su elaboración y la forma de uso.

La presentación final del producto es de 500 ml, con una concentración de extracto de 781 ppm, se establece esta concentración luego del análisis microbiológico donde se observa la sensibilidad de las bacterias y hongos ante esta concentración, si bien esta es una concentración mínima, se tomó a consideración para evitar reacciones alérgicas en las personas evidenciándose también su efecto significativo. Como empaque principal, envasado un frasco elegante, con bordes ovalados y dispensador, transparente que permitirá la visualización del contenido si bien el consumo es consciente y atentos al cuidado del medio ambiente, presenta un envase biodegradable con tapa rosca, con aromas de algodón de azúcar y manzanilla.

## CONCLUSIONES

- Se obtuvo el extracto etanólico de *Schinus molle* L., mediante un proceso de macerado en frío durante 3 días y mediante extracción por arrastre de vapor, se obtuvo un concentrado final para el posterior análisis de las diferentes pruebas para la identificación de metabolitos secundarios en el mismo. Además de acuerdo con los parámetros físicos y químicos se pudo establecer que la materia prima está en condiciones óptimas para su utilización, puesto que el porcentaje de humedad se encuentra dentro de lo establecido por la normativa USP N°28, por lo hay una buena conservación, los valores de las cenizas totales, solubles en agua e insolubles en ácido se encuentran dentro de los valores establecidos de cada especie vegetal.
- El tamizaje fitoquímico del extracto de *Schinus molle* L. demostró la presencia de compuestos como flavonoides, compuestos fenólicos, triterpenos, esteroides, y alcaloides en su composición, mediante el análisis microbiológico se comprobó la actividad antimicrobiana por el método de Kirby Bauer, en los cuales los halos de inhibición fueron bastante significativos, si bien estos comparados con los diferentes medicamentos presentan un menor tamaño, se deduce que en si el extracto contiene todos los metabolitos secundarios juntos y no están aislados específicamente el que le otorga la actividad antimicrobiana.
- Se elaboró una formulación de jabón líquido base la cual se distribuyó en tres recipientes previamente esterilizados en los cuales se añadió tres concentraciones de 12500, 3125 y 781 ppm, las cuales se comprobó su eficacia frente a *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* y *Candida albicans*, donde se apreciaron halos de inhibición bastante pronunciados, previo a esto se realizó pruebas microbiológicas a todos los excipientes para evitar contaminaciones en el proceso.
- Finalmente se evaluaron diferentes ensayos de control de calidad y se establece que el jabón está dentro de los parámetros establecidos por la normativa NT INEN 850 y que es apto para su uso, tomándose a consideración la concentración mínima del jabón de 781 ppm, esto con el fin de prevenir reacciones alérgicas en las personas a una concentración más alta.

## RECOMENDACIONES

- Cuando se realice el secado y macerado de estas especies, controlar la temperatura para que la materia vegetal no se calcine.
- Una vez la materia primaria se encuentre triturada, colocar alcohol al 96% y almacenar en frascos ámbar en la oscuridad para evitar que esta se evapore.
- Cuando se realice el tamizaje de cada especie vegetal, realizar de 2 a 3 repeticiones con la intención de obtener resultados precisos y reales.
- Cuando se realice la cromatografía en capa fina seleccionar los solventes de acuerdo a la polaridad de cada especie vegetal.
- Para realizar las pruebas de control de calidad de la especie, realizar al menos 2 repeticiones para obtener mayor certeza en los resultados.
- Al momento de anotar los resultados del crecimiento bacteriano, hacerlo a las 18 horas de sembradas, pues es el tiempo en donde se da el máximo crecimiento bacteriano.
- Cuando se realice el antibiograma, emplear muy bien la técnica para evitar posibles errores y contaminaciones.

## **BIBLIOGRAFÍA**

**ACERO, L.** Árboles, gentes y costumbres (Trabajo de titulación). (Maestría) Universidad Distrital Francisco José de Caldas. Colombia. 2020. pp. 2-23.

**AOAC.** *Official methods of analysis*. USA: BookGreen, 2006. p.2

**AGUIRRE, M.** Sostenibilidad financiera de áreas naturales protegidas en Ecuador: situación y perspectivas (Trabajo de titulación). (Titulación) Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador. 2009. pp. 2-3.

**AGUIRRE, A.** Estabilidad acelerada de las características organolépticas y fisicoquímicas de jabón líquido de limpieza femenina fabricado en el laboratorio de productos cosméticos de hofarm s.a.c (Trabajo de titulación). (Titulación) Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador. 2019. pp. 2-3.

**ALBUJA, L. Et al.** *Fauna de vertebrados del Ecuador*. Ecuador: Revista EPN, 2015, p. 5.

**ALMENDAREZ, D.** Estudio técnico preliminar para la elaboración de un jabón líquido con miel de abejas como alternativa de diversificación apícola (Trabajo de titulación). (Titulación) Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador. 2003. pp. 2-3.

**AL-ZUBAIRI, A. S., & AL-MAMARY, M. A.** *The antibacterial, antifungal, and antioxidant activities of essential oil from different aromatic plants genotoxicity assessment of medicinal plants from al-baha region view project synthesis of hydrazones derived from 2-amino*. Ecuador: Ediciones UCE, 2018. [Consulta: 20 septiembre 2009]. Disponible en: <http://garj.org/garjmms>

**AUDIZZIO W. y CHAMORRO E.** Identificación de los componentes del aceite esencial de hojas de *schinus molle*. Ecuador: Editorial Ambiente, 2006, p. 5.

**CAVALIERI, S. et al.** *Manual de pruebas de susceptibilidad antimicrobiana* [en línea]. Ecuador: Libro-Ecuador, 2005. [Consulta: 20 diciembre 2022]. Disponible en: <https://www.paho.org/hq/dmdocuments/2005/susceptibilidad-antimicrobiana-manual-pruebas-2005.pdf>.

**CAÑIGUERAL, S., DELLACASSAS, E. & BANDONIS, A.** *Plantas ancestrales y fitoterapia: ¿indicadores de independencia o factores de desarrollo?* Ecuador: Editorial Ambiente, 2006, p. 175.

**CIPRA, J. et al.** “Anatomía de la madera de *Schinus molle* L. con tumoraciones en zonas urbanas”. *Revista de Investigación en Agro producción Sustentable*. Vol. (4), n° 4 (2020) (Argentina) pp.485-492. Disponible en: <http://revistas.untrm.edu.pe/index.php/INDESDOS/article/view/545/903>

**COCIOS TOLEDO, R. D.** Efecto antifúngico del extracto de *Schinus molle* y el *myrtus communis* (arrayán) frente a la *Candida albicans*. 2021. (Trabajo de titulación) (maestría o doctoral). Escuela Politécnica Nacional. Ecuador 2021. p.8

**COBOS, D.** Elaboración de una crema nutritiva facial a base de la pulpa de *Annona cherimola*, *Annonaceae*. (Trabajo de titulación) (Maestría). [en línea] Universidad Politécnica Salesiana, (Quito-Ecuador). 2015. pp. 14-23 [Consulta: 09 de junio de 2022]. Disponible en: <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/9262/1/UPS-QT07045.pdf>.

**CRUZ, F.** “Estudio técnico para la elaboración de jabón a partir del sebo generado en la planta de cárnicos de zamorano”. *Elsevier*, vol 1, n°3 (2004), (Ecuador) pp 11-17.

**DAVICINO, R. et al.** “Actividad antifúngica de extractos de plantas usadas en medicina popular en argentina”. *Elsevier*, vol 12, n°31 (2007), (Ecuador) pp 1-7.

**EISMAN, et al.** “Manual de dermatología”. *Revista de Sevilla*. Vol. (12), n° 2 (2020) (Ecuador) pp.2-27. Disponible en: [https://www.berri.es/pdf/MANUAL%20DE%20DERMATOLOGIA%E2%80%9A%20%20Vols.%20\(Tapa%20Dura\)/9788478856282](https://www.berri.es/pdf/MANUAL%20DE%20DERMATOLOGIA%E2%80%9A%20%20Vols.%20(Tapa%20Dura)/9788478856282).

**EVANS, N. & SARACOS, M.** *hierbas medicinales nuevas*. Madrid-España: Voortt, 2018, p.5.

**FERNÁNDEZ, E.** “Control de calidad formulas dermatológicas. Farmacia profesional”. *Revista RST*, vol 15, n°4 (2020), (Ecuador) pp 70-74.

**FLORES.** *Árbol de molle* [En línea]. Chile: RightAuto. 2014. [Consulta: 3 febrero 2023]. Disponible en: <https://www.flores.ninja/arbol-de-molle/>

**GALLEGOS, M.** “Las plantas medicinales: principal alternativa para el cuidado de la salud, en la población rural de babahoyo”. *Blu Scielo*, vol 1, n°2 (2016), (Ecuador) pp 7-74.

**GMC.** “Reglamento técnico mercosur sobre aditivos aromatizantes / saborizantes (derogación de la res. Gmc n° 46/93)”. *Scielo*. [en línea], 2006, (Buenos Aires-Argentina) 1(2), pp.2-27. [Consulta: 20 enero 2023]. ISSN 1598-8522. Disponible en: <http://www.sice.oas.org/trade/mrcsrs/resolutions/Res1006.pdf>

**GUALTIERI, M. et al.** “Actividad antibacteriana del schinus molle l. cultivado en italia. gitaef-grupo de investigaciones en toxicología analítica y estudios farmacológicos”. *Scielo*. [en línea], 2006, (Chile) 1(2), pp.6-9. [Consulta: 20 enero 2023]. ISSN 1007-8877. Disponible en: <http://www.sice.oas.org/trade/mrcsrs/resolutions/Res1006.pdf>

**GUERRERO, et al.** “El marketing digital en la industria de cosméticos del ecuador: un caso de estudio”. *Scielo*. [en línea], 2017, (Argentina) 1(2), pp.138-145. [Consulta: 20 enero 2023]. ISSN 1799-8558. Disponible en: <https://doi.org/10.18041/2382-3240/saber.2017v12n2.1582>

**GUERRA, A.** Obtención, caracterización y evaluación de las propiedades físico-químicas de los extractos fluidos, blandos y secos así como las tinturas del rizoma y de la fronda de calahuala (*phlebodium pseudoaureum*) a nivel de laboratorio [en línea]. (Tesis titulación),(Titulación) Universidad de san carlos de Guatemala, Guatemala. 2005. p.5. [Consulta: 12 febrero 2023]. Disponible en: [http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/08/08\\_0951\\_q.pdf](http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/08/08_0951_q.pdf)

**GUTIÉRREZ, M. & GONZÁLES, E.** “Estudio de los parámetros de calidad de la especie vegetal *Urtica urens* L. recolectada en la provincia Ingavi del Departamento de La Paz”. *Scielo* [en línea], 2021, (Bolivia). 66(2), pp.1-17. [Consulta: 14 de enero de 2023]. Disponible en: DOI: <https://doi.org/10.53287/roct1421ti19p>

**HERRERA, N.** Efecto del extracto hidroalcohólico de hojas de schinus molle l. (molle) sobre viabilidad de streptococcus  $\beta$ -hemolítico in vitro. 2013) (Trabajo de titulación). (titulación) Universidad Central de Ecuador, Quito, Ecuador. 2020. p. 20.

**MARTINS, M. et al.** “Propiedades antioxidantes, antimicrobianas y toxicológicas de los aceites esenciales de schinus molle l”. *Elsevier*, vol 141, n°1 (2014), (Ecuador) pp 485-492.

**MEDINA, F. & SANTILLAN, N.** *Evaluación de la actividad antibacteriana in vitro de los extractos etanólicos del "Roque" (Colletia spinosissima) y (Calendula officinalis) frente a Staphylococcus aureus, Escherichia coli y formulación de un jabón líquido antibacterial [en línea]* (Trabajo de titulación). (Titulación) Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, Facultad de Ciencias de la Salud, Cusco, Perú. 2019. p. 5. [Consulta: 29 diciembre 2020]. Disponible en: [http://repositorio.unsaac.edu.pe/bitstream/handle/UNSAAC/4641/253T20190601\\_TC.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.unsaac.edu.pe/bitstream/handle/UNSAAC/4641/253T20190601_TC.pdf?sequence=1&isAllowed=y).

**OMS.** "La higiene de manos salva vidas". [en línea] Ecuador: Organización Panamericana de la Salud, 2021. [Consulta: 16 enero 2023]. Disponible en: <https://www.paho.org/es>

**MERINO, J. & NORIEGA, M.** "La piel: estructura y función" *Scielo* [En línea], 2011, (Perú) 66(2), p.75. [Consulta: 2 febrero 2023]. Disponible en: <https://ocw.unican.es/pluginfile.php/879/course/section/967/Tema%2520IIBloque%2520IIIa%2520Piel.%2520Estructura%2520y%2520Funciones.pdf>.

**OROZCO, M.** " Evaluación de la actividad cicatrizante de un gel elaborado a base de los extractos de molle (schinus molle), cola de caballo (equisetum arvense l.), linaza (linum usitatissimum l.) En ratones (mus musculus)". *Scielo*, n° 2 (2013), (Ecuador) pp. 4-9.

**ORTUZ, D.** *Control de Calidad* [En línea]. Colombia: Scribd. 2023. [Consulta: 12 febrero 2023]. Disponible en: <https://www.scribd.com/document/577764494/Control-de-Calidad#>

**PACHECO, A.** Elaboración de un jabón líquido a partir del extracto glicólico de las hojas de luma chequen (molina) a. Gray con acción antimaterial. (Trabajo de titulación). (titulación) Universidad Central de Ecuador, Quito, Ecuador. 2018. p. 20.

**PALOMEQUE, J.** Efecto inhibitorio del extracto de schinus molle l. (molle)., a diferentes tiempos y concentraciones sobre cepas de staphylococcus aureus. (Trabajo de titulación). (titulación) Universidad Central de Ecuador, Quito, Ecuador. 2022. p. 20.

**PATIÑO, L. & MORALES, C.** "Microbiota de la piel: el ecosistema cutáneo" *Scielo* [En línea], 2014, (Ecuador) 21(2), pp. 147-158. [consulta: 20 enero 2023]. ISSN 1235-7412. Disponible en: [https://revistasocolderma.org/sites/default/files/microbiota\\_de\\_la\\_piel\\_el\\_ecosistema\\_cutaneo.pdf](https://revistasocolderma.org/sites/default/files/microbiota_de_la_piel_el_ecosistema_cutaneo.pdf)

**PHARMACOPEIA NATIONAL FORMULARY.** *Normas de Estándar Internacional USP* [en línea]. Ecuador: Andes Sa.A, 2020. [Consulta: 20 enero 2019] Disponible en: <http://dSPACE.esPOCH.edu.ec/bitstreams/123456789/2585/1/56T00357.pdf>

**PUENAYÁN, E.** Caracterización molecular del gen mgrb en *klebsiella pneumoniae* productora de carbapenemasas tipo kpc resistente a la colistina en aislamientos clínicos. [en línea]. (Trabajo de titulación). (Maestría) Universidad Central de Ecuador, Quito, Ecuador. 2020. pp. 20- 23. [Consulta: 13 enero 2022]. Disponible en: <http://www.dSPACE.uce.edu.ec/bitstream/25000/14579/1/t-uce-0008-bc015-2018.pdf>.

**SAÚDEX, M.** A fitoterapia de programa de pesquisas de plantas ancestrales da central de medicamentos. 2007. (Trabajo de titulación). (Maestría) Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador. 2009. pp. 23-46.

**SEGURA, S. RODRÍGUEZ-ESPEJO, M. & CHICO-RUIZ, J.** Actividad antifúngica del extracto etanólico de las hojas de *schinus molle* sobre el crecimiento de *lasiodiplodia theobromae* en condiciones de laboratorio. (Trabajo de titulación). (Maestría) Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador. 2015. pp. 47-52.

**TRESGUERRES, J. VILLANÚA, Á. & LÓPEZ, A.** *Anatomía y fisiología del cuerpo humano*. Ecuador: Amazonico, 2020, p.65.

**ZEAS, I. & ORDÓÑEZ, M.** *Dermatología básica para el médico general* [en línea] Ecuador: Andes RioEcu, 2016. Disponible en: <https://dSPACE.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/26151/3/DERMATOLOGIA%20BASICA.pdf>



## ANEXOS

### ANEXO A: SECADO Y MOLIENDA



**A.**



**B.**



**C.**

**Interpretación:** A.Secado natural, B.Materia vegetal seca, C.*Schinus molle* L.

### ANEXO B: CONTROL DE CALIDAD DE LA MATERIA VEGETAL



**A.**



**B.**



**C.**



**D.**

**Interpretación:** A. Determinación de humedad, B. Determinación de cenizas, C. Determinación de cenizas solubles en agua., D. Determinación de cenizas insolubles en HCl.

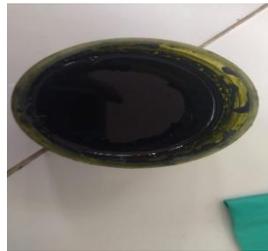
## ANEXO C: ELABORACIÓN DEL EXTRACTO ETANOLICO AL 96%



A. B.

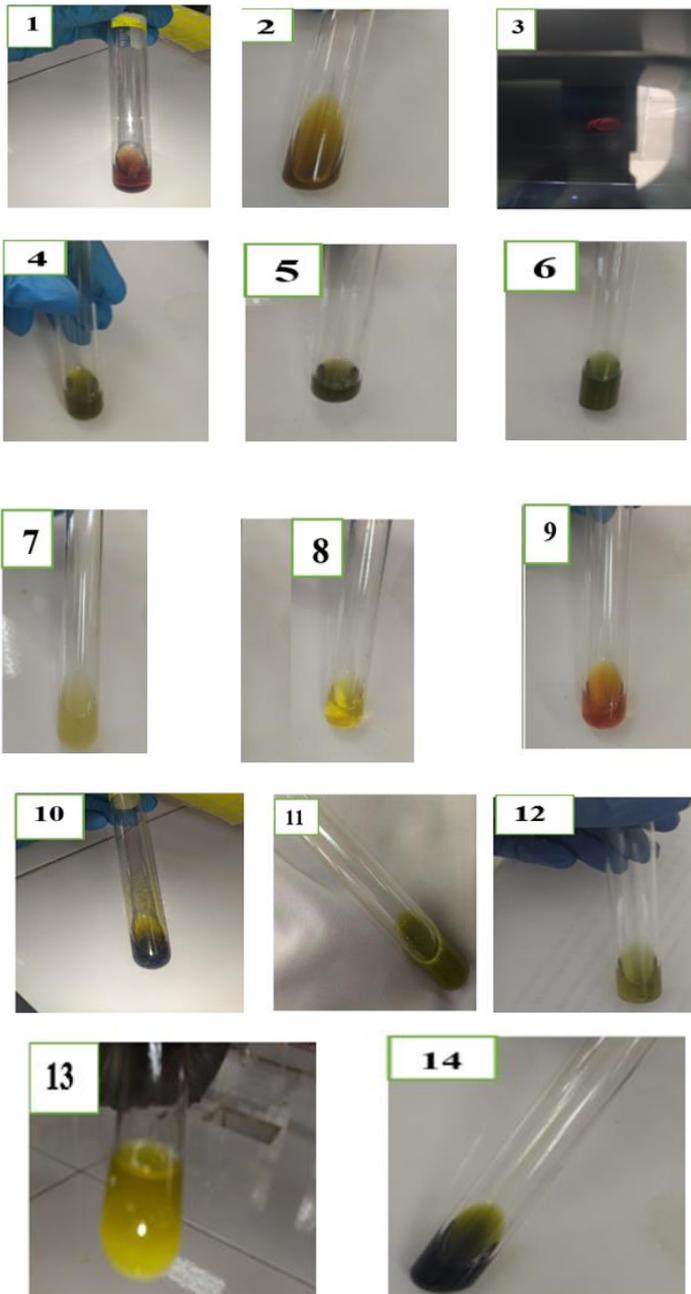
C.

D.



**Interpretación:** A. Maceración del extracto con etanol al 96%, B. Filtración al vacío, C. Rota vapor, D. Obtención del extracto fluido

## ANEXO D: TAMIZAJE FITOQUÍMICO



**Interpretación:** **A. Flavonoides:** 1. Ensayo de Shinoda, 2. Reacción de hidróxido de sodio al 10%, 3. Reacción con hidróxido de amonio. **B. Quinonas:** 4. Reacción de hidróxido de amonio, 5. Reacción con ácido sulfúrico. **C. Antraquinonas:** 6. Reacción de Börntrager, **D. Alcaloides:** 7. Mayer 8. Dragendorff 9. Wagner. **E. Triterpenos y/o esteroides:** 10. Reacción Lieberman-Bouchard. **F. Saponina:** 11. Prueba de altura y estabilidad de espuma, 12. Reacción de Rosenthaler. **G. Taninos/ Compuestos Fenólicos:** 13. Reacción con gelatina, 14. Reacción de cloruro férrico

## ANEXO E: ANÁLISIS CROMATOGRÁFICO



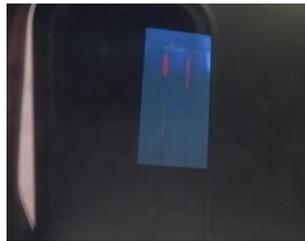
A.



B.



C.



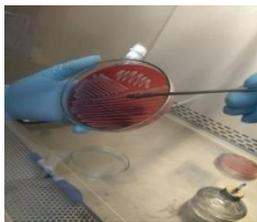
D.



**Interpretación:** A, Reactivos en relación 1:1, B. Cromatografía en capa fina., C, D. Rebelado

## ANEXO F: EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA

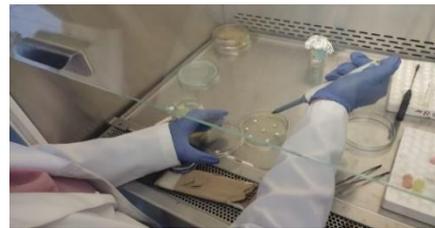
A.



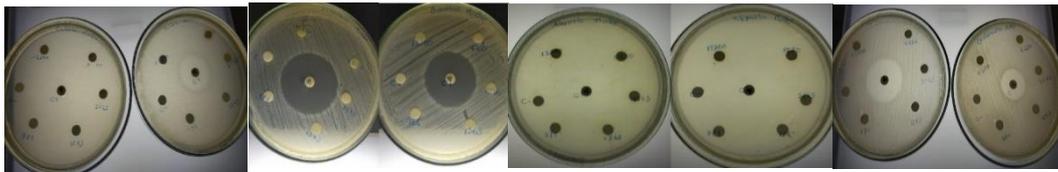
B.



C,

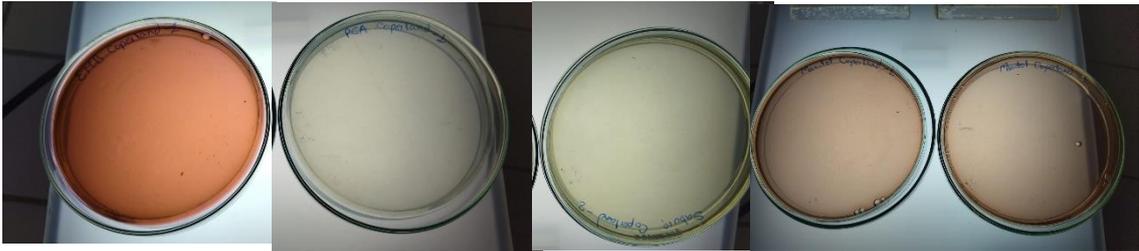
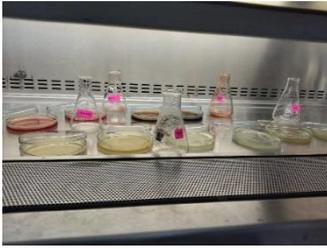


D.

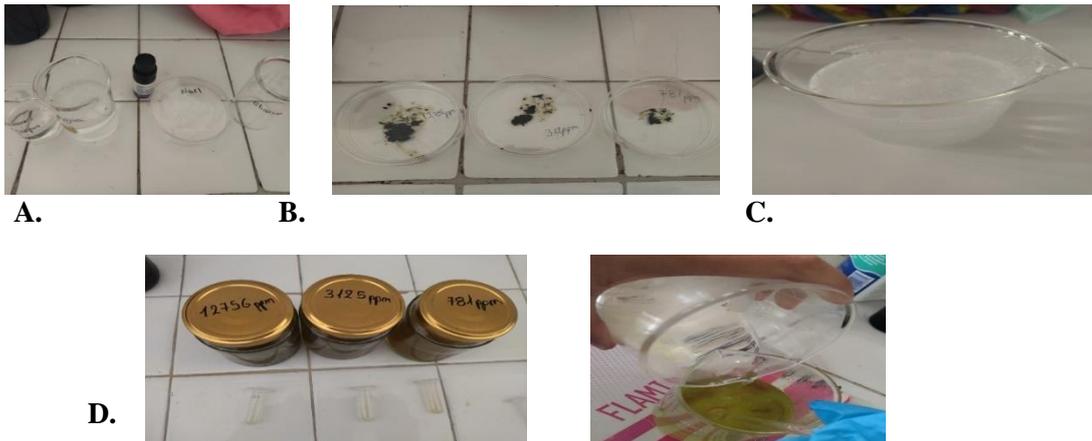


**Interpretación:** A. Activación de las bacterias, B. Dilución del extracto fluido en DMSO, C. Siembra en discos-Antibiograma, D. Resultados del antibiograma de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis* *Candida albicans*..

## ANEXO G: ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DE LA MATERIA PRIMA

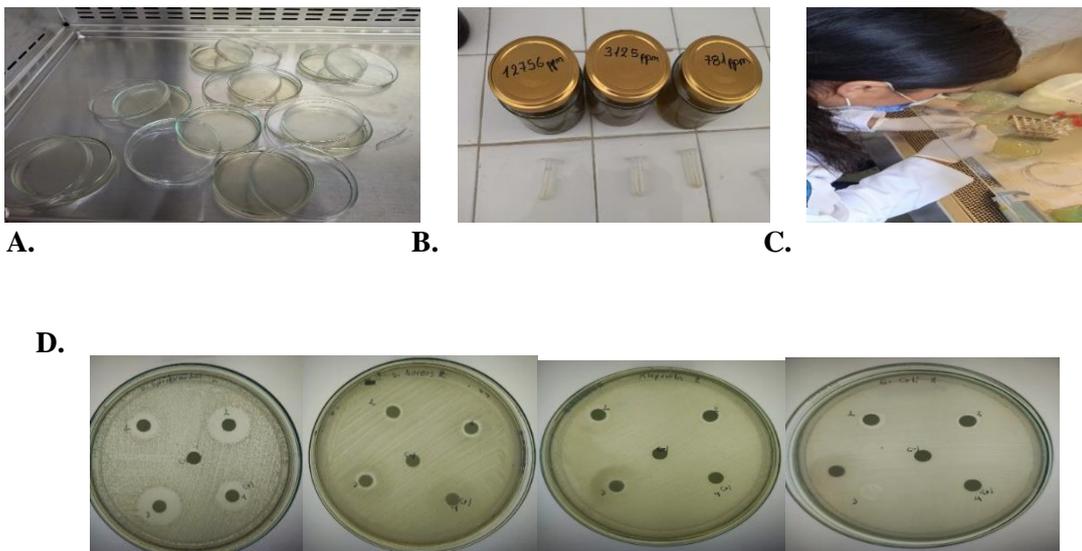


## ANEXO H: ELABORACIÓN DE UN JABÓN LÍQUIDO



**Interpretación:** A. Materia prima, B. Jabón base, C. Diferentes concentraciones del extracto de *Schinus molle* L., 12756, 3125 y 781., D. Mezcla de cada formulación, E. Jabón líquido a diferentes concentraciones.

## ANEXO I: DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIBACTERIANA DEL JABÓN



**Interpretación:** A. Preparación de Agar Mueller Hinton, B. Dilusión de las diferentes concentraciones de jabón líquido, C. Bacterias reactivadas, D. Siembra con discos para antibiograma, E. Resultados del antibiograma de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klesbsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis*, *Candida albicans*.

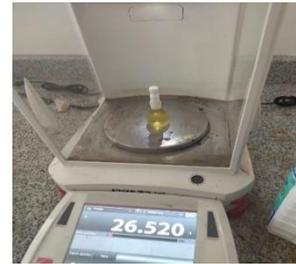
## ANEXO J: PARÁMETROS DE CONTROL DE CALIDAD DEL PRODUCTO FINAL



**A.**



**B.**



**C.**



**D.**



**E.**



**F.**

**Interpretación:** **A.** Características Organolépticas del jabón, **B.** Ph, **C.** Densidad, **D.** Capacidad de espuma, **E.** Viscosidad, **F.** Elaboración de la etiqueta., **G.** Envasado.



epoch

Dirección de Bibliotecas y  
Recursos del Aprendizaje

UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y  
DOCUMENTAL

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 11 / 07 / 2023

<b>INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)</b>
<b>Nombres – Apellidos:</b> Jessica Maribel Chiliquinga Villacis
<b>INFORMACIÓN INSTITUCIONAL</b>
<b>Facultad:</b> Ciencias
<b>Carrera:</b> Bioquímica y Farmacia
<b>Título a optar:</b> Bioquímica Farmacéutica
<b>f. Analista de Biblioteca responsable:</b> Ing. Rafael Inty Salto Hidalgo

1119-DBRA-UPT-2023

