



## **Universidad de Cuenca**

Facultad de Ciencias Químicas

Carrera de Ingeniería Química

### **Extracción de cinamaldehído de la corteza de canela (*Cinnamomum zeylanicum*) por arrastre de vapor y método Soxhlet**

Trabajo de titulación previo a la  
obtención del título de Ingeniera  
Química

#### **Autores:**

Diana Carolina Calle Orellana

Erika Patricia Mejía Cabrera

#### **Director:**

Luisa Mayra Vera Cabezas

ORCID:  0000-0002-0240-9147

**Cuenca, Ecuador**

2024-11-25

### Resumen

El objetivo de este trabajo fue extraer cinamaldehído (CA) de la corteza de canela (*Cinnamomum zeylanicum*) mediante dos métodos: arrastre de vapor y Soxhlet, determinando los mejores parámetros de operación. En la extracción Soxhlet, se utilizaron tres variables: tiempo de extracción (5 y 10 horas), tamaño de partícula promedio (1.29 y 3 mm), y fracción volumétrica de solvente (% v/v) (70% etanol-30% agua destilada, 85% etanol-15% agua destilada y 100% etanol). Mientras que para el arrastre de vapor se trabajó con tres equipos: convencional (AVF), piloto (AVO) y destilador Clevenger (AVE). En los equipos AVF y AVO se analizó el tiempo de extracción (1 y 1.5 horas) y el tamaño de partícula (1.29 y 3 mm). En el caso del destilador Clevenger, se consideraron cuatro intervalos de 15 minutos durante 1 hora (15, 30, 45 y 60 minutos) y dos tamaños de partícula promedio previamente mencionados. La cuantificación del cinamaldehído se realizó mediante espectroscopía UV-Visible. El destilador Clevenger extrajo 19.62 mg CA/g de canela en 60 minutos, mientras que el método Soxhlet alcanzó 126.373 mg CA/g de canela en 10 horas, con el tamaño de partícula menor (1.29 mm), misma que favoreció la extracción al tener mayor superficie de contacto con el solvente. Aunque el método Soxhlet presentó mayor cantidad de cinamaldehído extraído, el arrastre de vapor es más viable para aplicación a escala industrial debido a su simplicidad, mayor rentabilidad económica y el uso exclusivo de agua destilada como solvente.

*Palabras clave del autor:* extractos, aldehído cinámico, aceite esencial



El contenido de esta obra corresponde al derecho de expresión de los autores y no compromete el pensamiento institucional de la Universidad de Cuenca ni desata su responsabilidad frente a terceros. Los autores asumen la responsabilidad por la propiedad intelectual y los derechos de autor.

**Repositorio Institucional:** <https://dspace.ucuenca.edu.ec/>

### Abstract

The objective of the current work was to extract cinnamaldehyde (CA) from the bark of cinnamon (*Cinnamomum zeylanicum*) using two methods: steam distillation and Soxhlet extraction, determining the optimal operating parameters. In the Soxhlet extraction, three variables were utilized: extraction time (5 and 10 hours), average particle size (1.29 and 3 mm), and volumetric fraction of solvent (% v/v) (70% ethanol-30% distilled water, 85% ethanol-15% distilled water, and 100% ethanol). For steam distillation, three apparatuses were employed: conventional (AVF), experimental (AVO) and Clevenger distiller (AVE). In the AVF and AVO apparatuses, extraction time (1 and 1.5 hours) and particle size (1.29 and 3 mm) were analyzed. In the case of the Clevenger distiller, four intervals of 15 minutes were considered over 1 hour (15, 30, 45, and 60 minutes) along with the two previously mentioned average particle sizes. The quantification of cinnamaldehyde was performed using UV-Visible spectroscopy. The Clevenger distiller extracted 19.62 mg CA/g of cinnamon in 60 minutes, while the Soxhlet method reached 126.373 mg CA/g of cinnamon in 10 hours, with the smaller particle size (1.29 mm) enhancing extraction by increasing the surface area in contact with the solvent. Although the Soxhlet method produced a higher amount of extracted cinnamaldehyde, steam distillation is more viable for industrial applications due to its simplicity, greater economic efficiency, and the exclusive use of distilled water as a solvent.

*Author Keywords:* extracts, cinnamic aldehyde, essential oil



The content of this work corresponds to the right of expression of the authors and does not compromise the institutional thinking of the University of Cuenca, nor does it release its responsibility before third parties. The authors assume responsibility for the intellectual property and copyrights.

**Institutional Repository:** <https://dspace.ucuenca.edu.ec/>

## Índice de contenido

|                                                                |    |
|----------------------------------------------------------------|----|
| Resumen                                                        | 2  |
| Abstract                                                       | 3  |
| Índice de contenido                                            | 4  |
| Índice de figuras                                              | 7  |
| Índice de tablas                                               | 9  |
| Índice de ecuaciones                                           | 10 |
| Dedicatoria                                                    | 11 |
| Dedicatoria                                                    | 12 |
| Agradecimientos                                                | 13 |
| Problema y justificación                                       | 14 |
| Introducción                                                   | 16 |
| Objetivos                                                      | 17 |
| Objetivo general                                               | 17 |
| Objetivos específicos                                          | 17 |
| Capítulo I: Fundamento Teórico                                 | 18 |
| 1.1. Canela ( <i>Cinnamomum Zeynalecum</i> )                   | 18 |
| 1.2. Aceites esenciales                                        | 20 |
| 1.2.1. Características de los aceites esenciales               | 21 |
| 1.2.2. Compuestos activos en la corteza de canela              | 21 |
| 1.2.3. Compuestos químicos del aceite esencial de canela       | 22 |
| 1.3. Cinamaldehído                                             | 24 |
| 1.3.1. Usos del cinamaldehído                                  | 26 |
| 1.4. Métodos convencionales de extracción de cinamaldehído     | 26 |
| 1.4.1. Extracción Soxhlet                                      | 26 |
| 1.4.2. Extracción por arrastre con vapor                       | 28 |
| 1.5. Otros métodos de extracción                               | 29 |
| 1.5.1. Extracción con agua supercrítica                        | 29 |
| 1.5.2. Extracción con agua supercrítica por ultrasonido        | 30 |
| 1.5.3. Extracción con fluidos supercríticos de CO <sub>2</sub> | 30 |
| 1.6. Solventes orgánicos                                       | 30 |

|                                                                          |    |
|--------------------------------------------------------------------------|----|
| 1.6.1. Alcohol etílico                                                   | 32 |
| 1.7. Técnica de espectrofotometría para cuantificación                   | 33 |
| 1.7.1. Espectrofotometría UV-Visible                                     | 33 |
| Capítulo II: Metodología                                                 | 34 |
| 2.1. Acondicionamiento de la muestra                                     | 34 |
| 2.2. Extracción del compuesto activo                                     | 35 |
| 2.2.1. Extracción Soxhlet                                                | 35 |
| 2.2.1.1. Filtración del extracto                                         | 37 |
| 2.2.2. Extracción por arrastre de vapor                                  | 38 |
| 2.2.2.1. Arrastre de vapor por método convencional (AVF)                 | 39 |
| 2.2.2.2. Arrastre de vapor mediante equipo piloto (AVO)                  | 40 |
| 2.2.2.3. Arrastre de vapor con destilador Clevenger (AVE)                | 41 |
| 2.3. Determinación de cinamaldehído extraído                             | 43 |
| 2.4. Cuantificación de cinamaldehído por espectrofotometría UV-Visible   | 44 |
| 2.4.1. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet               | 44 |
| 2.4.2. Curva de calibración del cinamaldehído para arrastre de vapor     | 45 |
| 2.5. Análisis de hidrolatos por microscopía invertida                    | 45 |
| 2.6. Análisis estadístico                                                | 47 |
| Capítulo III: Resultados y discusión                                     | 48 |
| 3.1. Análisis granulométrico                                             | 48 |
| 3.2. Extracción Soxhlet                                                  | 49 |
| 3.2.1. Espectros de absorción para extracción Soxhlet                    | 50 |
| 3.2.2. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet 100% etanol   | 51 |
| 3.2.3. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet 85% etanol    | 51 |
| 3.2.4. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet 70% etanol    | 52 |
| 3.2.5. Cuantificación de cinamaldehído por espectrofotometría UV-Visible | 53 |
| 3.2.5.1. Diluciones del extracto cinamaldehído - solvente (etanol-agua)  | 53 |
| 3.2.5.2. Concentraciones obtenidas mediante el método Soxhlet            | 53 |
| 3.3. Extracción por arrastre de vapor                                    | 54 |
| 3.3.1. Espectros de absorción para arrastre de vapor                     | 54 |
| 3.3.2. Curva de calibración del cinamaldehído para arrastre de vapor     | 56 |

|                                                                            |    |
|----------------------------------------------------------------------------|----|
| 3.3.3. Cuantificación de cinamaldehído por espectrofotometría UV-Visible   | 56 |
| 3.3.3.1. Concentraciones obtenidas mediante el método de arrastre de vapor | 56 |
| 3.3.4. Análisis estadístico para extracción Soxhlet                        | 60 |
| 3.4. Cantidad de cinamaldehído extraído                                    | 68 |
| 3.5. Comparación del método Soxhlet con el método de arrastre de vapor     | 70 |
| Conclusiones                                                               | 72 |
| Recomendaciones                                                            | 73 |
| Referencias                                                                | 74 |

## Índice de figuras

|                                                                                                                  |    |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Figura 1.</b> Canela especie <i>Cinnamomum zeylanicum</i> .                                                   | 20 |
| <b>Figura 2.</b> Estructura química del cinamaldehído.                                                           | 25 |
| <b>Figura 3.</b> Equipo Soxhlet.                                                                                 | 27 |
| <b>Figura 4.</b> Equipo de arrastre de vapor convencional.                                                       | 29 |
| <b>Figura 5.</b> Tamizado de las cortezas de canela                                                              | 34 |
| <b>Figura 6.</b> Reducción de tamaño de partícula de las cortezas de canela.                                     | 35 |
| <b>Figura 7.</b> Equipo Soxhlet en serie.                                                                        | 37 |
| <b>Figura 8.</b> Filtración de los extractos del método Soxhlet.                                                 | 38 |
| <b>Figura 9.</b> Equipo de arrastre de vapor convencional.                                                       | 40 |
| <b>Figura 10.</b> Equipo experimental utilizando una olla de presión adaptada a un sistema de condensación       | 40 |
| <b>Figura 11.</b> Instalación del equipo destilador Clevenger (AVE) previo a los ensayos de laboratorio.         | 43 |
| <b>Figura 12.</b> Cámara aislada para equipo destilador Clevenger (AVE).                                         | 43 |
| <b>Figura 13.</b> Espectrofotómetro UV-Visible.                                                                  | 44 |
| <b>Figura 14.</b> Sonicación para ensayo de solubilidad.                                                         | 45 |
| <b>Figura 15.</b> Análisis de extractos mediante microscopía invertida.                                          | 46 |
| <b>Figura 16.</b> Muestras de hidrolatos para análisis con microscopía invertida.                                | 46 |
| <b>Figura 17.</b> Distribución de tamaños de partícula de cortezas de canela.                                    | 49 |
| <b>Figura 18.</b> Extractos obtenidos mediante método Soxhlet.                                                   | 49 |
| <b>Figura 19.</b> Espectro de absorción del estándar de trans-cinamaldehído diluido en 100% etanol.              | 50 |
| <b>Figura 20.</b> Curva de calibración de cinamaldehído para extracción Soxhlet a 100% etanol.                   | 51 |
| <b>Figura 21.</b> Curva de calibración de cinamaldehído para extracción Soxhlet a 85% etanol 15% agua destilada. | 52 |

|                                                                                                                     |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Figura 22.</b> Curva de calibración de cinamaldehído para extracción Soxhlet a 70% etanol 30% agua destilada.    | 52 |
| <b>Figura 23.</b> Hidrolato lechoso obtenido mediante el equipo AVE.                                                | 54 |
| <b>Figura 24.</b> Espectro de absorción del estándar de trans-cinamaldehído diluído en agua desionizada             | 55 |
| <b>Figura 25.</b> Curva de calibración de cinamaldehído para arrastre de vapor.                                     | 55 |
| <b>Figura 26.</b> Gotas de aceite esencial de canela en equipo convencional AVF.                                    | 58 |
| <b>Figura 27.</b> Gotas de aceite esencial de canela obtenido con equipo piloto AVO.                                | 58 |
| <b>Figura 28.</b> Gotas de aceite esencial de canela obtenido con destilador Clevenger.                             | 59 |
| <b>Figura 29.</b> Gráfico de interacción para variables de extracción Soxhlet.                                      | 64 |
| <b>Figura 30.</b> Gráfico de interacción para variables de arrastre de vapor equipo AVE.                            | 67 |
| <b>Figura 31.</b> Diagrama del impacto del tiempo de extracción, método arrastre mediante destilador Clevenger AVE. | 68 |

## Índice de tablas

|                                                                                                                                           |    |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Tabla 1.</b> Características de las distintas especies de canela.                                                                      | 19 |
| <b>Tabla 2.</b> Concentración de compuestos identificados en el aceite esencial de canela                                                 | 23 |
| <b>Tabla 3.</b> Características y propiedades fisicoquímicas del cinamaldehído.                                                           | 25 |
| <b>Tabla 4.</b> Características y propiedades fisicoquímicas del alcohol etílico                                                          | 32 |
| <b>Tabla 5.</b> Tratamientos identificados para extracción Soxhlet.                                                                       | 36 |
| <b>Tabla 6.</b> Tratamientos para arrastre de vapor con equipo convencional (AVF) y para arrastre de vapor con equipo experimental (AVO). | 39 |
| <b>Tabla 7.</b> Tratamientos para arrastre de vapor con destilador Clevenger.                                                             | 42 |
| <b>Tabla 8.</b> Diámetro de partícula de cortezas de canela.                                                                              | 48 |
| <b>Tabla 9.</b> Longitud de onda máxima de los barridos espectrales de los extractos por método Soxhlet.                                  | 51 |
| <b>Tabla 10.</b> Concentraciones experimentales del cinamaldehído en el extracto de método Soxhlet.                                       | 53 |
| <b>Tabla 11.</b> Concentraciones experimentales del cinamaldehído de método de arrastre de vapor por el equipo AVO y AVF.                 | 56 |
| <b>Tabla 12.</b> Concentraciones experimentales del cinamaldehído de método de arrastre de vapor mediante equipo AVE.                     | 57 |
| <b>Tabla 13.</b> Análisis de la varianza de extracción Soxhlet.                                                                           | 62 |
| <b>Tabla 14.</b> Análisis de varianza de arrastre de vapor equipo AVE.                                                                    | 66 |
| <b>Tabla 15.</b> Miligramos de cinamaldehído por gramo de canela con el método Soxhlet                                                    | 69 |
| <b>Tabla 16.</b> Miligramos de cinamaldehído por gramo de canela por arrastre de vapor con equipo AVF y AVO                               | 69 |
| <b>Tabla 17.</b> Miligramos de cinamaldehído por gramo de canela por arrastre de vapor con equipo AVE                                     | 70 |

## Índice de ecuaciones

|                                                                                    |    |
|------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Ecuación 1.</b> Ecuación de Lambert-Beer.                                       | 33 |
| <b>Ecuación 2.</b> Ecuación para determinar la cantidad de cinamaldehído extraído. | 43 |

### Dedicatoria

Quiero dedicar este trabajo de investigación curricular a la persona que Dios puso en mi vida como mi madre, quien además asumió el rol de padre debido a las circunstancias de la vida: Gloria Orellana. A ella, quien, con esfuerzo y dedicación, formó a la mujer que soy hoy. Me enseñó a enfrentar la vida con la cabeza en alto, a levantarme cuando caía, y secó mis lágrimas a su manera, con su carácter firme y sus consejos, duros pero llenos de sabiduría. No tengo palabras suficientes para agradecer todo.

También dedico este trabajo a quienes siempre me apoyaron incondicionalmente: a mis tíos, en especial a Flavio Orellana, quien fue en muchos momentos como un padre para mí. A mi hermano Marx Calle, quien, en los momentos más difíciles, me recordó la mujer que soy y la fortaleza que compartimos como hermanos. No puedo dejar de mencionar a mi abuelita, Elva de Jesús Malla, quien, a pesar de su carácter reservado, me brindó un amor que llena el corazón. Sus abrazos calientan el alma y su ejemplo de lucha y disciplina son una guía.

A una persona que, a pesar de no ser de mi sangre, me ha brindado su apoyo incondicional. En mis momentos más difíciles, cuando las lágrimas no cesaban, él estaba ahí para secarlas y ofrecerme un abrazo reconfortante. Ha hecho mi vida más llevadera con sus cuidados y cariño: Eddy Alvarado. Finalmente, dedico este trabajo a mis dos angelitos que me cuidan desde el cielo: mi abuelito Manuel José Orellana y mi pequeño niño, Tom. Su recuerdo vive en mi corazón, y su amor me acompaña en cada paso.

-Diana

### Dedicatoria

Quiero dedicar este trabajo de titulación primeramente a mis padres, Cecilia y Johnny, que han sido fuente inagotable de sabiduría y amor, me han apoyado en cada momento de mi vida y han celebrado mis logros junto a mí. Sus valiosos consejos y la confianza que me han brindado me han guiado siempre hacia adelante. Si existe alguien que ame más mi carrera que yo misma, son ellos. A los dos gracias porque me han recordado una y otra vez que no importa cuánto crezca, siempre podré contar con ustedes. Gracias, por levantarme en cada tropiezo, por recordarme que soy más fuerte de lo que a veces creo, y por hacerme sentir segura en cada paso que doy.

Una especial dedicatoria a mi hermano, Santiago, que a pesar de encontrarse a un océano de distancia, siempre ha estado pendiente de mí, cuidándome, brindándome consejos sabios o simplemente un hombro en el cual apoyarme cuando las cosas se ponen difíciles. Me ha empujado a salir de mi zona de confort, a explorar más allá de mis propios límites y a no temerle al fracaso. Es mi mayor inspiración de valentía y perseverancia, y no puedo estar más agradecida por todo lo que ha hecho por mí.

También quiero dedicarle este trabajo a una persona increíblemente especial, Josué, que desde hace años se ha convertido en mi compañero de aventuras y retos, y futuro colega. Le agradezco por siempre creer en mí, celebrar mis logros y por siempre verme con esos ojos de orgullo que me hacen sentir que voy por buen camino. Gracias por siempre estar dispuesto a escucharme, ayudarme y apoyarme incondicionalmente en todo lo que me propongo.

Y además se lo dedico a mis queridos socios, Vicente y Qwerty, que me han acompañado durante todo este periodo académico, desvelándose junto a mí y siendo mi mejor compañía. A mi compañera de tesis, Diana, gracias por tu dedicación, esfuerzo y compañerismo. Juntas hemos superado los mil desafíos que se nos atravesaron en el trayecto, y sobre todo hemos crecido como profesionales que resuelven. ¡Este logro es tanto tuyo como mío!

Finalmente, a la pequeña Erika, gracias por soñar en grande y por mantener viva esa curiosidad y ganas de aprender del mundo, de la ciencia y de la vida. Hoy estoy cumpliendo los sueños que un día imaginaste con tanta ilusión, y aún nos queda un camino lleno de experiencias por vivir.

-Erika

### **Agradecimientos**

Queremos expresar nuestro más sincero agradecimiento a la Ing. Mayra Vera, PhD., por su valiosa tutoría durante todo el proceso de elaboración de esta tesis. Su guía y orientación en cada etapa del trabajo, así como en la presentación final, han sido esenciales para el éxito de esta investigación.

Extendemos nuestra gratitud a la Ing. María Eulalia Vanegas, PhD., directora del Centro de Estudios Ambientales, por brindarnos la oportunidad de realizar los ensayos necesarios en los laboratorios de esta instalación.

De igual manera, agradecemos profundamente a la Ing. Sonia Astudillo por permitirnos el acceso al Centro de servicios y análisis de minerales (CESEMIN), de la Universidad de Cuenca, espacio clave para la realización de nuestros experimentos.

Asimismo, queremos reconocer y agradecer el incondicional apoyo de la Ing. Diana Brazales y la Ing. Mayte Chamba, quienes fueron una ayuda invaluable en el desarrollo experimental de nuestra tesis. Sin su colaboración y dedicación, este proyecto no habría sido posible.

### Problema y justificación

El cinamaldehído es el principal componente bioactivo de la canela y ha sido objeto de numerosos estudios debido a sus múltiples propiedades y su potencial en diversas aplicaciones; constituyendo el 85% del aceite esencial extraído de la corteza de canela, y es el responsable de su característico aroma natural. Este compuesto ha sido ampliamente investigado por sus efectos positivos contra enfermedades causadas por el estrés oxidativo, la inflamación, la pérdida neuronal, la hiperglucemia y su fuerte actividad antimicrobiana frente a microorganismos patógenos y contaminantes alimentarios (Asheahe y Kabele, 2022). No obstante, la extracción eficaz de este compuesto presenta desafíos que requieren una evaluación cuidadosa de los métodos a emplear. La elección del método de extracción es importante puesto que influye directamente en la calidad del producto final y en el rendimiento del proceso. Para la extracción de cinamaldehído, se han utilizado varios métodos, como la hidrodestilación, la extracción con dióxido de carbono supercrítico, la extracción asistida por ultrasonido, la hidrodestilación asistida por microondas, la extracción con vapor de agua y la destilación Soxhlet. Cada uno de estos métodos presenta características específicas que deben ser evaluadas en función de las propiedades del cinamaldehído y los requisitos del proceso de extracción (Frías y Rosales, 2023).

En el ámbito de la extracción tradicional, el método Soxhlet es ampliamente utilizado, especialmente para muestras sólidas de origen vegetal. Su popularidad se debe a sus numerosos beneficios, entre los cuales destaca el equilibrio de transferencia logrado gracias al continuo y repetido contacto entre el disolvente y la muestra sólida. Además, este método permite alcanzar temperaturas relativamente altas durante el proceso de extracción, ya que el matraz se calienta por transferencia de calor por radiación, lo que incrementa su temperatura y, en consecuencia, la eficiencia del proceso. Otra ventaja importante del equipo Soxhlet es su flexibilidad, ya que no presenta limitaciones en cuanto a la estandarización, lo que permite la extracción de una amplia variedad de compuestos sólidos. Sin embargo, una de las principales desventajas de este método es la duración del proceso de extracción, que puede variar entre 6 y 48 horas. Esta limitación puede mitigarse mediante el diseño del equipo, que permite realizar la extracción de forma individual o en serie, optimizando así el tiempo de procesamiento de múltiples muestras. No obstante, es crucial seleccionar el disolvente adecuado, ya que este determina la selectividad y, por lo tanto, la eficiencia de la extracción (Bascón et al., 2020).

Otro de los métodos utilizados es la extracción asistida por ultrasonido, que ofrece ventajas energéticas significativas al aumentar las tasas de transferencia de calor y masa, al desintegrar la pared celular del material vegetal mediante ondas sonoras de alta intensidad

y frecuencia. Sin embargo, su principal desventaja es la complejidad de escalarla a nivel industrial, lo que la hace más adecuada y sencilla para aplicaciones a nivel de laboratorio (Gilani y Najafpour, 2022).

La hidrodestilación es uno de los métodos más utilizados y preferidos para la extracción de compuestos bioactivos. Este proceso se puede realizar de tres maneras: destilación con agua, destilación combinada de agua y vapor, y arrastre de vapor. Entre ellas, la técnica de arrastre con vapor, que emplea vapor de agua para atravesar la matriz vegetal y liberar los compuestos bioactivos, es la más utilizada debido a sus múltiples ventajas. Estas incluyen la simplicidad del proceso, el bajo costo operativo y la ausencia de residuos de solvente, ya que únicamente se utiliza agua (Ashehe y Kabele, 2022).

En este contexto, la extracción de compuestos activos de la corteza de canela se ha vuelto una necesidad, tanto por su importancia en el ámbito científico como por su valor en las industrias alimentaria, química, agroquímica, cosmética y farmacéutica, gracias a las propiedades y múltiples aplicaciones de estos compuestos. Es por ello la importancia de la extracción del cinamaldehído que la corteza de canela posee mediante los métodos Soxhlet y arrastre con vapor, en función de sus ventajas técnicas y de su eficiencia. El método Soxhlet, a pesar de requerir tiempos prolongados, asegura una extracción completa gracias al recirculado continuo del disolvente y su capacidad para operar a alta temperatura es muy beneficiosa. Por su parte, el arrastre de vapor, al utilizar vapor de agua, evita el uso de disolventes adicionales y mantiene la pureza del extracto. Ambos métodos, por tanto, garantizan resultados óptimos en la extracción de este compuesto.

Además, para esta investigación se seleccionó la especie de canela *Cinnamomum zeylanicum* o *Cinnamomum verum*, conocida como canela verdadera, debido a su elevado contenido de trans-cinamaldehído, que representa entre el 49.9% y el 62.8% del aceite esencial extraído de su corteza, superando a otros tipos de canela. Además, esta especie es la más comercializada y de fácil acceso en el mercado (Aggarwal et al., 2022). Estudios demostraron que los aceites esenciales de diversas especies de canela contienen quince componentes químicos volátiles de gran importancia, siendo la especie *Cinnamomum zeylanicum* la que presentó el mayor porcentaje de cinamaldehído (67.57%) en comparación con otras especies de canela silvestre (Abd et al., 2020).

## Introducción

La extracción de principios activos de plantas ha sido objeto de estudio debido a su relevancia en la obtención de compuestos bioactivos con diversas aplicaciones. Los métodos para aislar los principios activos se clasifican como:

Extracción mecánica, método que facilita la extracción de metabolitos secundarios presentes en los fluidos naturales de las plantas, conocidos como “jugos” una vez extraídos. El proceso consiste en aplicar presión a la planta, ya sea con calor o mediante incisiones, lo que permite que los fluidos fluyan y sean recolectados (Frías y Rosales, 2023).

Destilación, técnica que se basa en la diferencia de volatilidades entre los componentes de la planta. Aprovechando este principio, se utilizan temperaturas relativamente altas para separar los componentes menos volátiles de los más volátiles, que en su mayoría corresponden a aceites esenciales. Sin embargo, debido a la aplicación de calor, el método es adecuado principalmente para metabolitos secundarios termoestables. Entre las técnicas incluidas en esta categoría se encuentran el arrastre de vapor seco y la hidrodestilación (Frías y Rosales, 2023).

Extracción con gas, conocida como método de extracción con fluidos en condiciones supercríticas, es una técnica que se fundamenta en la capacidad que poseen algunos fluidos, los cuales, en estados supercrítico pueden alterar su poder disolvente, esta clase de fluidos presenta un comportamiento como híbrido, entre una fase líquida y una fase gaseosa en condiciones de temperatura y presión superiores a su punto crítico, según Frías y Rosales (2023) puede difundirse como un gas y disolver sustancias como un líquido (disolvente). El método presenta ventajas como la selectividad y la fácil eliminación del gas extractor; sin embargo, en desventaja, presenta un alto coste, además de la complejidad para establecer las condiciones óptimas.

Extracción con solventes, técnica que utiliza solventes orgánicos (como etanol, metanol, entre otros) capaces de solubilizar los principios activos presentes en la materia vegetal, generando un extracto líquido al entrar en contacto directo con los compuestos deseados. Se basa en principios como las analogías estructurales, la afinidad entre disolvente y metabolito secundario, y la polaridad, donde los solutos polares son disueltos por solventes polares. Existen varias condiciones a considerar en este proceso, incluyendo las características de la materia vegetal, la temperatura y el tiempo de contacto. En cuanto a la materia vegetal, se debe trabajar con material seco o fresco. La temperatura es un factor crucial, ya que condiciones de altas temperaturas pueden mejorar la solubilidad del compuesto activo, aunque también pueden acelerar su degradación. Finalmente, el tiempo

de contacto debe ajustarse según las características y la naturaleza de los principios activos a extraer (Frías y Rosales, 2023).

Cada uno de estos métodos presenta ventajas y desventajas, y la elección del más adecuado depende de las características específicas del compuesto a extraer y las condiciones económicas y ambientales del proceso.

## Objetivos

### Objetivo general

Extraer cinamaldehído de la corteza de canela (*Cinnamomum zeylanicum*) utilizando las técnicas de extracción Soxhlet y arrastre de vapor, estableciendo los parámetros operacionales más eficientes de cada proceso.

### Objetivos específicos

1. Acondicionar la materia prima, lo cual involucra secado, trituración y tamizado por dos condiciones diferentes preestablecidas.
2. Cuantificar la presencia de cinamaldehído extraído en cada técnica a través de espectroscopía UV-Visible.
3. Analizar los parámetros de operación, como tamaño de partícula, concentración de solvente, temperatura de operación y tiempo de extracción para que los métodos empleados sean más eficientes.
4. Comparar el rendimiento de extracción de los dos métodos aplicados para la obtención de cinamaldehído de la corteza de canela.

## Capítulo I: Fundamento Teórico

### 1.1. Canela (*Cinnamomum Zeynalecum*)

Yashasvi, Chandula, Samarasinghe, Krishantha y Chathuranga (2021) mencionan que la especie de canela *Cinnamomum zeylanicum*, perteneciente a la familia Lauraceae y conocida también como canela de Ceilán o canela verdadera, es originaria del sur de Asia, específicamente de Sri Lanka (antiguamente llamado Ceilán) e India, así como de otras regiones tropicales de Indochina y Madagascar. Aunque presenta similitudes con otras variedades de canela, se distingue por sus rasgos morfológicos únicos.

Yashasvi et al. (2021) además comentan que este árbol tropical, que puede alcanzar una altura de hasta 12 metros, prospera en suelos francos, lateríticos y suelos de arena plateada. Las hojas son inicialmente de color rojizo, que se tornan de color verde oscuro a medida que la planta llega a la madurez. Estas suelen tener una forma aguda, ovalada o elíptica y presentan un patrón de distribución de venas profundas, lo que facilita la identificación de la especie. Asimismo, describen que la corteza de la planta, que es uno de los rasgos más distintivos, es de color marrón, delgada y suave, además se caracteriza por sus múltiples capas frágiles que se encuentran enrolladas hacia adentro desde ambos bordes como se puede apreciar en la Figura 1. Este enrollamiento ocurre durante el secado de la corteza y es responsable de la forma característica de las ramas de canela y desprenden un aroma ligeramente dulce debido a la presencia de compuestos como el cinamaldehído. Las flores también son una característica notable y distinguible de las flores de otras variedades de canela, ya que son de color verde pálido y retoñan en panojas desde el eje como desde el ápice del árbol.

En la Tabla 1 se detallan las principales características botánicas de las diferentes especies de canela que pertenecen a la familia Lauraceae, destacando las particularidades que diferencian a *Cinnamomum zeylanicum* de las demás especies.

Tabla 1

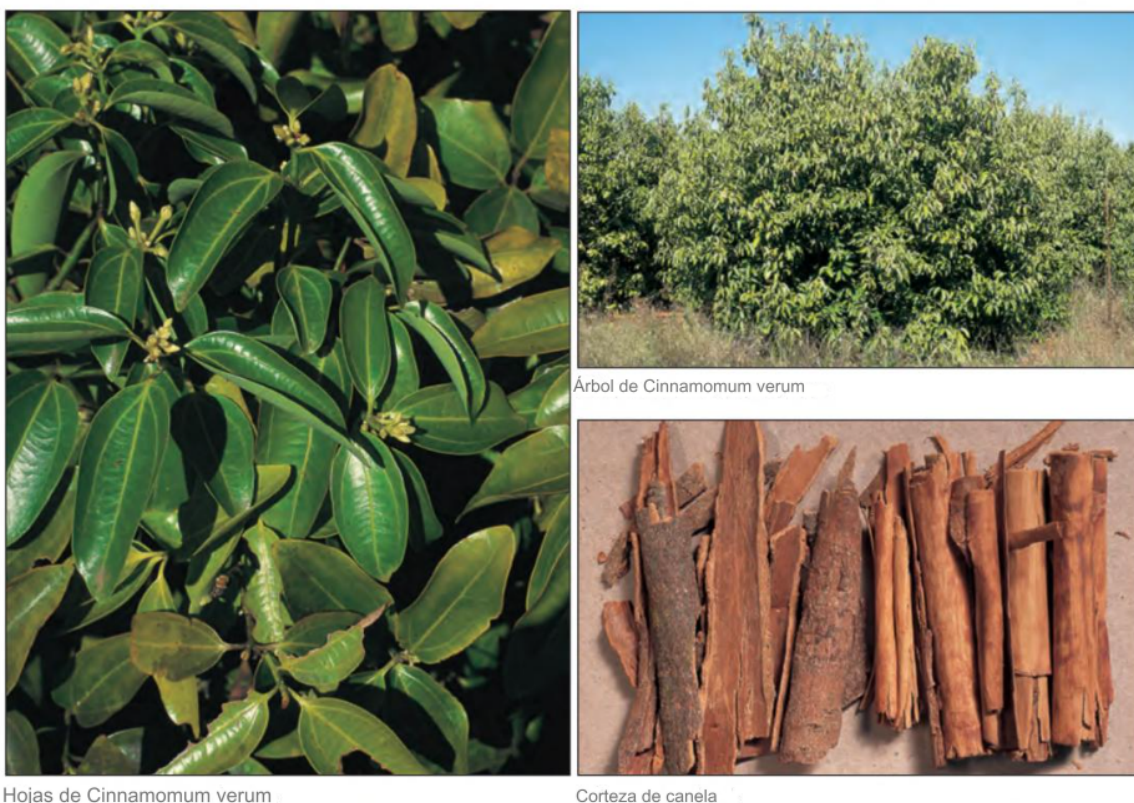
Características de las distintas especies de canela

| Especie de canela                       | Textura             | Forma de la hoja           | Color de las flores         | Color de la corteza   | Enrollamiento de la corteza                  | Gusto                     |
|-----------------------------------------|---------------------|----------------------------|-----------------------------|-----------------------|----------------------------------------------|---------------------------|
| <b><i>Cinnamomum zeylanicum</i></b>     | Fina y frágil.      | Aguda, ovalada o elíptica. | Verde.                      | Marrón intenso.       | Múltiples capas enrolladas por ambos bordes. | Suave y dulce.            |
| <b><i>Cinnamomum cassia</i></b>         | Gruesa y áspera.    | Lanceolada.                | Blanco.                     | Marrón rojizo oscuro. | Pocas capas enrolladas desde un solo borde.  | Picante.                  |
| <b><i>Cinnamomum burmannii</i></b>      | Delgada y suave.    | Ovalada-oblonga.           | Amarillo pálido.            | Marrón rojizo claro.  | Una capa enrollada.                          | Medianamente amargo.      |
| <b><i>Cinnamomum tamala</i></b>         | Delgada y flexible. | Elíptico-oblongo, ovado.   | Amarillo.                   | Marrón grisáceo.      | Capas que no se enrollan.                    | Medianamente astringente. |
| <b><i>Cinnamomum loureiroi</i> Nees</b> | Delgada y áspera.   | Lanceolada.                | Blanco ligeramente verdoso. | Rojizo.               | Pocas capas enrolladas.                      | Leve amargor.             |

**Fuente:** Tomado de la revisión bibliográfica de Yashasvi et al. (2021).

**Figura 1**

Canela especie *Cinnamomum zeylanicum*



**Fuente:** Imagen tomada del libro Plantas medicinales del mundo (van Wyk y Wink, 2017).

## 1.2. Aceites esenciales

En términos generales, los aceites esenciales son líquidos volátiles fragantes y con una estructura química compleja que constituyen cierto porcentaje en las especies vegetales aromáticas útiles y aplicables en la industria alimentaria, farmacéutica y cosmética. Los aceites esenciales presentan una amplia gama de propiedades, que incluyen capacidades antioxidantes, antiinflamatorias, anticancerígenas, antidiabéticas, antimicrobianas, antivirales, antihiperpigmentantes, analgésicas, neuroprotectoras, hepatoprotectoras y cardioprotectoras (Khan et al., 2023). Los aceites esenciales han sido clasificados como aditivos fitogénicos debido a sus propiedades también se los denomina como aceites volátiles. Son combinaciones de metabolitos secundarios, los cuales, son generados por plantas medicinales (Betancourt López, 2020).

Los aceites esenciales al ser parte de las plantas, contribuyen en su peso seco, en un rango de 0.1 a 1%. Las moléculas aromáticas que forman parte de las plantas son sintetizadas por sus células secretoras, por lo tanto la presencia de compuestos aromáticos en las plantas depende de la cantidad de células secretoras presentes en las mismas. Basado en este

principio, no todas las plantas son aromáticas, pero aquellas que lo son emiten sus sustancias volátiles a través de diversas partes, por ejemplo, el limón y el hinojo lo hacen mediante sus semillas o frutos, el jengibre a través de las raíces, y el eucalipto y la canela a través de las hojas y la corteza, respectivamente. Además la proporción de aceites esenciales extraídos varía según la parte de la planta, con un rango de 0% a 17% (Requejo, 2020).

De acuerdo a Requejo (2020), la composición química de los aceites esenciales es compleja, pero generalmente contiene alcoholes, ésteres, cetonas, aldehídos y terpenos. También menciona que los factores que afectan la composición de los aceites esenciales son: la radiación solar; el clima en la zona de cultivo y las técnicas de cultivo; la composición del suelo en la zona de cultivo; la estación del año en que se recoge la cosecha; el método de extracción empleado, el cual afecta a la calidad final del producto.

### **1.2.1. Características de los aceites esenciales**

- Presentan alta solubilidad en disolventes orgánicos y alcohol, mientras que, en el agua baja o nula.
- Sustancias apolares, no se consideran grasas; sin embargo, son idóneos para disolver o absorberlos en grasas. Para su solubilización es esencial la presencia de sustancias oleosas.
- Incoloras en condiciones ambientales; sin embargo, se resinifican cuando pasan por cambios químicos como la oxidación.
- La mayoría poseen baja densidad en comparación con el agua, no obstante, existen excepciones tales sean casos como la canela y el clavo de olor, los cuales, poseen densidades, de 1.038 y 1.015 g/ml, respectivamente (Requejo, 2020).

### **1.2.2. Compuestos activos en la corteza de canela**

La corteza de canela es rica en componentes activos, específicamente en flavonoides, glucosídicos, antraquinonas, terpenoides, cumarinas y taninos, los cuales son agentes aromatizantes (Ali et al., 2022). La composición química de la canela comprende procianidinas diméricas, triméricas y oligoméricas además de canfeno, sabineno, mirceno, fenchona, nerol, acetatos de bornilo y cinamilo, geranial, cinamaldehído y eugenol. Las actividades biológicas reportadas de la especie de canela indican sus efectos analgésicos, antipiréticos, antifúngicos, antiinflamatorios, antimicrobianos, antidiabéticos y antioxidantes (de Oliveira et al., 2021).

Las principales sustancias químicas o compuestos bioactivos en las ramas de canela son dos, el ácido cinámico (Ccad) y el aldehído cinámico (CA), los cuales, cumplen la función clave en los efectos medicinales de la canela. Por una parte, el ácido cinámico posee propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, mientras que, el aldehído cinámico posee la propiedad de mejora de sensibilidad de la insulina (Chen et al., 2023).

Además, el aldehído cinámico actúa sobre la actividad celular y mecanismos fisiológicos, por lo que es de gran relevancia su actividad biológica, de la cual se puede citar, su actividad como antiinflamatorio (Cariño et al., 2023). Debido a la actividad antimicrobiana del aldehído cinámico se lo conoce como agente antifúngico, ya que según Galindo et al. (2021) “provoca daños en la pared y la membrana celular, así como en el contenido citoplasmático y otras estructuras membranosas de las células fúngicas”.

La forma de aprovechar los compuestos bioactivos de la canela es mediante su extracción, para lo cual, existen varias técnicas, la principal es la extracción mediante uso de solventes orgánicos, los cuales aprovechan las propiedades hidrofóbicas del solvente y los compuestos bioactivos. Sin embargo, estas técnicas presentan desventajas en los ámbitos económico, de salud y medioambiental, puesto que algunos solventes orgánicos son tóxicos, volátiles, presentan alto consumo de energía y baja eficiencia de extracción, dependiendo del solvente aplicado (Chen et al., 2023).

### **1.2.3. Compuestos químicos del aceite esencial de canela**

El rendimiento y la composición química del aceite esencial extraído de la canela dependen de diversos factores, como la especie, la parte de la planta utilizada y el método de extracción aplicado (Abd et al., 2020). A lo largo del tiempo, se han identificado varios compuestos presentes en el aceite esencial de canela, los cuales se detallan en la Tabla 2.

Tabla 2

Concentración de compuestos identificados en el aceite esencial de canela

| Compuesto químico    | Concentración en el aceite extraído de las hojas (%) | Concentración en el aceite extraído de las ramas (%) |
|----------------------|------------------------------------------------------|------------------------------------------------------|
| Eugenol              | 74.9                                                 | 0.39 - 2.37                                          |
| Cinamaldehído        | 1.1                                                  | 62.09 - 89.31                                        |
| Óxido de cariofileno | 0.5                                                  | 0.35                                                 |
| 1,8-Cineol           | 0.6                                                  | 1.02                                                 |
| Benzoato de bencilo  | 3.0                                                  | 0.01 - 0.37                                          |
| Alcohol bencílico    | 0.2                                                  | 0.14                                                 |
| Benzaldehído         | 0.1                                                  | 0.23 - 0.31                                          |
| Canfeno              | 0.3                                                  | 0.08 - 0.12                                          |
| Acetato de cinamilo  | 1.8                                                  | 1.48 - 2.44                                          |
| Linalol              | 2.5                                                  | 1.6 - 4.08                                           |
| $\alpha$ -Pino       | 1.2                                                  | 0.37 - 0.50                                          |
| $\beta$ -Felandreno  | 0.2                                                  | 0.23 - 0.25                                          |
| $\alpha$ -Cubebeno   | 0.9                                                  | 0.12 - 0.21                                          |
| $\alpha$ -Humuleno   | 0.6                                                  | 0.01 - 0.28                                          |
| Mirceno              | 0.1                                                  | 0.05 - 0.40                                          |
| Limoneno             | 0.5                                                  | 0.19 - 0.33                                          |
| Cimeno               | 0.8                                                  | 0.02 - 1.31                                          |
| $\beta$ -Pino        | 0.3                                                  | 0.07 - 0.15                                          |
| Delta-3-careno       | 0.6                                                  | 0.37                                                 |
| $\beta$ -Cariofileno | 4.1                                                  | 0.89 - 2.05                                          |

|                      |     |             |
|----------------------|-----|-------------|
| Alcohol feniletílico | 0.1 | 0.15        |
| $\alpha$ -Terpineno  | 0.1 | 0.03        |
| $\alpha$ -Felandreno | 0.9 | 0.01        |
| $\alpha$ -Terpineol  | 0.3 | 0.01        |
| $\alpha$ -Tuyeno     | 0.2 | -           |
| Safrol               | 1.3 | -           |
| Estireno             | 0.1 | -           |
| Elemene              | -   | 0.08 - 0.33 |
| Borneol              | -   | 0.01 - 0.12 |
| Cumarina             | -   | 0.41 - 0.47 |
| Bencenopropanal      | -   | 0.41        |
| Hinesol              | -   | 0.36        |
| T-cadinol            | -   | 2.47        |
| $\alpha$ -Muuroleno  | -   | 4.32        |
| $\alpha$ -Amorfeno   | -   | 1.98        |

**Fuente:** Tabla tomada de la revisión bibliográfica de Abd et al. (2020).

### 1.3. Cinamaldehído

El cinamaldehído ( $C_9H_8O$ ) es un flavonoide que se encuentra principalmente en la corteza de las plantas del género *Cinnamomum* (Doss et al., 2022). Este compuesto orgánico, en su forma natural, se presenta predominantemente como el isómero trans, el cual es un líquido viscoso de color amarillo y es el principal responsable del característico aroma y sabor de la canela, constituyendo aproximadamente el 90% del aceite esencial extraído de su corteza (Sharma et al., 2024). La estructura química de este compuesto se puede observar en la Figura 2 mientras que sus propiedades fisicoquímicas se detallan en la Tabla 3.

Figura 2

Estructura química del cinamaldehído

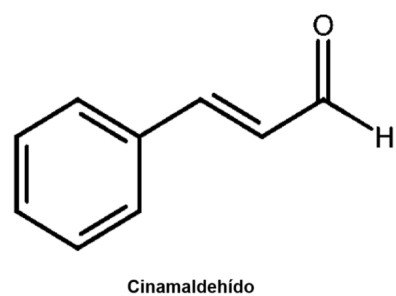


Tabla 3

Características y propiedades fisicoquímicas del cinamaldehído

| Cinamaldehído              |                                                     |
|----------------------------|-----------------------------------------------------|
| Nombre IUPAC               | 3-fenilprop-2-enal                                  |
| Descripción física         | Líquido aceitoso amarillento, fuerte olor a canela. |
| Fórmula molecular          | C <sub>9</sub> H <sub>8</sub> O                     |
| Peso molecular             | 132.16 g/mol                                        |
| Punto de ebullición        | 248 °C a 760 mm Hg                                  |
| Punto de fusión            | -7.5 °C                                             |
| Punto de inflamación       | 71.1111°C                                           |
| Densidad                   | 1,048 - 1,052 g/ml a 25 °C/25 °C                    |
| Solubilidad en agua a 25°C | 1.42 mg/ml                                          |
| Solubilidad en etanol      | 1:25 en 50%, 1:5 en 60%, 1:2,5 en 70%               |
| Categoría agroquímica      | Repelente                                           |

**Fuente:** Tomado del Centro Nacional de Información Biotecnológica (2024).

### 1.3.1. Usos del cinamaldehído

El cinamaldehído tiene una amplia gama de usos farmacológicos, principalmente por sus efectos antimicrobianos, antioxidantes e inmunomoduladores, por lo que es ideal para el desarrollo de fármacos antiinfecciosos. Además, este compuesto químico puro o en formulaciones se ha aplicado para combatir bacterias como *Cronobacter sakazakii*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes*, entre otras y patógenos fúngicos como *Candida albicans* y *Cryptococcus neoformans* (Santos et al., 2023).

Se ha estudiado su aplicación en la conjugación con polímeros para una liberación sostenida, mejorando sus actividades biológicas y posibles aplicaciones en el campo biomédico. Las desventajas de este compuesto se relacionan con su baja solubilidad en agua y la sensibilidad a la luz y/o aire, por lo que la carga con polímeros mejora las propiedades como la alta reactividad y promoción de la producción celular de especies reactivas de oxígeno. También es uno de los compuestos activos más importantes para actividades biológicas, principalmente por sus propiedades insecticidas (Zhang et al., 2023).

## 1.4. Métodos convencionales de extracción de cinamaldehído

### 1.4.1. Extracción Soxhlet

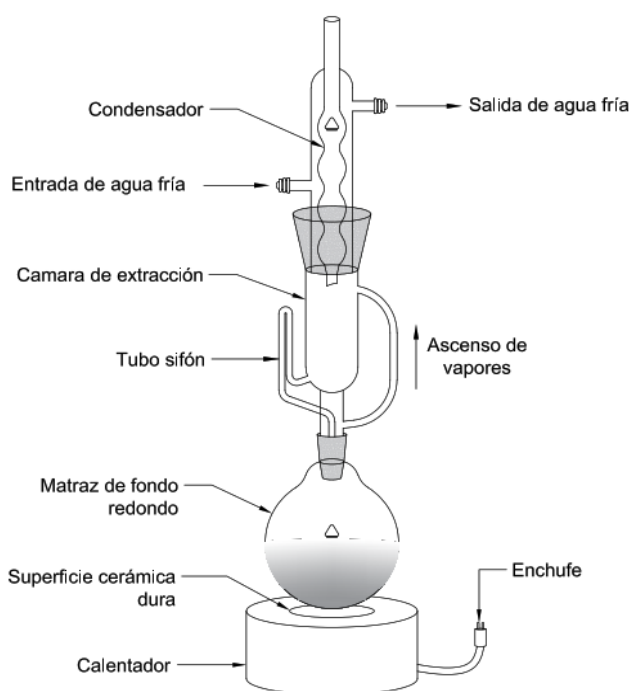
La extracción Soxhlet es una técnica tradicional, empleada durante décadas para la extracción de compuestos bioactivos de numerosas fuentes naturales, por lo cual ha sido funcional en varios procesos analíticos (Fagbemi et al., 2021). Malik y Mandal (2021) indican que en esta técnica, se emplea una combinación de dos métodos, percolación y maceración, y se lleva a cabo en un aparato conocido como equipo Soxhlet. Este equipo consta de una cámara de extracción que se conecta a un condensador en la parte superior y un matraz de fondo redondo o plano en la parte inferior, como se aprecia en la Figura 3.

Esta técnica consiste en colocar la muestra en un dedal de celulosa o cartucho de papel filtro que se coloca dentro de la cámara de extracción, misma que se llena gradualmente con el extractante condensado del matraz de destilación, para ello el matraz se calienta haciendo que el solvente en su interior alcance su punto de ebullición y se evapore, el vapor fluye a través del conducto de vapor directo hacia el condensador, se condensa y cae en forma de gotas sobre el material contenido en la cámara de extracción (percolación). La cámara de extracción se llena lentamente con el solvente condensado, manteniendo contacto directo con la muestra (maceración) y una vez que el nivel del solvente supera el nivel del desbordamiento es aspirado por un sifón y descargado nuevamente en el matraz de destilación, transportando los analitos extraídos al líquido. Esta operación se repite hasta lograr la extracción completa (Malik y Mandal, 2021).

El método Soxhlet es conocido como la técnica de extracción continua y facilita la extracción exhaustiva del material vegetal. Las ventajas más importantes de esta técnica se centran en que la muestra, está en contacto directo con el extractante en repetidas ocasiones, esto ayuda a desplazar el equilibrio y aumentar la transferencia de masa debido al uso de altas temperaturas y al reciclaje de disolvente, lo cual mejora la eficiencia de extracción en comparación con otras técnicas tradicionales, además, resulta ser un equipo básico y simple. Los principales inconvenientes de este método radican en los largos periodos de extracción requeridos y en alcanzar la temperatura de punto de ebullición del disolvente extractante, lo cual resulta en la destrucción de algunos compuestos termolábiles presentes en la muestra, por lo tanto, su utilidad radica sólo para componentes termoestables (Fagbemi et al., 2021; Weggler et al., 2020; Malik y Mandal, 2021).

### Figura 3

Equipo Soxhlet



En estudios previos, se han explorado diferentes tiempos de extracción, oscilando entre 5 y 10 horas, utilizando un equipo Soxhlet. En estos ensayos, se empleó etanol como solvente, seleccionado por su menor toxicidad en comparación con otros solventes como el hexano o el cloroformo, lo que permite su uso sin necesidad de una campana de extracción. Las extracciones se realizaron a temperaturas de ebullición del solvente, utilizando ramas de canela trituradas en trozos pequeños (Wong et al., 2014).

#### 1.4.2. Extracción por arrastre con vapor

El método de arrastre de vapor es un método convencional, sin embargo, su aplicación dependiendo de la materia y del producto a ser obtenido; es idóneo tanto en procesos a nivel de laboratorio como a nivel industrial; en los laboratorios frecuentemente se utilizan balones de 2 a 5 litros, mientras que los equipos industriales pueden llegar a tener una capacidad de 8,000 o 10,000 litros en el recipiente para colocar la muestra vegetal (Basantes et al., 2023).

La principal utilidad de este método es la separación de los aceites esenciales de la materia vegetal en la cual se encuentran contenidos; por tanto, es apropiado para la extracción de componentes volátiles, a una temperatura inferior a la de su punto de ebullición, especialmente para la extracción de aceites esenciales a temperaturas cercanas a los 100 °C (Moliterni et al., 2022; Cedeño et al., 2023). En referencia a la temperatura, este fenómeno, se explica debido a que este tipo de método, como condiciones de operación requiere un vapor de baja presión, el cual es proporcional a la temperatura de operación, de la cual se derivan ventajas tales como la limitación a la descomposición de la materia prima, así como el bajo coste de operación y por otro lado, su alto rendimiento, por lo que se considera que es uno de los métodos con mayor aplicación para la extracción industrialmente (Condori y Palomino, 2022).

Los componentes volátiles son extraídos mediante vapor de agua a punto de ebullición que pasa a través de la muestra vegetal, este vapor resultante se enfría y se condensa como una fase separada inmiscible con el agua, la cual se inyectó como vapor, debido a su contenido de aceites (Beyer y Walter, 2020; Sruthi et al., 2023).

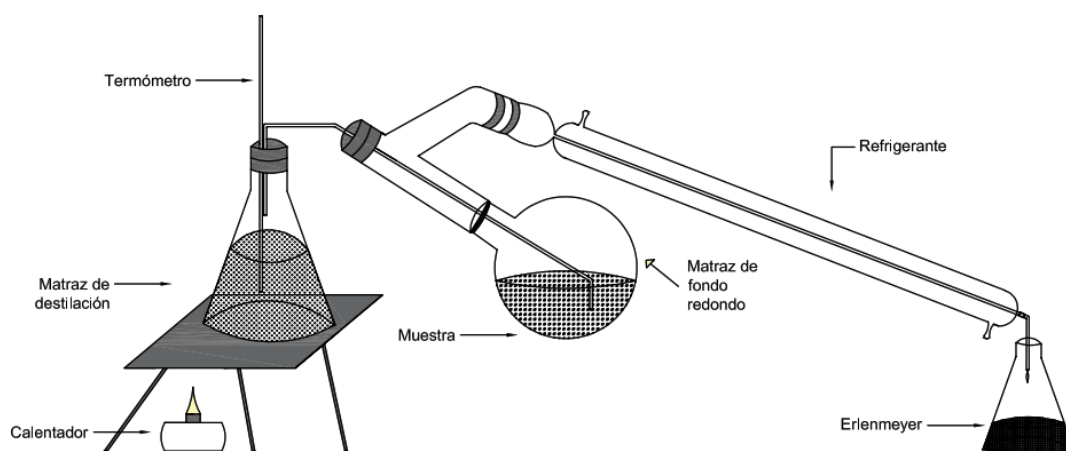
El método de arrastre de vapor seco se basa en la inyección de vapor de agua recalentado, generado en un balón separado de la muestra vegetal. Esta muestra, que contiene el principio activo o aceite esencial a extraer, se encuentra en un matraz. El vapor de agua inyectado reduce la presión parcial de los componentes a destilar. Dado que la temperatura de vaporización es directamente proporcional a la presión parcial, al disminuir esta última, las moléculas de vapor de agua entran en contacto con el aceite esencial de la muestra, provocando su vaporización. Posteriormente, el vapor se condensa al pasar por un sistema de refrigeración de agua, transformándose en un condensado que permite la recolección del aceite esencial (Fernández, 2023).

Para realizar el proceso de arrastre de vapor, se utiliza un equipo de destilación simple. El sistema comienza con un balón de fondo plano con cuello, en cuya parte inferior se coloca

un mechero que proporciona la llama directa, como se aprecia en la Figura 4. Este balón, generalmente lleno de agua destilada, cumple la función de generador de vapor, ya que los materiales dentro de él se calientan hasta la ebullición. El vapor generado circula a través de un tubo de vidrio hacia el balón que contiene la muestra. En esta segunda etapa, el vapor entra en contacto con la muestra, arrastrando el aceite esencial. El vapor condensado se dirige hacia una columna refrigerante, compuesta por un tubo interno y uno externo. El condensado fluye por el tubo interno, transfiriendo calor al tubo externo, por donde circula agua a temperatura ambiente, lo que permite la condensación del vapor. Finalmente, se obtiene una solución de aceite-agua, conocida como hidrolato. Para separar las fases inmiscibles de esta solución, se emplean compuestos orgánicos. Así también, la ubicación del termómetro es indispensable en la generación del vapor, su utilidad radica en la lectura de la temperatura de ebullición, por lo tanto, para evitar un falso positivo o lectura errónea, la localización correcta del termómetro es inmerso en el líquido contenido en el balón de base plana, con función de generador de vapor (Galagovsky Kurman, 2020).

**Figura 4**

Equipo de arrastre de vapor convencional



## 1.5. Otros métodos de extracción

### 1.5.1. Extracción con agua supercrítica

Este método utiliza agua como solvente de extracción en un rango de temperaturas entre 100°C y 374°C, con presiones que varían de 1 a 22.1 MPa, condiciones que permiten que el agua se mantenga en estado líquido. Bajo estas condiciones, la constante dieléctrica del agua disminuye a medida que aumenta la temperatura, lo que reduce su polaridad y le confiere propiedades similares a las de un solvente orgánico. Esto facilita la extracción de

diversos compuestos, especialmente aceites esenciales, polifenoles y polisacáridos. Se considera un método ideal para la extracción de compuestos como el cinamaldehído. Investigaciones anteriores han demostrado que este proceso puede extraer hasta un 15.8% de aceite de canela y un 28.4% de cinamaldehído del mismo. Sin embargo, las desventajas de este método se deben a su baja eficiencia en la transferencia de masa, lo que resulta en una extracción no homogénea, especialmente cuando se incrementa la cantidad de muestra en el centro del tanque de extracción (Asheahe y Kabele, 2022).

### **1.5.2. Extracción con agua supercrítica por ultrasonido**

Este método ha sido desarrollado recientemente y se ha aplicado con éxito en sistemas de agua supercrítica, mejorando significativamente la tasa de extracción de componentes bioactivos. El sistema incluye un dispositivo de ultrasonido compuesto por un generador ultrasónico, un transductor y un sistema operativo. La potencia ultrasónica varía entre 0 y 250 W, mientras que la frecuencia puede ajustarse entre 15 kHz y 38 kHz. En este proceso, es ideal utilizar canela en polvo con agua destilada, bajo condiciones controladas de temperatura, tiempo, presión y ultrasonido determinadas por este equipo. Tras finalizar la extracción, el extracto se enfría rápidamente mediante un sistema de enfriamiento para evitar su degradación. Este método se emplea principalmente para extraer y aislar el cinamaldehído (Asheahe y Kabele, 2022).

### **1.5.3. Extracción con fluidos supercríticos de CO<sub>2</sub>**

Este método de extracción es altamente eficiente y evita la descomposición de los compuestos, utilizando un gas sometido a presión y temperatura por encima de su punto crítico. En la extracción de aceite esencial de canela, se usan 20 g de canela molida en un recipiente de 50 ml, con un proceso de extracción estática a 30 MPa durante 2 horas sin modificadores. El extracto se obtiene sin disolventes adicionales y se sella para su conservación. Aunque el CO<sub>2</sub> es ineficaz para extraer compuestos polares, esta limitación se puede superar con modificadores como el diclorometano. Sin embargo, el alto costo de capital y operación debido a la presión requerida limita el uso del método. Aún así, ha sido ampliamente utilizado para extraer cinamaldehído de especies de canela (Asheahe y Kabele, 2022).

## **1.6. Solventes orgánicos**

Por concepto, los solventes orgánicos son compuestos químicos, que en su estructura contienen carbono. Sus características están en función de las condiciones ambientales de temperatura y presión, en estas condiciones los disolventes se evaporan y producen vapores, por lo cual, su principal característica es la de ser volátiles, químicamente, son

hidrocarburos que en su estructura poseen de 2 a 20 átomos de carbono, lo que significa que de acuerdo a la cantidad de átomos que lo conforman se clasifican en ligeros o pesados. Como propiedades físicas, son generalmente líquidos, poseen un punto de ebullición inferior a los 250 °C, cabe recalcar que es de esta propiedad de la que depende la volatilidad, la cual es inversamente proporcional, lo que significa que cuanto menor es el punto de ebullición, mayor es la volatilidad, en base a esta relación, cuando esté presente en un compuesto, en referencia a la relación antes mencionada, a condiciones ambientales, su estancia en el producto será corta, por lo que será fácilmente emitido hacia el aire (Acuña et al., 2022).

Según Acuña et al. (2022) su principal función es la de formar una solución, debido a que poseen la capacidad de disolver a otros, lo que conlleva a su mayor utilidad como disolvente de sustancias tales como, grasas y aceites, pinturas y barnices, entre otras soluciones. Son utilizados en laboratorios de investigación, química orgánica e inorgánica, de los que se destacan los hidrocarburos alifáticos, cíclicos, aminas, ésteres, aldehídos, alcoholes, cetonas, entre otros. También mencionan que son ampliamente utilizados en operaciones de disolución de reactivos, extracción, lavado y separación de mezclas. Por lo que su aplicación se extiende a nivel de industria. Por otro lado, los solventes orgánicos, también forma parte de otros compuestos, como es el caso de los productos farmacéuticos, tintas de impresión, plaguicidas, entre otros compuestos. En cuanto a su producción y requerimientos a nivel mundial, los solventes de mayor aplicación son ciclohexano, cloruro de metileno, cloroformo, acetona, tolueno, alcohol etílico, entre otros.

Debido a su principal característica, la alta volatilidad, así como a sus aplicaciones y numerosas utilidades, estos compuestos son considerados potenciales contaminantes del medio ambiente, especialmente del aire y del agua. Su volatilidad implica que se evaporan y se dispersan en el aire, donde luego pasan por procesos de fotodegradación o de oxidación al reaccionar con radicales gaseosos; además, su apolaridad les confiere una persistencia elevada en el medio ambiente, a diferencia de los compuestos polares, que se degradan con mayor facilidad. Este es el caso de los solventes clorados, que contaminan los cuerpos de agua y tienen una vida media de varias décadas en dichos medios. La persistencia de estos solventes en el entorno tiene consecuencias drásticas, como su contribución al calentamiento global y la reducción de la capa de ozono. Además, representan un alto riesgo para la salud humana debido a su explosividad, toxicidad e inflamabilidad. Una forma de clasificar los solventes es según su nivel de peligrosidad y su impacto ambiental, con algunos ejemplos citados a continuación (Acuña et al., 2022).

1.6.1. Alcohol etílico

El Centro Nacional de Información Biotecnológica (2024) menciona que el alcohol etílico es un alcohol primario, alcohol alquílico proveniente del etano en donde uno de los hidrógenos ha sido sustituido por un grupo hidroxilo (-OH) que le permite formar enlaces de hidrógeno, esto le otorga alta solubilidad en agua y en diversos compuestos orgánicos, convirtiéndolo en un solvente polar eficaz. Alam y Tanveer (2020) indican que “el etanol, también conocido como alcohol etílico, es un compuesto químico incoloro e inflamable” (p. 55).

El alcohol etílico es un compuesto de polaridad intermedia porque contiene una parte polar (grupo -OH, que puede formar enlaces de hidrógeno) y una parte apolar (cadena de carbonos). Esto le permite disolver tanto compuestos polares como ciertos compuestos no polares, como los aceites esenciales, que tienen componentes apolares como el cinamaldehído. El cinamaldehído es soluble en una relación de 10% en alcohol etílico al 96%, y también se disuelve bien en la mayoría de los aceites vegetales, ácido acético glacial y propilenglicol. Tiene una solubilidad limitada en agua y no es soluble en glicerina ni en aceite mineral (Baker y Grant, 2018). En la Tabla 4 se detallan las propiedades fisicoquímicas del alcohol etílico.

Tabla 4

Características y propiedades fisicoquímicas del alcohol etílico

| Alcohol etílico      |                                 |
|----------------------|---------------------------------|
| Nombre IUPAC         | Etanol                          |
| Fórmula molecular    | C <sub>2</sub> H <sub>6</sub> O |
| Peso molecular       | 46.07 g/mol                     |
| Punto de ebullición  | 78.5 °C a 760 mmHg              |
| Punto de fusión      | -114.11 °C                      |
| Punto de inflamación | 12.78°C                         |
| Presión de vapor     | 40 mmHg a 18.89°C               |
| Densidad             | 0.79 a 20°C                     |
| Solubilidad en agua  | Miscible                        |

Fuente: Centro Nacional de Información Biotecnológica (2024).

### 1.7. Técnica de espectrofotometría para cuantificación

Un espectrofotómetro es un dispositivo empleado para el análisis cuantitativo de sustancias químicas, biológicas, orgánicas o inorgánicas; Su funcionamiento se basa en medir la cantidad de luz absorbida por el compuesto que se quiere cuantificar en una solución. La región del espectro de luz ultravioleta abarca desde los 190 nm hasta los 380 nm, la luz visible desde los 380 nm hasta los 750 nm, y la luz infrarroja cercana (NIR) va de los 800 nm a los 2500 nm (Moreno et al., 2021).

#### 1.7.1. Espectrofotometría UV-Visible

Khalid, Ishak y Zaman (2023) definen a la espectrofotometría ultravioleta-visible como una técnica analítica, versátil, simple y no destructiva que es adecuada para varios compuestos orgánicos y algunas especies inorgánicas. Además mencionan que el espectrofotómetro UV-Vis mide la absorción o transmisión de luz que pasa a través de un medio, en función de la longitud de onda del compuesto, es decir, cuantifica las propiedades de muestras en los rangos de longitud de onda de luz ultravioleta-visible sin destruir la matriz. La información obtenida por esta técnica permite definir la identidad, concentración, estructura o actividad molecular de especies orgánicas. Estos equipos pueden escanear longitudes de onda fijas o variables, en configuraciones de haz simple y doble.

El pico característico en la lectura del espectrofotómetro UV-Vis representa el enlace de energía de la muestra, a partir de la absorción de este pico obtenido del espectro, la concentración de la muestra se puede calcular aplicando la ley de Beer-Lambert, la cual relaciona la concentración con la absorbancia y la absortividad molar (Thambiratnam et al., 2020). El espectro del cinamaldehído se encuentra en un rango de longitud de onda de 190 nm a 500 nm, y su longitud de onda máxima se encuentra en 288 nm a 290 nm (Chimvaree et al., 2020).

La ley de Lambert-Beer es fundamental en espectrofotometría, describiendo la relación entre la intensidad de absorción de la luz, la concentración de una sustancia y la longitud del recorrido de la luz a una longitud de onda específica. Esta ley se aplica a todas las sustancias que absorben luz, incluyendo gases, sólidos, líquidos y moléculas. Su expresión matemática se presenta en la siguiente ecuación (Yeh et al., 2023; Huang et al., 2021):

$$A = \varepsilon_{\lambda} * l * C \quad (1)$$

Donde  $\lambda$  es la longitud de onda de la luz de entrada, A es la absorbancia de la muestra,  $\varepsilon$  es el coeficiente de absorción, l (cm) es la longitud del recorrido de la luz; y C (mol/L) es la concentración de la muestra.

## Capítulo II: Metodología

### 2.1. Acondicionamiento de la muestra

La canela fue adquirida en el mercado 12 de Abril, ubicado en la ciudad de Cuenca, provincia del Azuay, en cantidad de 5 kilogramos a un costo de \$10.50/lb. Se lavaron las cortezas de canela con agua desionizada para eliminar residuos presentes en la misma. Posterior a esto, se fraccionó la canela en pedazos de 15 cm de largo. Se colocaron las cortezas de canela en bandejas de aluminio y se pesaron. Luego se procedió a secarlas en una estufa (modelo Memmert UN55) a una temperatura de 30°C durante 48 horas. La reducción de tamaño de las cortezas de canela se realizó de forma manual y luego en un mortero.

Para el análisis granulométrico, se utilizaron tamices ASTM N° 5, 10, 14 y 16, los cuales se colocaron sobre un agitador marca Gilson modelo SS-15F (Figura 5). La canela se colocó en el tamiz superior, se aseguró el equipo y se agitó durante 8 minutos. Transcurrido este tiempo, se pesaron las cortezas retenidas en cada tamiz con una balanza marca Ohaus (modelo Pioneer PA512). Las cortezas de canela se almacenaron en distintos recipientes herméticos de vidrio rotulados para cada tamaño de partícula (Figura 6).

**Figura 5**

Tamizado de las cortezas de canela



**Figura 6**

Reducción de tamaño de partícula de las cortezas de canela



## 2.2. Extracción del compuesto activo

Se realizó la extracción de cinamaldehído de la corteza de canela (*Cinnamomum zeylanicum*) mediante dos técnicas: extracción Soxhlet y arrastre de vapor; para cada técnica se consideraron distintos factores operacionales.

Las cortezas de canela utilizadas para la extracción de cinamaldehído, mediante los dos métodos previamente mencionados, corresponden a las fracciones retenidas en los tamices N°10 y N°16 ASTM. Específicamente, las partículas retenidas en el tamiz N°10 ASTM corresponden a un tamaño de partícula promedio de 3 mm, mientras que las partículas retenidas en el tamiz N°16 corresponden a un tamaño promedio de 1.29 mm.

Estos tamaños de partícula se establecieron por disposición del proyecto FIASA, ya que según lo mencionado por Gilani y Najafpour (2022) en base a Liao et al. (2015), las partículas demasiado pequeñas no son útiles para la extracción de compuestos bioactivos debido a su ingravidez, lo que puede reducir la eficiencia de extracción.

### 2.2.1. Extracción Soxhlet

En este estudio se planteó un diseño factorial 2x3x2 correspondiente a las siguientes variables:

- Dos tiempos de extracción, establecidos en 5 y 10 horas.
- Tres fracciones volumétricas de solvente (% v/v), 100% etanol, 85% etanol con 15% agua destilada, y 70% etanol con 30% agua destilada.
- Dos tamaños de partícula promedio, 3 mm y 1.29 mm.

Esto resultó en un total de 12 tratamientos como se detalla en la Tabla 5. Cada tratamiento se realizó por triplicado para garantizar la precisión y reproducibilidad de los resultados.

**Tabla 5**

Tratamientos identificados para extracción Soxhlet

| Tratamiento | Tamaño de partícula | Concentración de solvente etanol-agua | Tiempo de extracción (h) |
|-------------|---------------------|---------------------------------------|--------------------------|
| 1           | 3 mm                | 100:0                                 | 5                        |
| 2           | 3 mm                | 100:0                                 | 10                       |
| 3           | 3 mm                | 85:15                                 | 5                        |
| 4           | 3 mm                | 85:15                                 | 10                       |
| 5           | 3 mm                | 70:30                                 | 5                        |
| 6           | 3 mm                | 70:30                                 | 10                       |
| 7           | 1.29 mm             | 100:0                                 | 5                        |
| 8           | 1.29 mm             | 100:0                                 | 10                       |
| 9           | 1.29 mm             | 85:15                                 | 5                        |
| 10          | 1.29 mm             | 85:15                                 | 10                       |
| 11          | 1.29 mm             | 70:30                                 | 5                        |
| 12          | 1.29 mm             | 70:30                                 | 10                       |

Para la extracción se utilizó un equipo Soxhlet en serie marca PYREX (Figura 7), conformado por cuatro matraces de fondo plano de 250 ml, colocados sobre una placa calefactora. Los matraces se conectaron a camisas de extracción de 125 ml, en cuyo interior se colocó un cartucho de papel que contenía la muestra de canela. Cada camisa de extracción se conectó a su respectivo condensador, formando un sistema cerrado. A cada matraz se le añadieron 180 ml de disolvente, compuesto por etanol (96% de pureza) y agua destilada en tres fracciones volumétricas (% v/v): 100% etanol, 85% etanol con 15% agua destilada, y 70% etanol con 30% agua destilada.

La metodología aplicada fue acorde a los tratamientos descritos en la Tabla 5. Para cada experimento, se pesaron 10 gramos de canela seca utilizando una balanza analítica (modelo AND-HM200), con dos tamaños de partícula promedio, 3 mm y 1.29 mm. Las muestras se sometieron a dos tiempos de extracción de 5 y 10 horas, acorde a la metodología de Wong et al. (2014), manteniendo la temperatura entre 68°C y 72°C durante todo el proceso.

Los extractos obtenidos de cada experimento se almacenaron en frascos de vidrio color ámbar a una temperatura constante de 4°C, siguiendo las indicaciones de Gilani y Najafpour (2022), para asegurar un entorno hermético lo que previene la degradación de los compuestos bioactivos. En total, se realizaron 12 pruebas, combinando los parámetros de concentración de disolvente, tamaño de partícula y tiempo de extracción. Para garantizar la precisión y reproducibilidad de los resultados, cada prueba se repitió tres veces, lo que resultó en un total de 36 ensayos.

### Figura 7

Equipo Soxhlet en serie



#### 2.2.1.1. Filtración del extracto

Las muestras resultantes del proceso de extracción fueron sometidas a un procedimiento de filtración utilizando papel filtro de celulosa de 155 mm (10 x 10 cm), mismo que se colocó en un embudo de vidrio (Figura 8). Durante el proceso de filtración, los sólidos presentes en el extracto quedaron retenidos en el papel filtro, mientras que el extracto, que contiene el principio activo de cinamaldehído, atravesó el papel y fue recolectado en recipientes de

vidrio color ámbar para su posterior cuantificación mediante el equipo de espectrofotometría ultravioleta visible (UV-Vis).

### Figura 8

Filtración de los extractos del método Soxhlet



#### 2.2.2. Extracción por arrastre de vapor

La técnica de arrastre de vapor se llevó a cabo utilizando tres equipos diferentes: un equipo convencional (AVF), un destilador Clevenger (AVE) y una adaptación piloto de una olla de presión conectada a un sistema de condensación (AVO). En todos los casos, se mantuvo una proporción de 25.5 g por cada 200 ml de agua destilada en base a la metodología de Laxmi (2020), variando los parámetros de tiempo y tamaños de partícula.

Para los equipos AVO y AVF, los parámetros de estudio planteados son iguales debido a las características de los equipos. Se planteó un diseño factorial  $2^2$ , correspondiente a las siguientes variables:

- Dos tiempos de extracción, establecidos en 1 h y 1.5 h.
- Dos tamaños de partícula promedio de 3 mm y 1.29 mm.

Esto resultó en 4 tratamientos diferentes que se detallan en la Tabla 6. Cada tratamiento se realizó por triplicado para asegurar la confiabilidad y reproducibilidad de los resultados.

Tabla 6

Tratamientos para arrastre de vapor con equipo convencional (AVF) y para arrastre de vapor con equipo experimental (AVO)

| Tratamiento | Tamaño de partícula | Tiempo de extracción (hora) |
|-------------|---------------------|-----------------------------|
| 1           | 3 mm                | 1                           |
| 2           | 3 mm                | 1.5                         |
| 3           | 1.29 mm             | 1                           |
| 4           | 1.29 mm             | 1.5                         |

#### 2.2.2.1. Arrastre de vapor por método convencional (AVF)

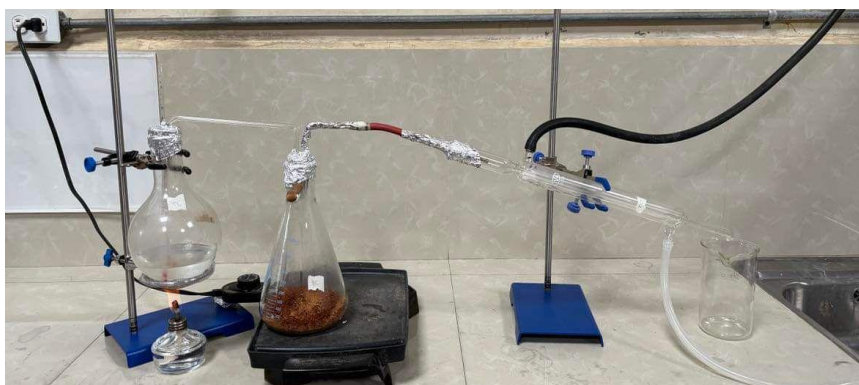
La metodología aplicada fue acorde a los tratamientos descritos en la Tabla 6. Para cada experimento, se colocaron 600 ml de agua destilada en un balón de fondo redondo, soportado sobre un anillo y calentado mediante llama directa de una lámpara de alcohol hasta alcanzar los 92°C, temperatura correspondiente a la ebullición del agua, controlada con un termómetro de mercurio.

Se pesaron 76.5 g de canela utilizando una balanza analítica (modelo AND-HM200). La canela se colocó dentro de un matraz Kitasato, el cual se conectó a un balón de fondo redondo mediante un tubo capilar de vidrio (diámetro de 5 mm). A través de este tubo, el vapor de agua fluía hasta entrar en contacto con la canela. El matraz Kitasato se soportó sobre una manta calefactora y se conectó a un segundo tubo capilar de vidrio (diámetro de 5 mm), por el cual el vapor arrastrado consigo el compuesto extraído, se dirigió hacia un condensador dispuesto horizontalmente. El condensador utilizó agua a temperatura ambiente como líquido refrigerante. Además, las conexiones se cubrieron con papel aluminio para prevenir pérdidas de vapor, como se aprecia en la Figura 9.

Asimismo, los hidrolatos obtenidos se almacenaron en frascos de vidrio color ámbar a una temperatura constante de 4°C. Para garantizar la precisión de los resultados, cada prueba se realizó por triplicado, obteniendo un total de 12 pruebas.

**Figura 9**

Equipo de arrastre de vapor convencional

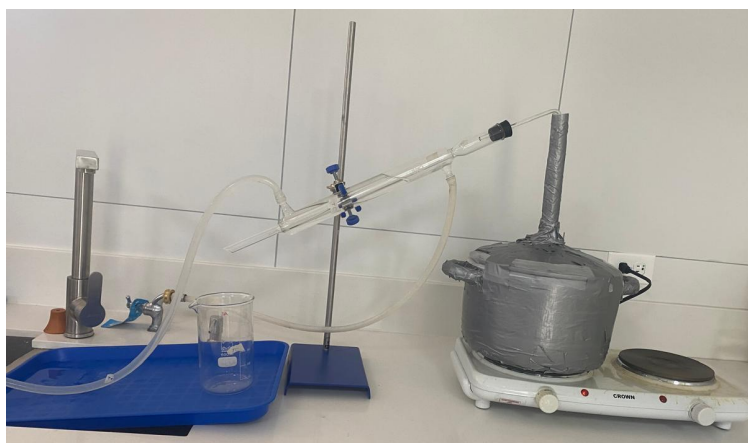


### 2.2.2.2. Arrastre de vapor mediante equipo piloto (AVO)

Se empleó una olla de presión de capacidad 5 litros, en su interior se le incorporó un rejilla metálica (30 cm de diámetro y 2 mm de espesor) para soportar la muestra, evitando que ésta tenga contacto directo con el líquido ubicado en la parte inferior de la olla. Se conectó un capilar de vidrio de 4 mm de diámetro en la válvula de seguridad de la tapa de la olla, ajustado con 2 cm de manguera flexible GLP. Este capilar se unió mediante un corcho a un condensador de serpentín el cual se conectó a dos mangueras, una de ellas para suministro de agua mientras que, la segunda se encarga de la salida del agua. El condensador se soportó con una pinza de tres dedos manteniendo un ángulo de inclinación de  $30^\circ$  con respecto al eje horizontal del mesón para facilitar la salida del hidrolato. El medio de calentamiento del equipo adaptado fue una hornilla eléctrica (marca CROWN) (Figura 10).

**Figura 10**

Equipo experimental utilizando una olla de presión adaptada a un sistema de condensación



La metodología aplicada fue acorde a los tratamientos descritos en la Tabla 6. Para cada experimento, se emplearon 1000 ml de agua destilada en la olla de presión adaptada, mientras que los 127.5 g de muestra seca de canela se colocaron sobre la rejilla metálica. La olla se colocó sobre la hornilla eléctrica, misma que calentó el agua hasta alcanzar la temperatura de ebullición a 95°C. El vapor entró en contacto con la muestra, arrastrando consigo las partículas de aceite esencial. El hidrolato, producto de la extracción, se arrastró a través del capilar de vidrio y posteriormente se condensó.

Los hidrolatos obtenidos de cada extracción, se almacenaron en frascos de vidrio color ámbar a temperatura de 4°C. Cada prueba se realizó por triplicado, obteniendo un total de 12 pruebas.

### **2.2.2.3. Arrastre de vapor con destilador Clevenger (AVE)**

En el estudio de arrastre de vapor mediante el destilador Clevenger (AVE) se planteó un diseño factorial 2x4, en el cual se consideraron las siguientes variables:

- Dos tamaños de partícula promedio, 3 mm y 1.29 mm.
- Cuatro intervalos de tiempo de 15 minutos cada uno durante una hora, establecidos en 15, 30, 45 y 60 minutos.

Se obtuvieron como resultado 8 tratamientos diferentes que se detallan en la Tabla 7. Cada tratamiento se llevó a cabo por triplicado para garantizar la precisión y reproducibilidad de los resultados.

Tabla 7

Tratamientos para arrastre de vapor con destilador Clevenger

| Tratamiento | Tamaño de partícula | Tiempo de extracción (min) |
|-------------|---------------------|----------------------------|
| 1           | 3 mm                | 15                         |
| 2           | 3 mm                | 30                         |
| 3           | 3 mm                | 45                         |
| 4           | 3 mm                | 60                         |
| 5           | 1.29 mm             | 15                         |
| 6           | 1.29 mm             | 30                         |
| 7           | 1.29 mm             | 45                         |
| 8           | 1.29 mm             | 60                         |

El equipo destilador Clevenger (AVE) utilizado se alquiló por un costo de 280\$ por mes, propiedad de Floral Quito. Este equipo consta de un matraz de fondo plano (2000 ml) conectado a un matraz de destilación de dos bocas (2000 ml), el cual se une a un puente de destilación, mismo que se recubrió con un aislante térmico para evitar la condensación en el trayecto, y este a su vez se une a un condensador, utilizando agua a temperatura ambiente como líquido refrigerante (Figura 11). El medio de calentamiento del equipo es una placa calefactora termostática marca Thermo Scientific (modelo 2200 Hot Plate). El equipo se colocó dentro de una cámara aislada para mantener un calentamiento uniforme y disminuir las pérdidas de calor (Figura 12).

La metodología aplicada fue acorde a los tratamientos descritos en la Tabla 7. Para cada extracción, se emplearon 800 ml de agua destilada en el matraz de fondo plano y se pesaron 102 g de muestra (balanza analítica modelo AND-HM200). La muestra se distribuyó uniformemente en el matraz de destilación de dos bocas. Se trabajó a temperatura de entre 105°C a 110°C.

Los hidrolatos se recolectaron en cuatro intervalos de tiempo: 15 minutos, 30 minutos, 45 minutos y 60 minutos, cada uno en un respectivo frasco de vidrio color ámbar. Se realizaron

un total de 8 pruebas, cada una de ellas se realizó por triplicado, obteniendo un total de 24 pruebas. Los hidrolatos se almacenaron a 4°C.

**Figura 11**

Instalación del equipo destilador Clevenger (AVE) previo a los ensayos de laboratorio



**Figura 12**

Cámara aislada para equipo destilador Clevenger (AVE)



### 2.3. Determinación de cinamaldehído extraído

La cantidad de cinamaldehído extraído se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Cinamaldehído extraído (mg CA/g canela)} = \frac{C \cdot V}{m} \quad (2)$$

Donde,

C= Concentración (mg/L).

V= Volumen del extracto (L).

m= Masa de canela utilizada en la extracción (g).

#### 2.4. Cuantificación de cinamaldehído por espectrofotometría UV-Visible

La cuantificación de cinamaldehído en los extractos e hidrolatos resultantes de las dos técnicas de extracción por Soxhlet y arrastre de vapor, en sus tres variaciones de equipo, se realizó mediante espectrofotometría UV-Visible, utilizando un espectrofotómetro UV-Vis (marca Thermo Scientific modelo Genesys 10S) (Figura 13) y el software del equipo VISIONlite 5.3. Para ello, se preparó la solución madre utilizando un patrón estándar de trans-cinamaldehído (pureza >99%) adquirido en la casa comercial Sigma-Aldrich por un costo de 125\$.

Se realizaron tres soluciones madre, de concentración 5000 ppm; cada curva se realizó en función de la fracción volumétrica de solvente (% v/v): 100% etanol, 85% etanol-15% agua y 70% etanol-30% agua. Estas soluciones madre fueron utilizadas en el método Soxhlet.

Para el arrastre de vapor la solución madre se preparó utilizando el estándar de trans-cinamaldehído con agua desionizada en concentración de 5000 ppm.

**Figura 13**

Espectrofotómetro UV-Visible



##### 2.4.1. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet

Se realizó un barrido espectral del estándar de trans-cinamaldehído para determinar la absorbancia, la longitud de onda máxima del cinamaldehído y el coeficiente de absortividad, mediante la ley de Lambert-Beer. Los barridos espectrales del estándar se realizaron en tres fracciones volumétricas de solvente (% v/v): 100% etanol, 85% etanol -15% agua destilada, y 70% etanol-30% agua destilada.

Se prepararon tres soluciones madre de 5000 ppm de estándar trans-cinamaldehído disuelto en etanol (96% de pureza), cada una preparada con su respectiva fracción

volumétrica de solvente etanol-agua (% v/v) previamente detallado, a partir de las cuales se obtuvieron patrones de 200, 400, 600, 800 y 1000 ppm. Las curva de calibración se generaron considerando el coeficiente de correlación para asegurar una buena linealidad y precisión, y la lectura de las soluciones se realizaron en el espectrofotómetro UV-VIS marca Thermo Scientific (modelo Genesys 10S) a una longitud de onda de 287 nm, en base a lo descrito por Huang et al. (2020).

#### 2.4.2. Curva de calibración del cinamaldehído para arrastre de vapor

Para iniciar, se llevó a cabo un ensayo de solubilidad, en el cual se diluyeron 10  $\mu$ L de estándar de trans-cinamaldehído en 10 ml de agua desionizada y se sometió a sonicación durante 15 minutos a 25 °C (Figura 14), según el procedimiento descrito por Luty-Blocho et al. (2024) que se basa en la solubilidad de cinamaldehído en agua referida a su densidad de 1.084 g/L o 1.041 mg/L. Posteriormente, se realizó un barrido espectral del estándar para determinar la longitud de onda máxima del cinamaldehído.

Se preparó una solución madre de 5000 ppm de estándar trans-cinamaldehído (Sigma Aldrich pureza >99%) disuelto en agua desionizada, basada en los resultados del ensayo de solubilidad. De esta solución madre, se obtuvieron patrones con concentraciones de 300, 600, 900, 1200 y 1500 ppm. Las lecturas de estas soluciones se realizaron utilizando un espectrofotómetro UV-Visible marca Thermo Scientific (modelo Genesys 10S), a una longitud de onda de 290 nm según lo indican Chimvaree et al. (2020).

**Figura 14**

Sonicación para ensayo de solubilidad



#### 2.5. Análisis de hidrolatos por microscopía invertida

Las muestras con mayor concentración de cinamaldehído de cada equipo de arrastre de vapor fueron sometidas a microscopía invertida utilizando un microscopio marca OLYMPUS (modelo CKX41) como se puede apreciar en la Figura 15, para ello se colocó una gota de

cada hidrolato en un portaobjetos (Figura 16) y se observó la muestra con un objetivo x10 y aumento total de x100.

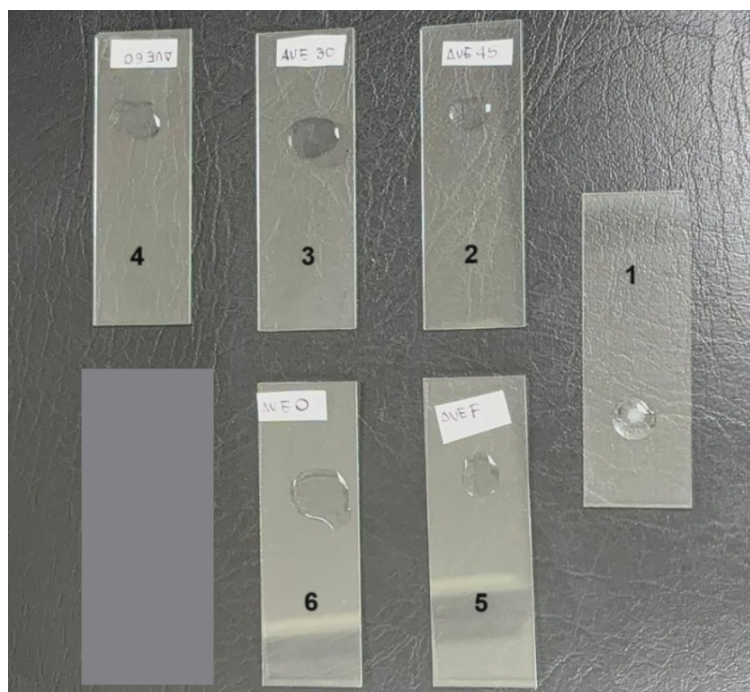
**Figura 15**

Análisis de extractos mediante microscopía invertida



**Figura 16**

Muestras de hidrolatos para análisis con microscopía invertida



**Nota:** Todos los hidrolatos utilizados para el análisis corresponden a Dp 1.29 mm. 1=Equipo AVE, hidrolato a 15 minutos. 2=Equipo AVE, hidrolato a 45 minutos. 3=Equipo AVE, hidrolato a 30 minutos. 4=Equipo AVE, hidrolato a 60 minutos. 5=Equipo AVF, hidrolato a 1.5 h. 6=Equipo AVO, hidrolato a 1.5 h.

## 2.6. Análisis estadístico

Se realizó una prueba de Shapiro-Wilk para verificar la normalidad en la distribución de los datos. Posteriormente, se llevó a cabo un análisis de varianza (ANOVA), utilizando el software RStudio, con un nivel de significancia del 95%, para evaluar las diferencias significativas en los factores de tiempo de extracción (5 horas y 10 horas), tamaño de partícula promedio y fracción volumétrica de solvente etanol-agua (%v/v) en la extracción Soxhlet.

Asimismo, en el caso del arrastre de vapor, se aplicó la prueba Shapiro-Wilk para verificar la distribución normal del conjunto de datos. Luego, se aplicó el análisis de varianza (ANOVA) para analizar la influencia de los factores de tiempo de extracción (en los intervalos de 15, 30, 45 y 60 minutos) y tamaño de partícula promedio, manteniendo el mismo nivel de significancia del 95%. Además, se generaron gráficos de interacción para cada uno de los factores involucrados en ambos métodos de extracción, permitiendo observar cómo influyen en la concentración de cinamaldehído. Esto proporcionó una visión más detallada del comportamiento de las variables en cada proceso de extracción.

### Capítulo III: Resultados y discusión

#### 3.1. Análisis granulométrico

Los resultados del análisis granulométrico de las cortezas de canela se registran en la Tabla 8. Los porcentajes de sólidos retenidos indican que el tamiz malla N°10 retuvo mayor cantidad de canela, específicamente el 39.61% del total, mientras que el tamiz malla N°16 retuvo el menor porcentaje de sólidos de 8.96% del total de 5000 gramos.

**Tabla 8**

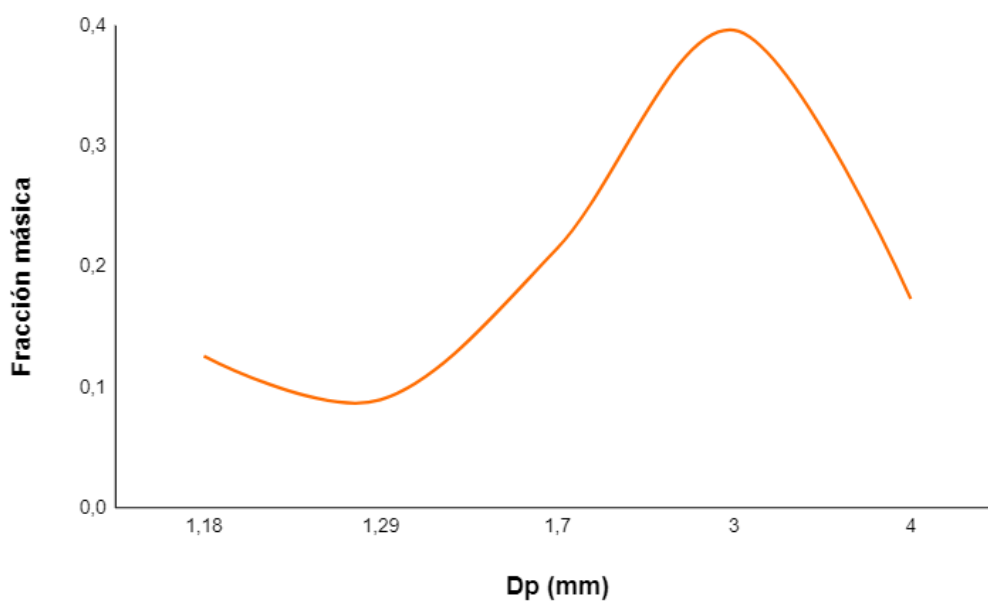
Diámetro de partícula de cortezas de canela

| Tamiz malla<br>ASTM | Sólidos retenidos (g) | Sólidos retenidos<br>(%) | Dp (mm) |
|---------------------|-----------------------|--------------------------|---------|
| +5                  | 866                   | 17.32                    | 4       |
| -5/+10              | 1980.5                | 39.61                    | 3       |
| -10/+14             | 1076                  | 21.52                    | 1.7     |
| -14/+16             | 448                   | 8.96                     | 1.29    |
| -16                 | 629.5                 | 12.59                    | 1.18    |
| <b>Total</b>        | <b>5000</b>           | 100                      |         |

En la Figura 17, se evidencia la distribución de tamaños de partícula de las cortezas de canela, donde se observa que el diámetro promedio de las partículas varía entre 1.18 mm y 4 mm. La distribución indica una fracción másica mínima en 1.29 mm, indicando una baja proporción de partículas en este tamaño. La fracción másica se incrementa alcanzando un máximo a los 3 mm, por lo que existe mayor cantidad de canela a este tamaño de partícula.

Figura 17

Distribución de tamaños de partícula de cortezas de canela



### 3.2. Extracción Soxhlet

Los extractos obtenidos de la corteza de canela mediante extracción Soxhlet, como se muestra en la Figura 18, exhibieron diversas coloraciones que van del amarillo al pardo-rojizo. Estas variaciones en el color se deben al tiempo de extracción, la concentración del solvente y el tamaño de las partículas.

Figura 18

Extractos obtenidos mediante método Soxhlet



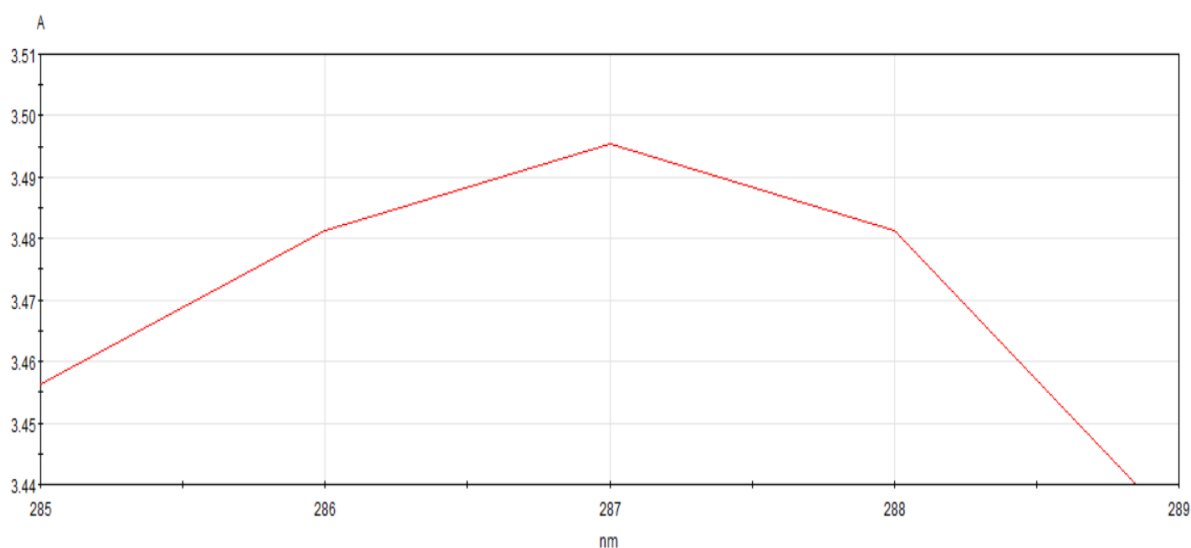
**Nota:** (1) Tiempo 5 horas,  $D_p=1.29$  mm. (2) Tiempo 10 horas,  $D_p=1.29$  mm. (3) Tiempo 5 horas,  $D_p=3$  mm. (4) Tiempo 10 horas,  $D_p=3$  mm.

### 3.2.1. Espectros de absorción para extracción Soxhlet

El barrido espectral realizado al estándar de trans-cinamaldehído (de la marca Sigma Aldrich con pureza >99%) corroboró que la longitud de onda del cinamaldehído se presenta a 287 nm, tal como lo indicaron Huang et al. (2020) en su investigación, lo cual se puede verificar en la Figura 19.

**Figura 19**

Espectro de absorción del estándar de trans-cinamaldehído diluido en 100% etanol



Los espectros de absorción de cinamaldehído de los extractos en las distintas fracciones volumétricas de solvente etanol-agua se registran en los Anexos A, B y C. Los valores de longitud de onda máxima de cada extracto se registran en la Tabla 9.

Tabla 9

Longitud de onda máxima de los barridos espectrales de los extractos por método Soxhlet

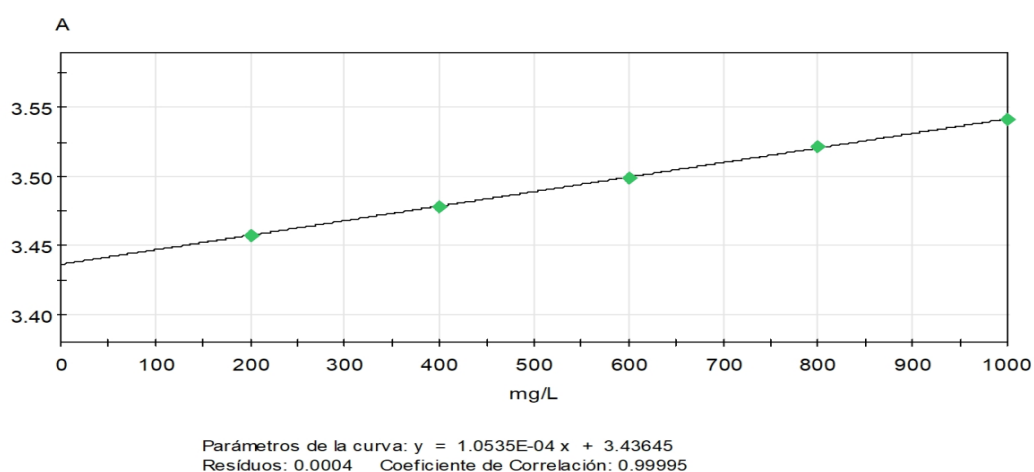
| Tiempo (h) | Tamaño de partícula | Longitud de onda máxima (nm) |            |            |
|------------|---------------------|------------------------------|------------|------------|
|            |                     | 100% etanol                  | 85% etanol | 70% etanol |
| 5          | 3 mm                | 286                          | 287        | 287        |
|            | 1.29 mm             | 286                          | 287        | 287        |
| 10         | 3 mm                | 286                          | 287        | 287        |
|            | 1.29 mm             | 286                          | 287        | 287        |
| Promedio   |                     | 286                          | 287        | 287        |

### 3.2.2. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet 100% etanol

En base a la solución madre de 5000 ppm de estándar de trans-cinamaldehído disuelto en la relación volumétrica de solvente (% v/v) de 100% etanol, se obtuvo como resultado la curva de calibración con coeficiente de correlación,  $r^2 = 0.99995$  (Figura 20).

Figura 20

Curva de calibración de cinamaldehído para extracción Soxhlet a 100% etanol

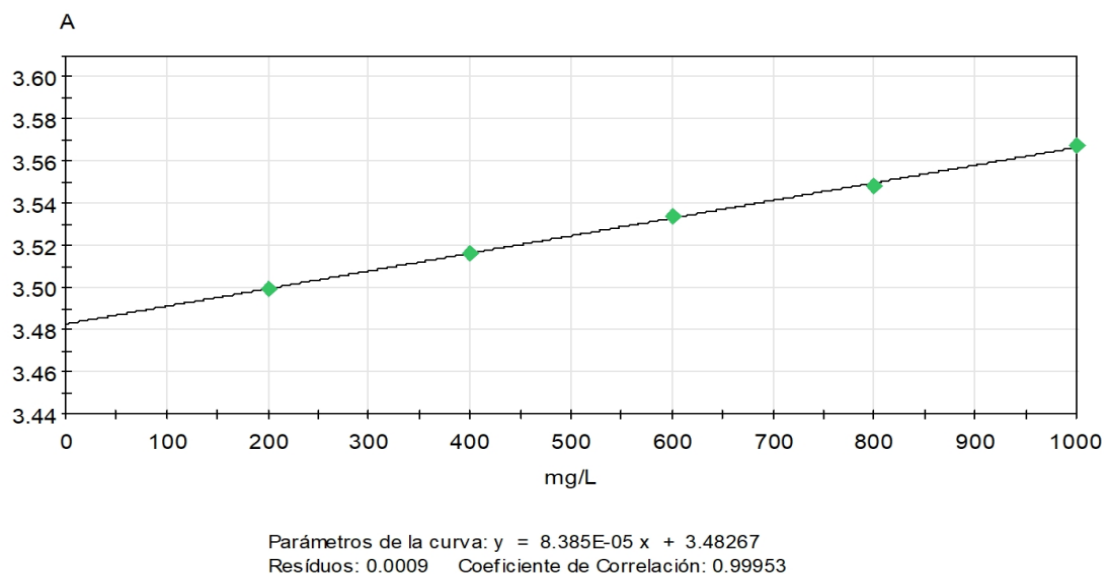


### 3.2.3. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet 85% etanol

En base a la solución madre de 5000 ppm de estándar de trans-cinamaldehído disuelto en la fracción volumétrica de solvente (% v/v) 85% etanol-15% agua destilada, se obtuvo como resultado la curva de calibración con coeficiente de correlación,  $r^2 = 0.99953$  (Figura 21).

**Figura 21**

Curva de calibración de cinamaldehído para extracción Soxhlet a 85% etanol 15% agua destilada

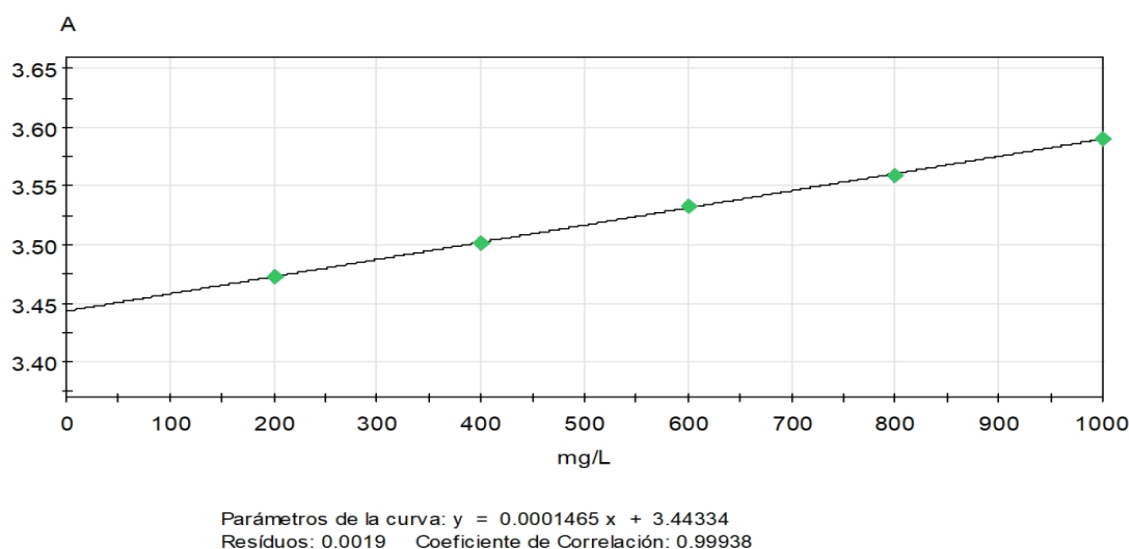


### 3.2.4. Curva de calibración del cinamaldehído para Soxhlet 70% etanol

En base a las solución madre de 5000 ppm de estándar trans-cinamaldehído disuelto en la fracción volumétrica de solvente (% v/v) 70% etanol-30% agua destilada, se obtuvo como resultado la curva de calibración con coeficiente de correlación,  $r^2 = 0.99938$  (Figura 22).

**Figura 22**

Curva de calibración de cinamaldehído para extracción Soxhlet a 70% etanol 30% agua destilada



### 3.2.5. Cuantificación de cinamaldehído por espectrofotometría UV-Visible

#### 3.2.5.1. Diluciones del extracto cinamaldehído - solvente (etanol-agua)

Se realizaron diluciones de los extractos obtenidos por el método Soxhlet, para ello se diluyó 1 ml de extracto en 200 ml de solvente etanol-agua destilada en su respectiva fracción volumétrica, para la posterior lectura en el espectrofotómetro ultravioleta visible UV-Vis.

#### 3.2.5.2. Concentraciones obtenidas mediante el método Soxhlet

Las lecturas de concentración de cinamaldehído de los extractos realizados por triplicado (registrados en la Tabla 10), se obtuvieron en base a las curvas de calibración previamente mencionadas evidenciadas en las Figuras 20, 21 y 22, según la fracción volumétrica de solvente etanol-agua a la que fueron extraídos.

**Tabla 10**

Concentraciones experimentales de cinamaldehído en extractos de método Soxhlet

| Tiempo (h) | Tamaño de partícula | Concentración disolvente etanol:agua |            |            |
|------------|---------------------|--------------------------------------|------------|------------|
|            |                     | 100% etanol                          | 85% etanol | 70% etanol |
| 5          | 3 mm                | 2026.58                              | 4286.05    | 5642.66    |
|            |                     | 2105.17                              | 4353.18    | 5707.17    |
|            |                     | 2086.85                              | 4398.93    | 5669.15    |
|            | 1.29 mm             | 4152.82                              | 4661.18    | 5840.27    |
|            |                     | 4017.09                              | 4731.07    | 5920.78    |
|            |                     | 4074.89                              | 4816.3     | 5853.34    |
| 10         | 3 mm                | 4548.17                              | 5997.02    | 6821.16    |
|            |                     | 4551.50                              | 5929.82    | 6911.95    |
|            |                     | 4637.35                              | 5787.72    | 6761.77    |
|            | 1.29 mm             | 5829.62                              | 6704.23    | 7823.21    |
|            |                     | 5783.72                              | 6752.83    | 7908.53    |
|            |                     | 5714.19                              | 6686.67    | 7963.14    |

En base a estos resultados se puede corroborar que existe mayor concentración de cinamaldehído en los extractos obtenidos a 70% etanol-30% de agua destilada,

específicamente al trabajar con tamaño de partícula promedio de 1.29 mm durante 10 horas de extracción. Los resultados indican que, para todas las variables evaluadas, se obtiene una mayor concentración de cinamaldehído (mg/L) a menor tamaño de partícula.

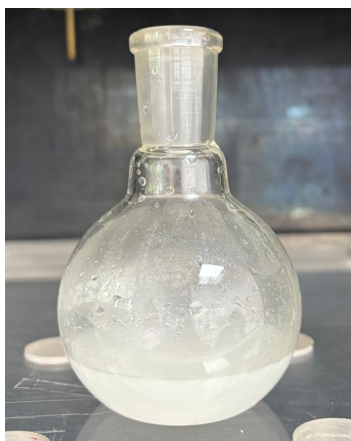
### 3.3. Extracción por arrastre de vapor

En el equipo convencional (AVF), los hidrolatos obtenidos después de una extracción de 1.5 h con un tamaño de partícula de 1.29 mm presentaron una emulsión ligeramente lechosa, con pequeñas perlas de aceite esencial. Sin embargo, la extracción de 1.5 h con un tamaño de partícula de 3 mm resultó en un hidrolato mucho más transparente. Por otro lado, los hidrolatos obtenidos en el equipo piloto (AVO) fueron completamente transparentes, independientemente de las variaciones en los parámetros, lo que indica una baja presencia de aceite esencial.

En contraste, los hidrolatos obtenidos mediante el equipo destilador Clevenger (AVE) mostraron una mayor cantidad y mayor tamaño de perlas de aceite en comparación con los otros equipos, lo que resultó en emulsiones muy lechosas como se aprecia en la Figura 23, hecho que concuerda con lo mencionado por Laxmi (2020), quien describe que el nivel de turbidez es un buen indicador de la cantidad de cinamaldehído presente en el destilado.

#### Figura 23

Hidrolato lechoso obtenido mediante el equipo AVE



**Nota:** Hidrolato obtenido en el primer intervalo de 15 minutos, tamaño de partícula promedio de 1.29 mm.

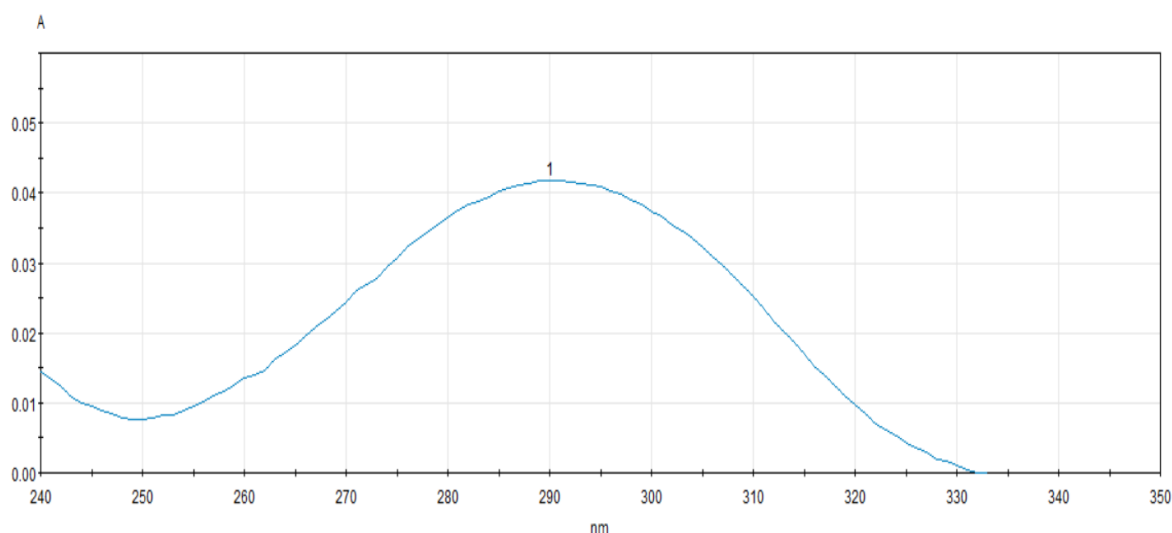
#### 3.3.1. Espectros de absorción para arrastre de vapor

En base a ensayos previos, se confirma que el cinamaldehído forma una emulsión estable en agua desionizada sometida a sonicación. El barrido espectral realizado en el

espectrofotómetro UV-Visible, verifica que la absorbancia máxima del cinamaldehído es 290 nm (Figura 24), lo cual concuerda con lo mencionado por Chimvaree et al. (2020).

**Figura 24**

Espectro de absorción del estándar de trans-cinamaldehído diluido en agua desionizada

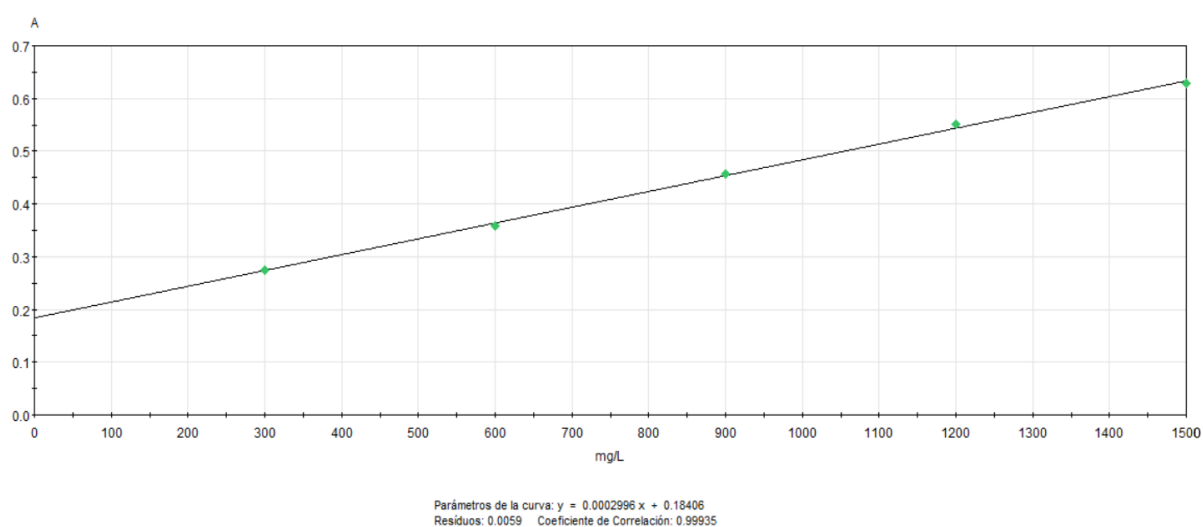


### 3.3.2. Curva de calibración del cinamaldehído para arrastre de vapor

En base a la solución madre de 5000 ppm de estándar trans-cinamaldehído disuelto en agua desionizada y sometido a sonicación a 25°C, se obtuvo como resultado la curva de calibración con coeficiente de correlación,  $r^2 = 0.99935$  (Figura 25).

**Figura 25**

Curva de calibración de cinamaldehído para arrastre de vapor



### 3.3.3. Cuantificación de cinamaldehído por espectrofotometría UV-Visible

#### 3.3.3.1. Concentraciones obtenidas mediante el método de arrastre de vapor

En las Tabla 11 y 12 se exponen los resultados de la concentración de cinamaldehído, de los hidrolatos realizados por triplicado. Los valores de las lecturas son obtenidos en base a la curva de calibración de cinamaldehído (Figura 25), aplicable a los tres equipos AVF, AVO y AVE.

**Tabla 11**

Concentraciones experimentales del cinamaldehído de método de arrastre de vapor con equipo AVO y AVF

| Tamaño de partícula | Concentración de cinamaldehído (mg/L) |          |                   |         |
|---------------------|---------------------------------------|----------|-------------------|---------|
|                     | Equipo convencional AVF               |          | Equipo piloto AVO |         |
|                     | 1 h                                   | 1.5 h    | 1 h               | 1.5 h   |
| 3 mm                | 552.238                               | 1071.028 | 391.991           | 546.128 |
|                     | 539.719                               | 1115.688 | 381.108           | 513.752 |
|                     | 545.979                               | 1018.359 | 391.656           | 529.939 |
| 1.29 mm             | 661.882                               | 1379.542 | 451.651           | 649.099 |
|                     | 648.565                               | 1382.043 | 446.862           | 648.932 |
|                     | 730.224                               | 1381.792 | 444.108           | 654.606 |

Las condiciones de trabajo entre el equipo AVF y AVO son iguales, y por ello se puede corroborar que existe mayor concentración de cinamaldehído en los hidrolatos obtenidos mediante el equipo AVF, específicamente al trabajar con el tamaño de partícula menor (1.29 mm) durante 1.5 h de extracción.

Tabla 12

Concentraciones experimentales del cinamaldehído de método de arrastre de vapor mediante equipo AVE

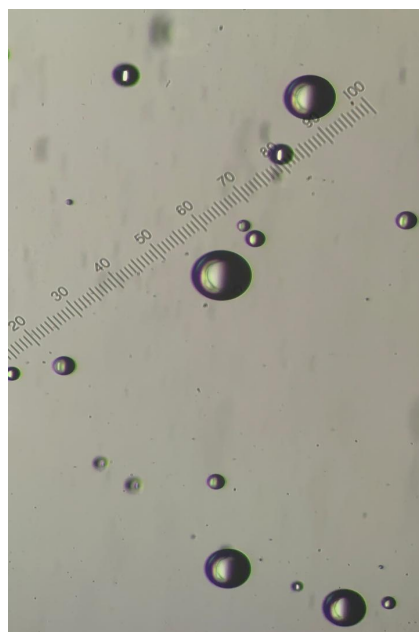
| Tamaño de partícula | Concentración de cinamaldehído (mg/L) |                                  |                                 |                                 |
|---------------------|---------------------------------------|----------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|
|                     | Primer intervalo<br>0 a 15 min        | Segundo intervalo<br>15 a 30 min | Tercer intervalo<br>30 a 45 min | Cuarto intervalo<br>45 a 60 min |
| 3 mm                | 5068.29                               | 3883.18                          | 2819.12                         | 2595.46                         |
|                     | 5077.45                               | 3906.54                          | 2808.41                         | 2603.14                         |
|                     | 5064.03                               | 3896.93                          | 2805.07                         | 2615.5                          |
| 1.29 mm             | 7160.88                               | 5807.54                          | 3959.95                         | 3063.16                         |
|                     | 7175.25                               | 5832.44                          | 3996.66                         | 3051.13                         |
|                     | 7108.14                               | 5825.77                          | 3989.19                         | 3067.82                         |

La concentración de cinamaldehído en los hidrolatos obtenidos mediante el destilador Clevenger (AVE), es mayor en los primeros 15 minutos de extracción al utilizar el menor tamaño de partícula (1.29 mm). Esta concentración disminuye gradualmente conforme aumenta el tiempo de extracción.

Estos datos se pueden corroborar visualmente, ya que cada extracto fue sometido a microscopía invertida. En la Figura 26 se puede apreciar las perlas de aceite esencial presentes en una gota de hidrolato obtenido por el equipo convencional AVF, mientras que en la Figura 27 se aprecia las perlas del aceite esencial obtenido mediante el equipo piloto AVO. En la Figura 28 se puede observar las perlas de aceite esencial de canela en los cuatro intervalos de tiempo de extracción, corroborando que en los primeros 15 minutos existe mayor cantidad de aceite esencial y conforme el tiempo de extracción aumenta, la cantidad de aceite presente en el hidrolato disminuye.

**Figura 26**

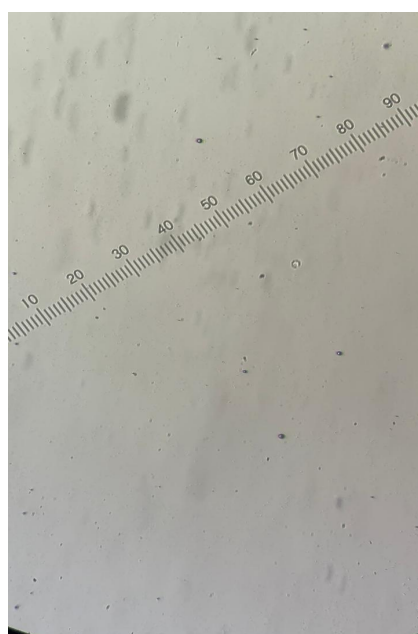
Gotas de aceite esencial de canela en equipo convencional AVF



**Nota:** Hidrolato obtenido en 1.5 h a tamaño de partícula 1.29 mm (aumento x100).

**Figura 27**

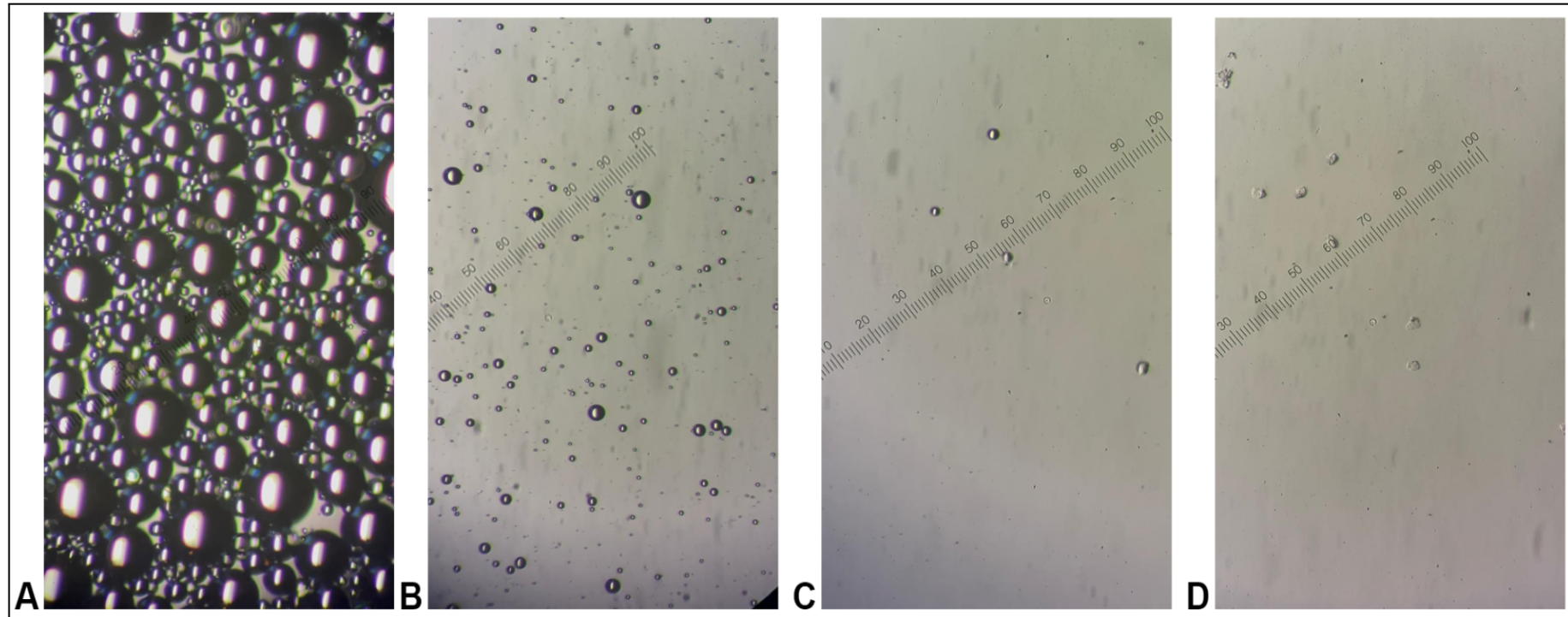
Gotas de aceite esencial de canela obtenido con equipo piloto AVO



**Nota:** Hidrolato obtenido a 1.5 h a tamaño de partícula 1.29 mm (aumento x100).

**Figura 28**

Gotas de aceite esencial de canela obtenido con destilador Clevenger



**Nota:** Hidrolatos obtenidos con tamaño de partícula 1.29 mm (A) Tiempo de extracción 15 minutos. (B) Tiempo de extracción 30 minutos. (C) Tiempo de extracción 45 minutos. (D) Tiempo de extracción 60 minutos (aumento x100).

### 3.3.4. Análisis estadístico para extracción Soxhlet

Para verificar que los datos mantienen una distribución normal se empleó la prueba de Shapiro-Wilks. Para este análisis, se formularon las siguientes hipótesis nula ( $H_0$ ) y alternativa ( $H_1$ ):

$H_0$ : La distribución del conjunto de datos es normal.

$H_1$ : La distribución del conjunto de datos no es normal.

El análisis se llevó a cabo en el software RStudio, obteniendo un valor p de 0.6386. Dado que este valor es superior al nivel de significancia establecido (0.05), no existe evidencia suficiente para rechazar la hipótesis nula. Por lo tanto, se realizó el análisis de varianza (ANOVA) de tres vías, evidenciado en la Tabla 13, mismo que permitió evaluar el efecto del tiempo de extracción, el tamaño de partícula y la concentración del solvente etanol-agua, utilizando el software RStudio. Para este análisis, se plantearon las siguientes hipótesis nula ( $H_0$ ) y alternativa ( $H_1$ ):

A. Tiempo de extracción:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente entre los niveles del tiempo de extracción.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente entre los niveles del tiempo de extracción.

B. Tamaño de partícula:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente entre los niveles del tamaño de partícula.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente entre los niveles del tamaño de partícula.

C. Concentración de solventes etanol-agua:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente entre los niveles de la concentración de solventes etanol-agua.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente entre los niveles de la concentración de solventes etanol-agua.

D. Interacción Tiempo-Tamaño de partícula:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente en la interacción de los niveles Tiempo-Tamaño de partícula.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente en la interacción de los niveles Tiempo-Tamaño de partícula.

E. Interacción Tiempo-Solvente:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente en la interacción de los niveles Tiempo-Solvente.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente en la interacción de los niveles Tiempo-Solvente.

F. Interacción Tamaño de partícula-Solvente:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente en la interacción de los niveles Tamaño de partícula-Solvente.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente en la interacción de los niveles Tamaño de partícula-Solvente.

G. Interacción Tiempo-Tamaño de partícula-Solvente:

$H_0$ : Las medias de las concentraciones de cinamaldehído no difieren significativamente en la interacción de los niveles Tiempo-Tamaño de partícula-Solvente.

$H_1$ : Al menos una media de concentración de cinamaldehído difiere significativamente en la interacción de los niveles Tiempo-Tamaño de partícula-Solvente.

Tabla 13

Análisis de la varianza de extracción Soxhlet

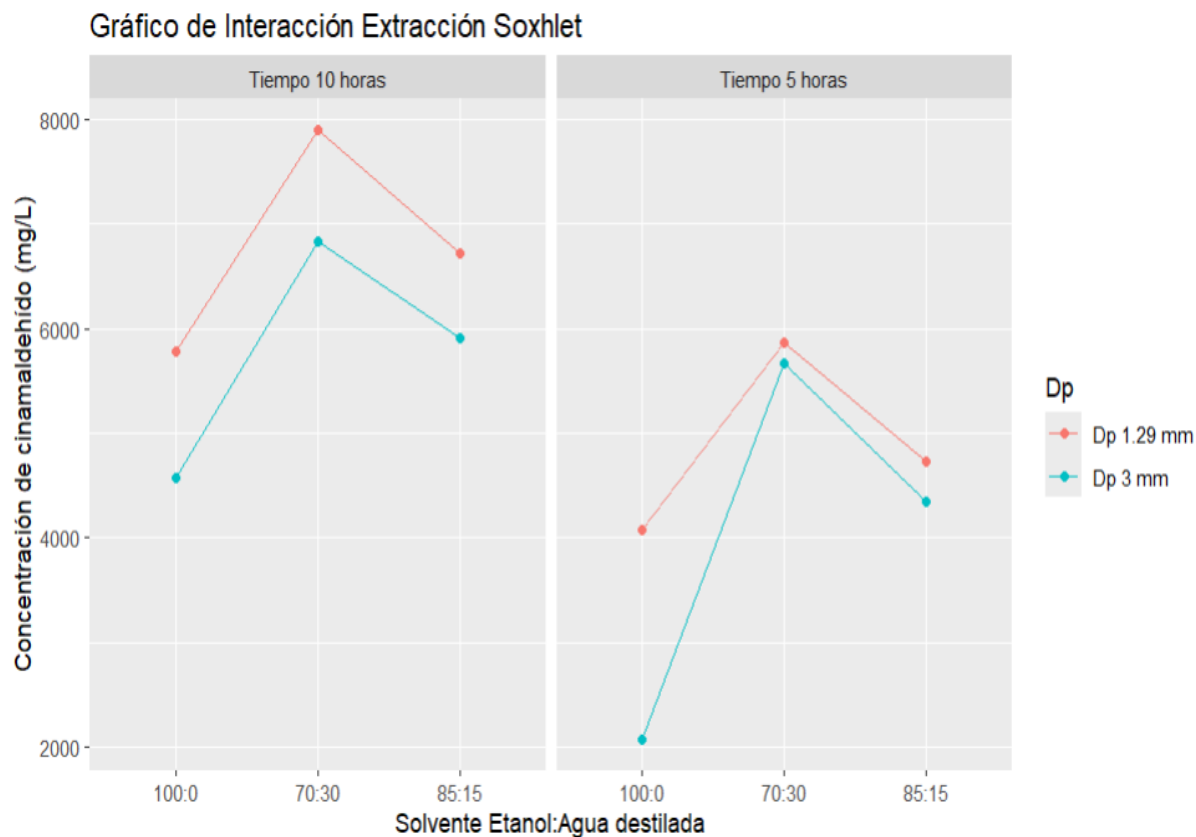
|                                            | Grados de libertad (Dt) | Suma de cuadrados (Sum Sq) | Media de cuadrados (Mean Sq) | Valor F | Valor p  |
|--------------------------------------------|-------------------------|----------------------------|------------------------------|---------|----------|
| <b>Tiempo</b>                              | 1                       | 29828201                   | 29828201                     | 7499.47 | <2e-16   |
| <b>Tamaño de partícula</b>                 | 1                       | 8038813                    | 8038813                      | 2021.13 | <2e-16   |
| <b>Solvente</b>                            | 2                       | 35806643                   | 17903322                     | 4501.29 | <2e-16   |
| <b>Tiempo:Tamaño de partícula</b>          | 1                       | 56619                      | 56619                        | 14.23   | 0.000933 |
| <b>Tiempo:Solvente</b>                     | 2                       | 398399                     | 199200                       | 50.08   | 2.72e-09 |
| <b>Tamaño de partícula:Solvente</b>        | 2                       | 1948111                    | 974055                       | 244.90  | <2e-16   |
| <b>Tiempo:Tamaño de partícula:Solvente</b> | 2                       | 1135132                    | 567566                       | 142.70  | 4.75e-14 |
| <b>Residuos</b>                            | 24                      | 95457                      | 3977                         |         |          |

Los resultados del análisis ANOVA demostraron que para las variables A, B, C, D, E, F y G el valor de p es menor a 0.05, por lo tanto son parámetros significativos, de forma que, se rechazan las hipótesis nulas y se aceptan las hipótesis alternativas, en todas las variables. Se demuestra que la variabilidad de tiempo de extracción, tamaño de partícula y concentración de solventes etanol-agua influyen en la obtención de la concentración del compuesto activo (cinamaldehído).

En el gráfico de interacción de variables de la extracción Soxhlet, representados en la Figura 29, se observa que la concentración de cinamaldehído varía según el tiempo de extracción (5 y 10 horas), el tamaño de partícula (1.29 mm y 3 mm) y la fracción volumétrica de solvente etanol-agua (% v/v). Se aprecia que para ambos tiempos de extracción, la mayor concentración de cinamaldehído se alcanzó con una fracción volumétrica de solvente (% v/v) 70% etanol-30% agua destilada, siendo más alta cuando se utilizó el tamaño de partícula de 1.29 mm. En las extracciones de 10 horas, la concentración de cinamaldehído es notablemente mayor que a las 5 horas de extracción, específicamente de 7898.293 mg/L, lo cual indica que prolongar el tiempo del proceso favorece la extracción de este compuesto. Sin embargo, se aprecia que la menor concentración se obtiene al utilizar el tamaño de partícula mayor (3 mm) en 5 horas de extracción, con fracción volumétrica de solvente (% v/v) de 100% etanol, lo cual sugiere que estas condiciones no son óptimas para obtener concentraciones altas de cinamaldehído debido al tiempo insuficiente para lograr una extracción eficiente con dicho tamaño de partícula.

Figura 29

Gráfico de interacción para variables de extracción Soxhlet



### 3.3.5. Análisis estadístico para arrastre de vapor equipo AVE

De igual manera, para verificar que los datos mantienen una distribución normal se empleó la prueba de Shapiro-Wilks. Para este análisis, se formularon las siguientes hipótesis nula ( $H_0$ ) y alternativa ( $H_1$ ):

$H_0$ : La distribución del conjunto de datos es normal.

$H_1$ : La distribución del conjunto de datos no es normal.

El análisis fue realizado utilizando el software RStudio, obteniendo un valor p de 0.2229. Como este valor supera al nivel de significancia establecido de 0.05, no se rechaza la hipótesis nula. Por consiguiente, se procedió con el análisis de varianza (ANOVA), registrado en la Tabla 14, en el cual se evaluó el efecto del tiempo y del tamaño de partícula en la extracción de cinamaldehído, mediante el software RStudio. Para este análisis, se formularon las siguientes hipótesis nula ( $H_0$ ) y alternativa ( $H_1$ ):

A. Tamaño de partícula:

$H_0$ : No hay diferencias significativas en las concentraciones de cinamaldehído, el tamaño de partícula no afecta la concentración de cinamaldehído.

$H_1$ : Existen diferencias significativas en las concentraciones de cinamaldehído, el tamaño de partícula sí afecta la concentración de cinamaldehído.

B. Tiempo de extracción:

$H_0$ : No hay diferencias significativas en las concentraciones de cinamaldehído, el tiempo de extracción no afecta la concentración de cinamaldehído.

$H_1$ : Existen diferencias significativas en las concentraciones de cinamaldehído, el tiempo de extracción sí afecta la concentración de cinamaldehído.

C. Interacción tamaño de partícula-tiempo de extracción:

$H_0$ : No hay diferencias significativas en las concentraciones de cinamaldehído, la interacción de los niveles tamaño de partícula y tiempo de extracción no afecta la concentración de cinamaldehído.

$H_1$ : Existen diferencias significativas en las concentraciones de cinamaldehído, la interacción de los niveles tamaño de partícula y tiempo de extracción sí afectan la concentración de cinamaldehído.

Tabla 14

Análisis de varianza de arrastre de vapor equipo AVE

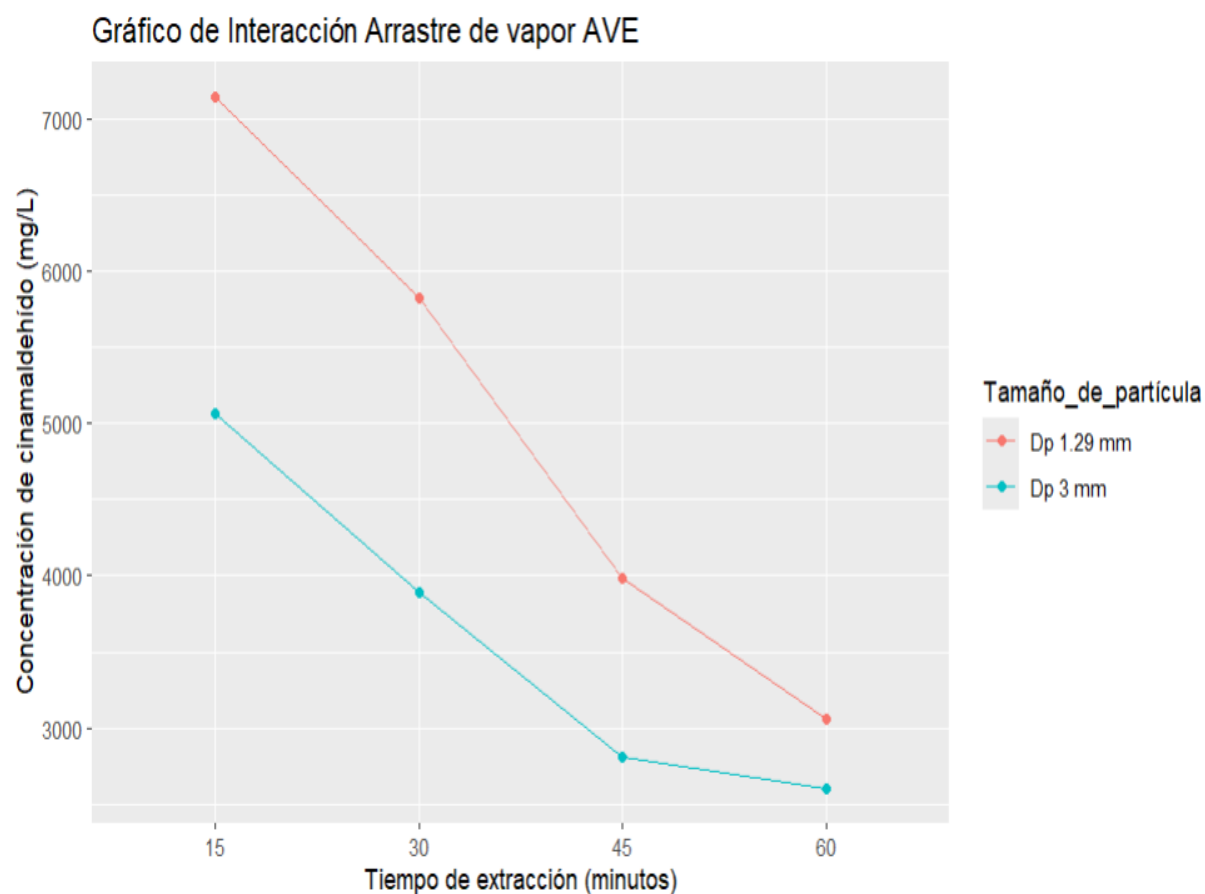
|                               | Grados de libertad<br>(Dt) | Suma de<br>cuadrados (Sum<br>Sq) | Media de<br>cuadrados (Mean<br>Sq) | Valor F | Valor p |
|-------------------------------|----------------------------|----------------------------------|------------------------------------|---------|---------|
| Tiempo                        | 3                          | 39324858                         | 13108286                           | 47530   | <2e-16  |
| Tamaño de<br>partícula        | 1                          | 11893109                         | 11893109                           | 43124   | <2e-16  |
| Tiempo:Tamaño<br>de partícula | 3                          | 2520394                          | 840131                             | 3046    | <2e-16  |
| Residuos                      | 16                         | 4413                             | 276                                |         |         |

Los resultados del análisis ANOVA demostraron que para las variables A, B y C, el valor de  $p$  es menor que 0.05, por lo que, tanto el tiempo de extracción, el tamaño de partícula, así como su interacción son parámetros significativos, de forma que, se rechazan las hipótesis nulas y se aceptan las hipótesis alternativas, en todas las variables. Se demuestra que la variabilidad de estos parámetros influye significativamente en la concentración obtenida del compuesto activo (cinamaldehído).

Los resultados del análisis de interacción de los factores empleados en la extracción por arrastre de vapor mediante el destilador Clevenger, representados en la Figura 30, indican que con un tamaño de partícula de 1.29 mm, se obtuvo una concentración mayor de cinamaldehído de 7148.090 mg/L en comparación con el tamaño de partícula de 3 mm, que registró 5069.923 mg/L, en el primer intervalo de 15 minutos de extracción. Este comportamiento corrobora que a medida que aumentó el tiempo de extracción, ambos tamaños de partícula mostraron una disminución considerable en la concentración de cinamaldehído.

**Figura 30**

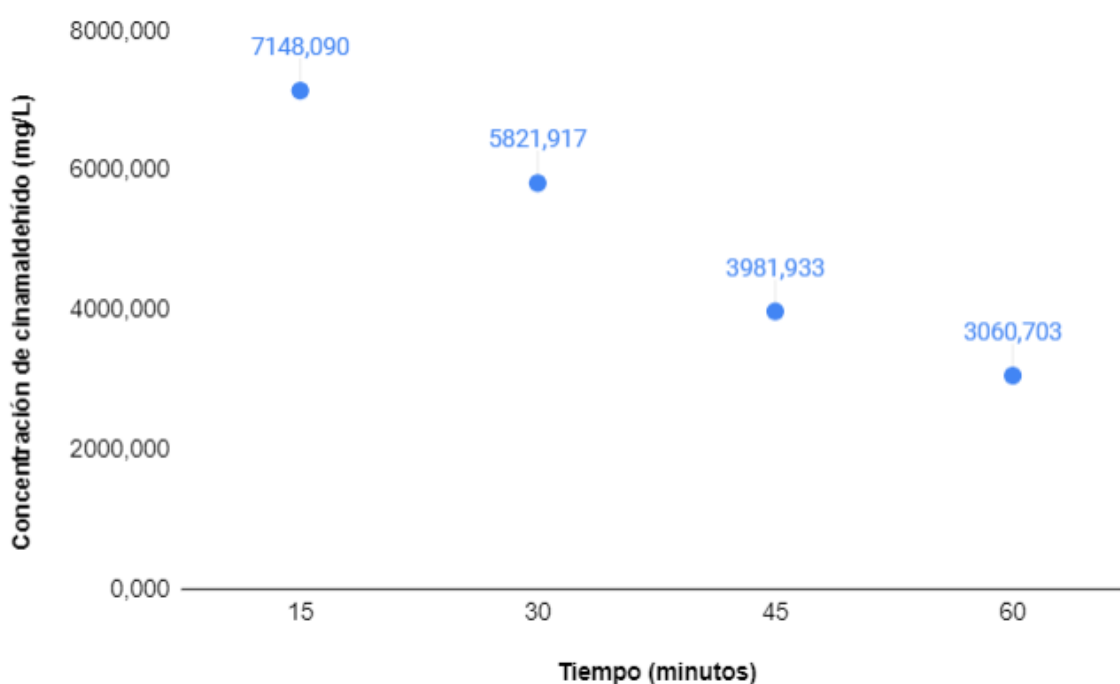
Gráfico de interacción para variables de arrastre de vapor equipo AVE



En base a los análisis realizados, el proceso de extracción de arrastre de vapor con destilador Clevenger debería detenerse a los 30 minutos, ya que en este punto se ha extraído la mayor cantidad de cinamaldehído como se puede apreciar en la Figura 31. Extender el tiempo de extracción a 45 o 60 minutos no resulta significativo, ya que la concentración de cinamaldehído en estos puntos es muy baja, lo que no justifica los costos energéticos y técnicos adicionales.

**Figura 31**

Diagrama del impacto del tiempo de extracción, método arrastre mediante destilador Clevenger AVE



**Nota:** Concentraciones de cinamaldehído de hidrolatos obtenidos con tamaño de partícula 1.29 mm.

### 3.4. Cantidad de cinamaldehído extraído

En la Tabla 15, se registran los valores de cinamaldehído extraído en el método Soxhlet. En un tiempo de extracción de 10 horas, con tamaño de partícula de 1.29 mm y fracción volumétrica de solvente (% v/v) de 70% etanol-30% agua destilada, se obtuvo el máximo valor de 126.373 mg CA/g canela.

Tabla 15

Miligramos de cinamaldehído por gramo de canela con el método Soxhlet

| Tiempo<br>(h) | Tamaño de<br>partícula | mg cinamaldehído/g canela |                                  |                                  |
|---------------|------------------------|---------------------------|----------------------------------|----------------------------------|
|               |                        | 100% etanol               | 85% etanol<br>15% agua destilada | 70% etanol<br>30% agua destilada |
| 5             | 1.29 mm                | 65.306                    | 75.779                           | 93.943                           |
|               | 3 mm                   | 33.165                    | 69.537                           | 90.767                           |
| 10            | 1.29 mm                | 92.413                    | 107.433                          | 126.373                          |
|               | 3 mm                   | 73.264                    | 94.478                           | 109.306                          |

En la Tabla 16, se puede apreciar los valores de cinamaldehído extraídos mediante los equipos AVF y AVO. La mayor cantidad de cinamaldehído extraído entre estos dos equipos corresponde al equipo convencional AVF con 3.25 mg CA/g canela en un tiempo de extracción de 1.5 horas al trabajar con el menor tamaño de partícula (1.29 mm), mientras que la mayor cantidad que se extrajo en el equipo piloto AVO fue de 1.53 mg CA/g canela bajo las mismas variables.

Tabla 16

Miligramos de cinamaldehído por gramo de canela por arrastre de vapor con equipo AVF y AVO

| Tamaño de<br>partícula | mg cinamaldehído/g canela |       |            |       |
|------------------------|---------------------------|-------|------------|-------|
|                        | Equipo AVF                |       | Equipo AVO |       |
|                        | 1h                        | 1.5 h | 1 h        | 1.5 h |
| 1.29 mm                | 1.33                      | 3.25  | 0.88       | 1.53  |
| 3 mm                   | 1.07                      | 2.51  | 0.76       | 1.25  |

En la Tabla 17, se registran los valores de cinamaldehído extraído mediante el destilador Clevenger, en el cual se puede apreciar que existe mayor extracción del compuesto al trabajar con tamaño de partícula de 1.29 mm, en los primeros 15 minutos de extracción, obteniendo 7.01 mg CA/g canela.

Tabla 17

Miligramos de cinamaldehído por gramo de canela por arrastre de vapor con equipo AVE

| Tamaño de partícula | mg cinamaldehído/g canela     |         |         |         |       |
|---------------------|-------------------------------|---------|---------|---------|-------|
|                     | Intervalo de tiempo (minutos) |         |         |         | Total |
|                     | 0 a 15                        | 15 a 30 | 30 a 45 | 45 a 60 |       |
| 1.29 mm             | 7.01                          | 5.71    | 3.90    | 3.0     | 19.62 |
| 3 mm                | 4.97                          | 3.82    | 2.76    | 2.55    | 14.10 |

### 3.5. Comparación del método Soxhlet con el método de arrastre de vapor

El método de arrastre de vapor se llevó a cabo utilizando tres equipos. De estos, el que presentó mayores concentraciones de cinamaldehído fue el equipo de destilación Clevenger (AVE). En cambio, el equipo experimental adaptando a una olla de presión (AVO) no solo presentó concentraciones muy bajas de cinamaldehído, sino que además representa un riesgo considerable para el operador debido a la falta de seguridad, haciéndolo peligroso para un uso frecuente. Por este motivo, se seleccionó el equipo AVE para compararlo con el método Soxhlet, dado que ofrecía resultados más consistentes y seguros en cuanto a la extracción de cinamaldehído.

Los resultados obtenidos mediante extracción Soxhlet tanto en el estudio de Gilani y Najafpour (2022) como en esta investigación son consistentes. Gilani y Najafpour (2022) reportaron en su investigación  $57.52 \pm 2.89$  mg CA/g de canela con un tamaño de partícula de 5 mm y solvente compuesto de 85% etanol-15% agua destilada (% v/v) en 9 horas de extracción, mientras que en esta investigación se obtuvieron 126.373 mg CA/g de canela utilizando un tamaño de partícula promedio de 1.29 mm y un solvente de 70% etanol-30% agua destilada (% v/v), en 10 horas de extracción. La diferencia en los valores puede atribuirse a que los autores utilizaron un mayor tamaño de partícula lo cual redujo la superficie de contacto entre la canela y el solvente, limitando la eficiencia de la extracción. Además es posible que el mayor rendimiento en esta investigación se deba a la fracción volumétrica de solvente utilizada (70% etanol-30% agua destilada), ya que según Plaskova y Mlcek (2023), la polaridad de los solventes influyen en la eficiencia de la extracción, pues señalan que el etanol, al ser menos polar que el agua, es eficaz para extraer compuestos no polares o poco polares, lo que limita la cantidad de sustancias extraídas y resulta en un menor rendimiento; sin embargo, al agregar agua, que es más polar que el etanol, se

mejora la eficiencia, permitiendo la extracción de compuestos de polaridad intermedia y alta, como los flavonoides.

En esta investigación se corrobora la información brindada por Plaskova y Mlcek (2023), ya que aumenta la capacidad de solubilizar una mayor cantidad de cinamaldehído, hasta 126.373 mg CA/g canela, con la fracción volumétrica de solvente etanol-agua mencionada, razón por la cual se verifica que esta proporción de solventes es capaz de disolver mayor cantidad de cinamaldehído presente en la corteza de canela.

Este hallazgo coincide con lo reportado por Harun et al. (2023), quienes estudiaron la extracción de compuestos bioactivos de la canela variando métodos de extracción, tipos de solventes y tiempos; específicamente en el método Soxhlet, evaluaron tiempos de 6 y 10 horas, donde a las 6 horas extrajeron compuestos como fenoles, flavonoides y taninos, mientras que a las 10 horas obtuvieron trans-cinamaldehído, reflejando las diferencias de solubilidad, donde los compuestos fenólicos, más polares, presentan mayor afinidad con el etanol, lo que facilita su extracción en menor tiempo, en contraste con el trans-cinamaldehído. Por otra parte, Cruzalegui et al. (2021) indicaron en su investigación que el etanol al 95% de pureza es un solvente óptimo para la extracción de compuestos fenólicos en comparación con otras concentraciones y solventes como el metanol.

Aunque el método Soxhlet permite obtener altos porcentajes de extracción, este proceso tiene la desventaja de requerir tiempos prolongados de operación, lo que conlleva un elevado consumo de energía. Además, el uso de etanol en diferentes proporciones incrementa los costos operativos y es necesario un control riguroso del proceso. Es fundamental que el equipo Soxhlet funcione en óptimas condiciones para mantener una temperatura constante y evitar el sobrecalentamiento del solvente, lo cual podría alterar los resultados del proceso de extracción.

Por otro lado, aunque el método de arrastre de vapor (AVE) resultó en una menor cantidad de extracción de cinamaldehído (19.62 mg CA/g de canela en 60 minutos con un tamaño de partícula promedio de 1.29 mm) en comparación con el valor máximo obtenido con Soxhlet (126.272 mg CA/g de canela), presenta varias ventajas, ya que resulta más eficiente en cuanto a tiempo y gasto energético, en contraste con el extenso tiempo necesario para la extracción Soxhlet. Además, no requiere el uso de solventes orgánicos, ya que únicamente emplea agua destilada, lo que reduce los costos de materiales y elimina la necesidad de manipular solventes tóxicos. Su operación es más sencilla y rápida, a pesar de que el Soxhlet ofrece un rendimiento superior, el arrastre de vapor se presenta como una alternativa económicamente rentable para la extracción de cinamaldehído a nivel industrial.

### Conclusiones

El acondicionamiento de la canela (*Cinnamomum zeylanicum*), que incluyó lavado, secado, trituración y tamizado. Los tamaños de partícula promedio utilizados (1.29 mm y 3 mm) fueron adecuados para el equipo Soxhlet, ya que se mantuvieron dentro del cartucho de papel, y en los equipos de arrastre de vapor, las muestras no se compactaron, lo que facilitó el paso eficiente del vapor de agua a través de ellas.

La cuantificación del cinamaldehído se realizó mediante espectrofotometría UV-Visible. Para los extractos obtenidos por el método Soxhlet, se desarrollaron tres curvas de calibración correspondientes a diferentes fracciones volumétricas de solvente (% v/v): 100% etanol, 85% etanol-15% agua destilada, y 70% etanol-30% agua destilada. Las mayores concentraciones obtenidas a las 10 horas de extracción fueron 5775.843 mg/L, 6714.577 mg/L y 7898.293 mg/L, respectivamente. En cuanto a los hidrolatos obtenidos por arrastre de vapor, se desarrolló una curva de calibración para los equipos AVF, AVO y AVE. Las mayores concentraciones fueron, 1381.125 mg/L para AVF y 650.879 mg/L para AVO (ambos con 1.5 horas de extracción), y 5821.927 mg/L para AVE con 30 minutos de extracción. En todos los casos, el tamaño promedio de partícula fue de 1.29 mm.

El análisis de los parámetros de operación mostró que influyen directamente en la eficiencia de los métodos de extracción. Para la extracción Soxhlet, la mejor combinación fue usar una mezcla de 70% etanol-30% agua destilada (% v/v) durante 10 horas, lo que permitió obtener la mayor cantidad de cinamaldehído en comparación con otras mezclas. Mientras que para el arrastre de vapor, el uso del destilador Clevenger con un tiempo de extracción de 30 minutos resultó más eficiente, ya que extender el proceso hasta 60 minutos no aumentó significativamente la cantidad de compuesto extraído y solo generó costos operativos adicionales. En ambos métodos, se comprobó que un tamaño de partícula más pequeño (1.29 mm) ayuda a liberar mejor el cinamaldehído, mejorando el contacto entre la muestra de canela y el solvente, lo que hace más eficiente la extracción.

La comparación entre los métodos Soxhlet y arrastre de vapor con destilador Clevenger mostró que, aunque el equipo Soxhlet logró un mayor rendimiento (126.373 mg/g de canela en 10 horas) en comparación con el arrastre de vapor (19.62 mg/g en 60 minutos), ambos con un tamaño de partícula promedio de 1.29 mm, el arrastre de vapor destacó por sus ventajas en tiempo y costos operativos. A pesar de la baja cantidad de cinamaldehído extraído, el arrastre de vapor es una alternativa más eficiente y viable para la extracción a escala industrial debido a su menor consumo energético y operación más sencilla.

### Recomendaciones

Se recomienda no trabajar con tamaños de partícula inferiores a 1 mm en estos métodos de extracción, ya que la canela adquiere una consistencia extremadamente fina y pulverulenta. Esto dificulta su manipulación y procesamiento, ya que las partículas tienden a dispersarse fácilmente en el aire, lo que reduce la eficiencia del proceso y aumenta las pérdidas de material. Si se requiere trabajar con tamaños de partícula menores a este valor, es preferible utilizar el método de hidrodestilación para minimizar estos problemas.

Para la reducción de tamaño de partícula, se sugiere realizar el proceso manualmente, ya que el uso de dispositivos mecánicos, como trituradoras o licuadoras, puede resultar en la pérdida del aroma característico de la canela. Una vez seca y triturada, es recomendable almacenarla en frascos de vidrio herméticamente cerrados para preservar sus propiedades aromáticas. Además, es importante que la muestra sea lo más fresca posible y se utilice dentro de un máximo de dos meses después del corte de la corteza para asegurar una mayor calidad en la extracción.

Si las curvas de calibración de la extracción Soxhlet muestran similitud tanto en las ecuaciones de la recta como en las absorbancias de las concentraciones que las conforman, se recomienda utilizar una sola curva de calibración para las tres fracciones volumétricas de solvente, ajustando únicamente el blanco y el aforo correspondiente a cada porcentaje volumétrico.

## Referencias

- Abd, M., Alagawany, M., Abdel-Moneim, A., Mohammed, N., Khafaga, A., Bin-Jumah, M., Othman, S., Allam, A., & Elnesr, S. (2020). *Cinnamon (Cinnamomum zeylanicum) oil as a potential alternative to antibiotics in poultry*. 9(5), 210.
- Abdan, L., Fahmawati, T., Ningsih, N., Safithri, M., & Sasmaya, R. (2024). *The evaluation of antioxidant activity of cinnamon bark (Cinnamomum burmannii) nanopowder in comparison with extracts*.  
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S2214785324001639#preview-section-references>
- Acuña, E., Cordero, M., Mora, J., Morera, L., Núñez, V., & Ulate, M. (2022). *Clasificación del riesgo químico de solventes orgánicos mediante la aplicación del método "CHEM21 selection guide of classical and less classical-solvents"*. 35(1), 28-43.  
<https://doi.org/10.18845/tm.v35i1.5370>
- Aggarwal, S., Bhadana, K., Singh, B., Rawat, M., Mohammad, T., Al-Keridis, L., Alshammari, N., Hassan, M., & Das, S. (2022). *Cinnamomum zeylanicum extract and its bioactive component cinnamaldehyde show anti-tumor effects via inhibition of multiple cellular pathway*. 13(918479). <https://doi.org/10.3389/fphar.2022.918479>
- Alam, M., & Tanveer, M. (2020). Conversion of biomass into biofuel: A cutting-edge technology. En *Bioreactors. Sustainable design and industrial applications in mitigation of GHG emissions* (pp. 55-74). Elsevier.
- Ali, A., Khan, J., & Alshehri, B. (2022). Diabetes-a metabolic disorder: Herbal medicines on rescue. En *Herbal Medicines—A Boon for Healthy Human Life* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 223-237). Academic Press.  
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B97803239057250001354>
- Ashehe, A., & Kabele, C. (2022). *Sources, extraction and biological activities of cinnamaldehyde*. 8(4), 263-282. <https://doi.org/10.30476/TIPS.2022.96263.1160>
- Baker, B., & Grant, J. (2018). *Cinnamon & cinnamon oil profile*. New York State IPM Program.
- Basantes, C., Benavides, C., Paredes, M., & Valle, K. (2023). *Extracción de aceites esenciales de dos especies forestales y dos especies arbustivas para la determinación de sus propiedades en condiciones de laboratorio*. 5(4), 65-85.
- Bascón, M. D., Castro, L., & López, M. A. (2020). *Liquid-Phase Extraction*. Colin F. Poole.  
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B9780128169117000116>

- Betancourt López, L. (2020). *Alternativas naturales como para aves*. Universidad de la Salle.  
[https://www.google.com.ec/books/edition/Alternativas\\_naturales\\_como\\_para\\_aves/te\\_6DwAAQBAJ?hl=es&gbpv=0](https://www.google.com.ec/books/edition/Alternativas_naturales_como_para_aves/te_6DwAAQBAJ?hl=es&gbpv=0)
- Beyer, H., & Walter, W. (2020). *Manual de química orgánica* (Reverte).  
[https://www.google.com.ec/books/edition/Manual\\_de\\_qu%C3%ADmica\\_org%C3%A1nica/tk7fEAAAQBAJ?hl=es&gbpv=0](https://www.google.com.ec/books/edition/Manual_de_qu%C3%ADmica_org%C3%A1nica/tk7fEAAAQBAJ?hl=es&gbpv=0)
- Cariño, R., Reyes, A., Riós, F., Piloni, J., & Quintero, A. (2023). *Compuestos bioactivos de canela y su efecto en la disminución del síndrome metabólico: Revisión sistemática*. 73(1), 12.
- Cedeño, J., Moreira, C., Navarrete, M., & Sánchez, V. (2023). *Eficacia en la extracción de aceite a partir de especies vegetales*. 10(2), 1-16.
- Centro Nacional de Información Biotecnológica (2024). Resumen de compuestos de PubChem para CID 702, etanol. Recuperado el 7 de julio de 2024 de <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Ethanol>
- Centro Nacional de Información Biotecnológica. (2024). Resumen de compuestos de PubChem para CID 637511, cinamaldehído.
- Chimvaree, C., Tepsorn, R., Supapvanich, S., Wongs, C., Srilaong, V., & Boonyariththongchai, P. (2020). *Encapsulation of cinnamaldehyde from cinnamon essential oils in cyclodextrin*. 515(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/515/1/012034>
- Chen, H., Chen, X., Liu, F., Liu, Y., Wang, F., Yu, Q., & Yu, R. (2023). Extracción de compuestos bioactivos de residuos de canela con solventes eutécticos profundos y su mecanismo molecular. 10.
- Condori, M., & Palomino, G. (2022). *Rendimiento y caracterización fisicoquímica del aceite esencial de cilantro extraído por arrastre de vapor en un equipo modular*. 1(1), 41-53.
- Cruzalegui, R., Cruz, C., Fernández-Jeri, A. B., & Güivin, O. (2021). *Characterization of phenolic compounds and antioxidant activity of dehydrated coffee pulp (Coffea arabica L.) from three coffee farms in the Amazonas region (Peru)*. 32(5), 157-166.
- de Oliveira, D., Braga, F., & Teixeira, M. (2021). Medicinal plants and their potential use in the treatment of rheumatic diseases. En *Inflammation and natural products* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 161-165). Academic Press.  
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B9780128192184000146>

- Doss, A., Mohan, V., Santhiya Selvam, M., & Tresina, P. (2022). *Studies in Natural Products Chemistry*. 75, 75-118.
- Fagbemi, K., Aina, D., & Olajuyigbe, O. (2021). *Soxhlet extraction versus hydrodistillation using the Clevenger apparatus: A comparative study on the extraction of a volatile compound from Tamarindus indica seeds*. 1-8.
- Fernández, G. (2023). *Bases de la Ingeniería Química*. [https://www.google.com.ec/books/edition/Bases\\_de\\_la\\_Ingenier%C3%ADa\\_Qu%C3%ADmica/qHvqEAAQBAJ?hl=es&gbpv=1](https://www.google.com.ec/books/edition/Bases_de_la_Ingenier%C3%ADa_Qu%C3%ADmica/qHvqEAAQBAJ?hl=es&gbpv=1)
- Frías, M., & Rosales, M. (2023). *Farmacognosia. Principios básicos*. Universidad Juárez del Estado de Durango. [https://www.google.com.ec/books/edition/Farmacognosia\\_Principios\\_b%C3%A1sicos/zW73EAAQBAJ?hl=es&gbpv=0](https://www.google.com.ec/books/edition/Farmacognosia_Principios_b%C3%A1sicos/zW73EAAQBAJ?hl=es&gbpv=0)
- Galagovsky Kurman, L. R. (2020). *Química orgánica*. Universidad de Buenos Aires. [https://www.google.com.ec/books/edition/Qu%C3%ADmica\\_org%C3%A1nica/4zb7DwAAQBAJ?hl=es&gbpv=0](https://www.google.com.ec/books/edition/Qu%C3%ADmica_org%C3%A1nica/4zb7DwAAQBAJ?hl=es&gbpv=0)
- Galindo, J., Pérez, C., & Tulcán, E. (2021). *Síntesis de una base de Schiff a partir de dopamina y cinamaldehído*. 12(2), 11. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2022.01.022>
- Gilani, S., & Najafpour, G. (2022). *Evaluation of the extraction process parameters on bioactive compounds of cinnamon bark: A comparative study*. 114, 93-101. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2022.01.022>
- Harun, A., Meng, S., & Mohd, M. (2023). *A Review on Extraction, Antimicrobial Activities and Toxicology of Cinnamomum cassia in Future Food Protection*. 13(6), 1-41.
- Huang, Q., Jiang, Y., Li, L., Ma, L., Su, G., & Yu, C. (2020). *Rapid determination of cinnamyl alcohol, cinnamaldehyde and cinnamic acid in bioconversion products by multiorder derivative ultraviolet spectrometry*. 41(10), 180-184. <https://doi.org/10.7506/spkx1002-6630-20190508-063>
- Huang, G., He, J., Zhang, X., Feng, M., Tan, Y., Tan, Y., Lv, C., Huang, H., & Jin, Z. (2021). *Applications of Lambert-Beer law in the preparation and performance evaluation of graphene modified asphalt*. 273. <https://doi.org/10.1016/j.conbuildmat.2020.121582>
- Khalid, K., Ishak, R., & Zaman, Z. (2023). *UV-Vis spectroscopy in non-destructive testing*. En *Non-destructive material characterization methods* (pp. 391-416). Elsevier.

<https://doi.org/10.1016/C2020-0-04069-7>

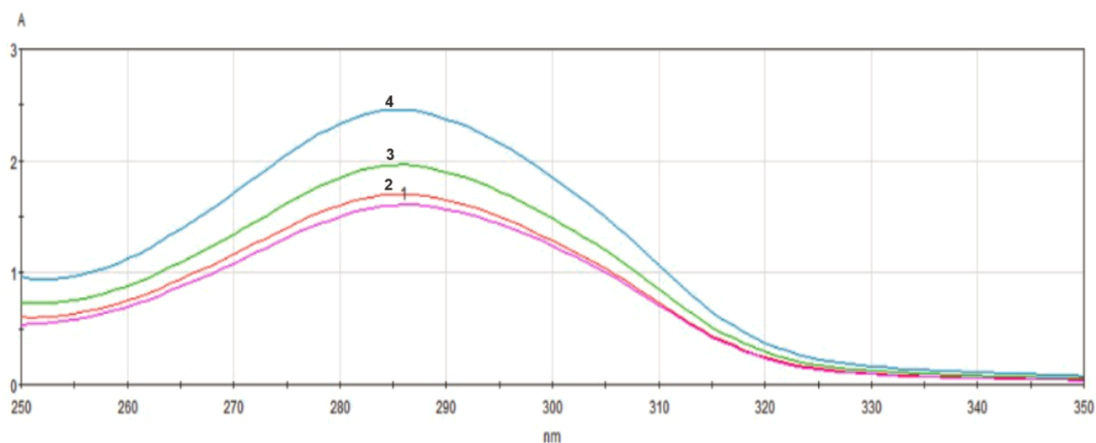
- Khan, S., Sahar, A., Tariq, T., Sameen, A., & Tariq, F. (2023). Essential oils in plants: Plant physiology, the chemical composition of the oil, and natural variation of the oils (chemotaxonomy and environmental effects, etc.). En *Essential oils: Extraction, characterization and applications* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 1-2). Academic Press. <https://www.sciencedirect.com/book/9780323917407/essential-oils>
- Laxmi, V. (2020). *Extraction of cinnamaldehyde from cinnamomum zeylanicum*. 2(7).
- Liao, J., Liu, D., Qu, B., & Zheng, N. (2015). New method to enhance the extraction yield of rutin from *Sophora japonica* using a novel ultrasonic extraction system by determining optimum ultrasonic frequency. *Sonoquímica ultrasónica*, 27, 110-116.
- Luty-Blocho, M., Cyndrowska, J., Rutkowski, B., & Hessel, V. (2024). *Synthesis of gold clusters and nanoparticles using cinnamon extract—A mechanism and kinetics study*. 29(7). <https://doi.org/10.3390/molecules29071426>
- Malik, J., & Mandal, S. (2021). Extraction of herbal biomolecules. En *Herbal biomolecules in healthcare applications* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 21-46). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85852-6.00015-9>
- Moliterni, V., Pojić, M., & Tiwari, B. (2022). Industrial hemp by-product valorization. En *Industrial Hemp—Food and Nutraceutical Applications* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 301-340). Academic Press. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B9780323909105000075>
- Moreno, L., Ávila, F., Montes, I., Garrido, A., Cardoso, C., & Pacheco, C. (2021). *Diseño de un espectrofotómetro UV-VIS de bajo costo para la industria bioquímica: Una revisión*. 9(2), 19-28.
- Plaskova, A., & Mlcek, J. (2023). *New insights of the application of water or ethanol-water plant extract rich in active compounds in food*. 10, 1118761.
- Requejo, A. (2020). *Aceites esenciales en sinergia*. Exlibric. [https://www.google.com.ec/books/edition/Aceites\\_esenciales\\_en\\_sinergia/k1ApEAAAQBAJ?hl=es&gbpv=0](https://www.google.com.ec/books/edition/Aceites_esenciales_en_sinergia/k1ApEAAAQBAJ?hl=es&gbpv=0)
- Santos, C., de Oliveira, P., Dos Reis, L., de Sousa, T., de Santana, M., de Holanda, R., Alves, J., Zagmignan, A., Nascimento da Silva, L., & de Carvalho, L. (2023). *Cinnamaldehyde for the treatment of microbial infections: Evidence obtained from experimental models*. 30(31), 3506-3526.
- Sharma, S., Perera, K., Jaiswal, A., & Jaiswal, S. (2024). Food packaging and preservation. En *Natural antimicrobials from fruits and plant extract for food packaging and preservation* (pp. 133-152). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/C2020-0-03203-2>

- Sruthi, D., Dhanalakshmi, M., Yashavantha, H., Parthasarathy, R., & Jayabaskaran, C. (2023). Extraction, isolation, and characterization of phytochemicals, the bioactive compounds of plants. En *Recent Frontiers of Phytochemicals Applications in Food, Pharmacy, Cosmetics, and Biotechnology* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 1-8). Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B9780443191435000335>
- Thambiratnam, K., Aisyah, S., Cheak, Z., & Ahmad, H. (2020). Application of two-dimensional materials in fiber laser systems. En *Nano-optics: Fundamentals, experimental methods, and applications* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 227-264). Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B9780128183922000093>
- van Wyk, B.-E., & Wink, M. (2017). Cinnamomum verum. En *Medicinal plants of the world* (2.<sup>a</sup> ed., p. 111). CABI.
- Weggler, B., Gruber, B., Teehan, P., Jaramillo, R., & Dorman, F. (2020). Inlets and sampling. En *Separation science and technology* (1.<sup>a</sup> ed., Vol. 12, pp. 150-151). Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B9780128137451000052>  
<https://www.sciencedirect.com/book/9780323917407/essential-oils>
- Wong, Y., Ahmad-Mudzaqqir, M., & Wan-Nurdiyana, W. (2014). *Extraction of essential oil from cinnamon (Cinnamomum zeylanicum)*. 30(1), 37-47.
- Yashasvi, V., Chandula, A., Samarasinghe, K., Krishantha, H., & Chathuranga, T. (2021). Cinnamomum zeylanicum: Morphology, antioxidant properties and bioactive compounds. En *Antioxidants—Benefits, sources, mechanisms of action* (1.<sup>a</sup> ed., pp. 407-410). IntechOpen Limited. <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.97492>
- Yeh, Y., Haasdonk, B., Schmid, U., Stier, M., & Tovar, G. (2023). *A novel model extended from the Bouguer-Lambert-Beer law can describe the non-linear absorbance of potassium dichromate solutions and microalgae suspensions*. 11. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2023.1116735>
- Zhang, G., Li, T., Liu, J., Wu, X., & Yi, H. (2023). *Cinnamaldehyde-contained polymers and their biomedical applications*. 15(6). <https://www.mdpi.com/2073-4360/15/6/1517>

## Anexos

## Anexo A

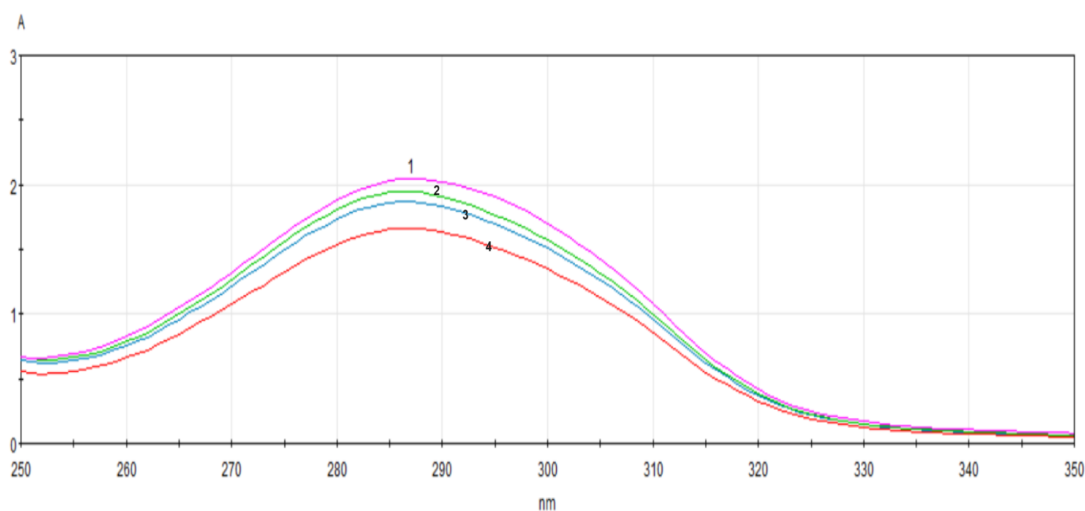
Espectro de absorción del cinamaldehído obtenido en 100% etanol



**Nota:** 1= Extracción tamaño de partícula 3 mm, 5 horas. 2=Extracción tamaño de partícula 3 mm, 10 horas. 3= Extracción tamaño de partícula 1.29 mm, 5 horas. 4= Extracción tamaño de partícula 1.29 mm, 10 horas.

## Anexo B

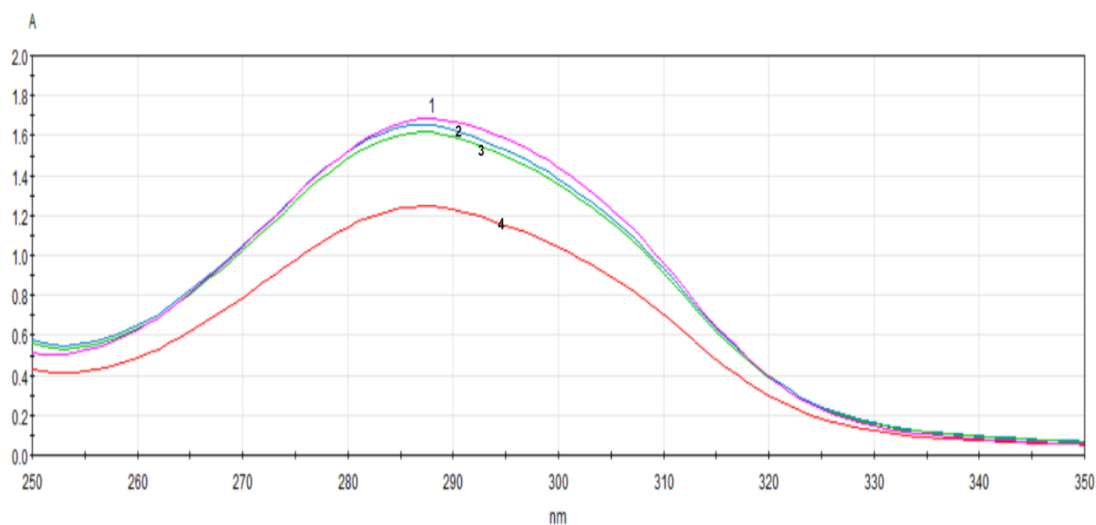
Espectro de absorción del cinamaldehído obtenido en 85% etanol-15% agua destilada (% v/v)



**Nota:** 1= Extracción tamaño de partícula 3 mm, 5 horas. 2=Extracción tamaño de partícula 1.29 mm, 5 horas. 3= Extracción tamaño de partícula 1.29 mm, 10 horas. 4= Extracción tamaño de partícula 3 mm, 10 horas.

**Anexo C**

Espectro de absorción del cinamaldehído obtenido en 70% etanol-30% agua destilada (% v/v)



**Nota:** 1= Extracción tamaño de partícula 3 mm, 5 horas. 2=Extracción tamaño de partícula 1.29 mm, 10 horas. 3= Extracción tamaño de partícula 1.29 mm, 5 horas. 4= Extracción tamaño de partícula 3 mm, 10 horas.