

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO



Caracterización y Germinación del Orégano mexicano (*Lippia
graveolens* Kunth)

POR:

LISA SOE PEREZ GUZMAN

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

INGENIERO AGRÍCOLA Y AMBIENTAL

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Mayo 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO

Caracterización y Germinación del Orégano (*Lippia graveolens* Kunth)

POR:

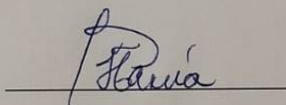
LISA SOE PEREZ GUZMAN

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

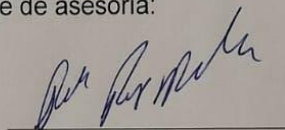
INGENIERO AGRÍCOLA Y AMBIENTAL

Aprobada por el comité de asesoría:



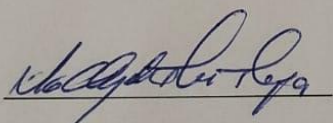
Dra. Hermila Trinidad García Osuna

Asesor Principal Interno



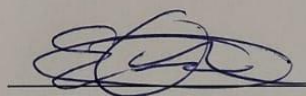
M.C. Rubén Rojas Meléndez

Asesor Principal Externo



Dra. María Alejandra Torres Tapia

Coasesor



M.C. Etelberto Cortez Quevedo

Vocal suplente

Saltillo, Coahuila, México, 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO

Caracterización y Germinación del Orégano (*Lippia graveolens* Kunth)

POR:

LISA SOE PEREZ GUZMAN

TESIS

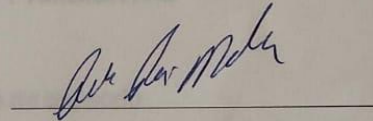
Que somete a la consideración del H. Jurado examinador como requisito para
obtener el título de:

INGENIERO AGRÍCOLA Y AMBIENTAL

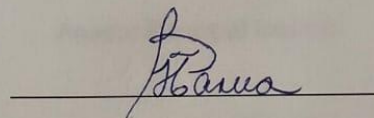
Aprobada por el Jurado Examinador:



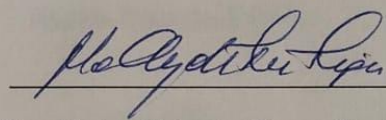
M.C. Etelberto Cortez Quevedo
Asesor Principal Interno



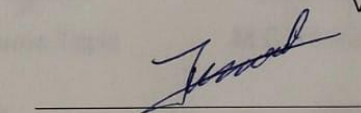
M.C. Rubén Rojas Meléndez
Asesor Principal Externo



Dra. Hermila Trinidad García Osuna
Coasesor



Dra. Maria Alejandra Torres Tapia
Vocal suplente



M.C. Sergio Sánchez Martínez
Coordinador de la División de Ingeniería
Saltillo, Coahuila, México, 2026

Declaración de Originalidad y Ausencia de Plagio

Hago constar de forma expresa y bajo compromiso de honestidad que el cuerpo íntegro de esta tesis es resultado del trabajo personal desarrollado durante el proceso de investigación y redacción. Afirmo que no se ha incurrido en prácticas de plagio, ni en la utilización indebida de material intelectual ajeno o propio previamente publicado, en ninguna de las siguientes formas:

- Reproducción parcial o total de textos, ideas, datos, ilustraciones, gráficos, tablas, imágenes o cualquier otro material sin el debido reconocimiento al autor o a la fuente original.
- Omisión de citas o referencias correspondientes en los casos de paráfrasis o citas textuales.
- Presentación de trabajos, resultados o escritos elaborados por terceros como si fueran de autoría propia.
- Reutilización de publicaciones personales previas sin la debida referencia al documento original (autoplagio).

De igual manera, asumo el conocimiento de que la totalidad de este documento queda bajo la protección de la legislación mexicana vigente en materia de propiedad intelectual. Por lo tanto, cualquier explotación, difusión o alteración del texto que no persiga fines estrictamente formativos exigirá el consentimiento expreso de quien posea la titularidad de dichos derechos. Certifico también que esta obra es inédita, no habiendo sido sometida a procesos de evaluación en otros centros universitarios ni publicada en plataformas físicas o digitales, haciéndome cargo de cualquier reclamación derivada del incumplimiento de estas pautas éticas.

Pasante

Lisa Soe Pérez Guzman

AGRADECIMIENTOS

Hoy cierro un ciclo que ha marcado profundamente mi vida y no puedo hacerlo sin expresar mi más sincera gratitud a quienes caminaron a mi lado en este recorrido.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, mi alma máter, gracias por ser el lugar donde sembré sueños y coseché conocimientos, por ser un refugio de ideas, preguntas y descubrimientos. En sus pasillos aprendí no solo ciencia, asumiendo, a la par, el deber moral de proyectar los aprendizajes alcanzados en beneficio directo de la colectividad que nos rodea.

A mis profesores: **M.C. Etelberto Cortez Quevedo, Dra. Hermila Trinidad García Osuna, biólogo Rubén**, y a los laboratoristas **Fermín y Jessica**, les agradezco con el corazón. Gracias por su entrega, por guiarme con firmeza y paciencia, por exigirme siempre más y por compartir su experiencia con generosidad. Su acompañamiento ha sido clave en este logro y su influencia seguirá acompañándome más allá de estas páginas.

A mis queridos amigos: **Daniela Hernández Licea, Michel Alejandra Subialdea Handal, Carlos Rodríguez Cárdenas, Ana Belén Ramos Reyes, Ricardo Martínez Carrillo y María Fernanda Torres García**, gracias por estar, por escuchar, por reír y por sostenerme en los momentos difíciles. Su amistad ha sido un regalo invaluable y una fuente constante de alegría y fuerza.

A mis compañeros, quienes compartieron conmigo desvelos, dudas y también triunfos, gracias por su complicidad. Juntos transformamos el esfuerzo en experiencia y las horas en recuerdos imborrables.

A mi familia, mi refugio y mi motor, gracias por ser la raíz que me sostiene. Su amor ha sido mi ancla y mi impulso. Su fe en mí, incluso en mis momentos de incertidumbre, me ha dado el valor de seguir adelante. Este logro es tanto suyo como mío.

Y a la tierra generosa que nos da vida, mi respeto y compromiso. Que esta investigación sirva como un pequeño homenaje a la naturaleza, a su sabiduría silenciosa y a la urgente necesidad de protegerla.

Gracias a todos los que creyeron en mí, que acompañaron este proceso de una u otra forma. Llevo en el corazón cada palabra, cada gesto, cada enseñanza. Sin ustedes, este sueño no habría sido posible.

Con gratitud profunda,

Lisa Soe Pérez Guzmán

DEDICATORIA

Con todo mi cariño y gratitud a mi familia, que ha sido mi pilar
y mi mayor fuente de inspiración.

A mi madre, **Carmen Guzmán Gómez**, y a mi padre, **Miguel Gómez Gutiérrez**, por ser mi
refugio constante, brindarme su respaldo absoluto y mantener viva la fe en mis
capacidades, incluso en los momentos de mayor incertidumbre.

A mis hermanos, **Karina Del Carmen Pérez Guzmán**, **Iker Bialal Gómez
Guzmán**, **Lourdes Yazmín Pérez Guzmán**, **Claudia Patricia Pérez Guzmán**, y
Jacinto Darinel Pérez Guzmán, por su comprensión y aliento a lo largo de este
viaje.

A mis sobrinos, **Elián Leonel y Edrien Manuel**, quienes, aunque aún pequeños, han
llenado mi vida de alegría y motivación.

Este logro es tan suyo como mío. Gracias por estar siempre a mi lado y por hacer de este
camino una experiencia
inolvidable.

Con todo mi amor, **Lisa Soe Pérez Guzmán**

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	III
ÍNDICE DE CONTENIDO	IV
ÍNDICE DE CUADROS.....	VII
ÍNDICE DE FIGURA	VIII
RESUMEN.....	IX
1. INTRODUCCIÓN	11
2. OBJETIVOS	12
2.1 Objetivo general.....	12
2.2 Objetivos específicos	12
3. HIPOTESIS	13
3.1 Hipótesis nula (H_0).....	13
3.2 Hipótesis alternativa (H_1).....	13
4. REVISIÓN DE LITERATURA.....	14
4.1 Clasificación taxonómica	14
4.2 Descripción botánica.....	14
4.2.1 Hojas.....	15
4.2.2 Flores e inflorescencias	15
4.2.3 Sistema de reproducción	16
4.2.4 Fruto.....	16
4.2.5 Semillas	16
4.3 Distribución geografía	17
4.4 Importancia económica.....	19
4.5 Usos y aplicaciones	20
4.6 Principios activos	21
4.7 Técnicas de propagación del orégano	22
4.7.1 Propagación asexual	22
4.7.2 Propagación por técnicas <i>in vitro</i>	22
4.7.3 Propagación sexual	23

4.8 Germinación	23
4.8.1 Aspectos fisiológicos de la germinación género <i>Lippia</i>	23
4.8.2 Requerimientos térmicos.....	23
4.8.3 Fotoblastismo	24
4.8.4 Dormancia	24
4.8.5 Características morfológicas y conservación de germoplasma	25
4.8.6 Germinación <i>in vitro</i>	25
4.8.7 Germinación de <i>L. graveolens</i>	26
4.9 Componentes Esenciales de la Calidad de Semillas.....	26
4.9.1 Genética	26
4.9.2 Fisiológica.....	26
4.9.3 Física	27
4.9.4 Sanitaria	27
4.10 Tratamientos pre-germinativos	27
5. MATERIALES Y MÉTODOS	29
5.1 Ubicación del sitio experimental.....	29
5.2 Material vegetal	29
5.3 Procedimiento experimental.....	30
5.3.1 Clasificación de inflorescencias por tamaño	30
5.3.2 Obtención de semilla	31
5.3.3 Germinación <i>in vitro</i>	31
5.4 Etapa 1. Evaluación de la capacidad de germinación	32
5.4.1 Protocolo de desinfección de semillas	32
5.4.2 Etapa de establecimiento	33
5.4.3 Siembra en medio de cultivo PCL2.....	34
5.5 Etapa 2. Evaluación de la germinación en semillas provenientes de diferentes tamaños de inflorescencia e imbibición en diferentes concentraciones de H ₂ O ₂ ..	35
5.5.1 Análisis estadístico.....	36
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	37
6.1 Clasificación de inflorescencias por tamaño	37
6.2 Producción de semillas según el tamaño de la inflorescencia	40
6.3 Etapa 1 Efecto del tamaño de la inflorescencia en la germinación.....	42

6.4 Etapa 2. Evaluación de la germinación en semillas provenientes de diferentes tamaños de inflorescencia e imbibición en diferentes concentraciones de H_2O_2 .. 46

7. CONCLUSIÓN 51

8. REFERENCIAS..... 52

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de <i>L. graveolens</i> Kunth.	14
Cuadro 2. Clasificación de inflorescencias de <i>L. graveolens</i> Kunth por tamaño en cm.	31
Cuadro 3. Diseño experimental para la evaluación de la germinación según el tamaño de la inflorescencia y la concentración de H_2O_2	35
Cuadro 4. Total, de inflorescencias evaluadas por clase de tamaño, el número de inflorescencias con y sin semilla, el porcentaje de inflorescencias fecundadas y el número total de semillas recolectadas.	39
Cuadro 5. Comparación de medias del porcentaje de germinación por tamaño de inflorescencia.....	42
Cuadro 6. Análisis de varianza (ANOVA) para tamaño de inflorescencia.	43
Cuadro 7. Análisis de varianza (ANOVA) para el efecto de H_2O_2 en la germinación	46
Cuadro 8. Porcentaje de germinación y error estándar según concentración de H_2O_2	47

ÍNDICE DE FIGURA

Figura 1. Inflorescencia de <i>L. graveolens</i> .	16
Figura 2 . Semillas de <i>L. graveolens</i> .	17
Figura 3. Mapa que muestra la presencia de especies de orégano en distintas regiones de México, elaborado a partir de los registros del herbario virtual de la CONABIO (2012).	17
Figura 4. Distribución geográfica de poblaciones de orégano en los estados de Coahuila, Durango y Chihuahua. Adaptado de Bojórquez-Chávez (2017).	18
Figura 5. Vista satelital del sitio experimental: UAAAN, Saltillo, Coahuila, Fuente: Google Earth (2025), imagen capturada el 25 de septiembre de 2025.	29
Figura 6. Pre-tratamiento de semillas con cloro comercial al 10%.	33
Figura 7. Distribución del número total de inflorescencias según la clase de tamaño.	38
Figura 8. Porcentaje de inflorescencias con semilla según la clase de tamaño.	40
Figura 9. Número total de semillas obtenidas por clase de tamaño de inflorescencia.	41
Figura 10. Frecuencia de inflorescencias con más de una semilla por clase de tamaño.	42
Figura 11. Porcentaje de germinación de semillas según el tamaño de la inflorescencia.	44
Figura 12. Germinación acumulada de semillas de <i>L. graveolens</i> en función del tiempo, según el tamaño de la inflorescencia (0.7, 0.8, 0.9 y 1.0 cm). Los datos representan el promedio de cuatro repeticiones.	45
Figura 13. Porcentaje de germinación de semillas en función del tamaño de la inflorescencia y de la concentración de peróxido de hidrógeno (H_2O_2).	48
Figura 14. Porcentaje de contaminación en semillas de <i>L. graveolens</i> según tamaño de inflorescencia y concentración de H_2O_2 .	49

RESUMEN

Lippia graveolens Kunth, conocida comúnmente como orégano mexicano, representa una especie aromática de relevancia económica, ecológica y cultural en las regiones áridas y semiáridas de México. Debido a que su aprovechamiento comercial ocurre principalmente durante la etapa de floración, la formación de frutos y semillas puede verse reducida, lo que resalta la importancia de estudiar su comportamiento reproductivo y desarrollar estrategias que favorezcan su propagación. En este contexto, el presente trabajo tuvo como propósito evaluar la germinación *in vitro* de semillas obtenidas de inflorescencias de diferentes tamaños, así como analizar el efecto de tratamientos de imbibición con peróxido de hidrógeno (H_2O_2) sobre su respuesta germinativa. Con el fin de identificar el estado óptimo de madurez fisiológica y reducir la contaminación microbiana que afecta el establecimiento *in vitro*.

La investigación se desarrolló en dos etapas: (1) Capacidad de germinación según el tamaño de la inflorescencia, y (2) Evaluación de la germinación en semillas provenientes de diferentes tamaños de inflorescencia e imbibición en diferentes concentraciones de H_2O_2 . Se registró el porcentaje de germinación y contaminación de cada tratamiento.

Los resultados mostraron que el tamaño de la inflorescencia es un factor determinante para la capacidad germinativa de la semilla. Las semillas de inflorescencias de 0.8 cm presentaron los mayores porcentajes de germinación tanto en la Etapa 1 (43.75 %) como en la Etapa 2 (43.75 % con H_2O_2 al 30 %), confirmando que este tamaño corresponde al punto óptimo de madurez. Asimismo, el tratamiento con 30 % de H_2O_2 redujo la contaminación superficial (23.75–28.75%) y estimuló la activación metabólica, mientras que los testigos (0 %) registraron los valores más altos de contaminación (70–72 %) y más bajos en la capacidad de germinación. El H_2O_2 en concentraciones de 50 % puede causar una disminución de microorganismos, pero llega a afectar la germinación por una posible fitotoxicidad.

Se concluye que: (1) las inflorescencias de 0.8 cm generan semillas fisiológicamente maduras y con mayor capacidad germinativa; (2) el H₂O₂ al 30 % es el tratamiento más efectivo para reducir la contaminación y favorecer la germinación; y (3) la contaminación microbiana constituye un factor crítico que limita el establecimiento *in vitro* de la especie. Los resultados aportan elementos clave para desarrollar protocolos de propagación más eficientes que contribuyan a la conservación y aprovechamiento sustentable del orégano mexicano.

Palabras clave: *Lippia graveolens*, germinación *in vitro*, peróxido de hidrógeno, contaminación microbiana.

1. INTRODUCCIÓN

El orégano es un término utilizado para nombrar diversas especies aromáticas empleadas como condimento, agrupando más de 60 especies y subespecies distribuidas principalmente en las familias Lamiaceae y Verbenaceae. Entre las de mayor relevancia destacan el orégano mediterráneo o europeo (*Origanum vulgare* subsp. *hirtum* y *O. vulgare* subsp. *gracile*), así como el orégano mexicano, representado principalmente por *Lippia graveolens* y *L. palmeri* (Huerta, 1997).

De acuerdo con Franz & Novak (2015), estas especies se encuentran distribuidas en seis familias botánicas y abarcan alrededor de 18 géneros. Dentro de la familia Verbenaceae se presentan diferentes tipos reproductivos, entre ellos especies hermafroditas, dioicas y monoicas. En este grupo se encuentra *Lippia graveolens*, conocida comúnmente como orégano mexicano, una planta aromática originaria del sur de Estados Unidos, México y parte de América Central (Villavicencio-Gutiérrez et al., 2010).

En México, esta especie constituye un recurso forestal no maderable de importancia económica, ya que se adapta de manera favorable a ambientes áridos y semiáridos (Infoagro, 2006). Se caracteriza por ser un arbusto aromático perenne ampliamente aprovechado por su producción de hoja seca, la cual alcanza cerca de 6,500 toneladas anuales a nivel nacional. Una proporción importante de esta producción se destina al mercado internacional, lo que refleja su valor comercial. Además, de sus hojas se obtiene aceite esencial de interés industrial, utilizado en la elaboración de alimentos procesados, bebidas, productos farmacéuticos, cosméticos y otros derivados.

Tanto la hoja seca como el aceite esencial tienen como mercados principales Estados Unidos, Italia y Japón (Gaby et al., 2003).

Es importante destacar que esta especie proviene de poblaciones silvestres y generalmente se colecta durante su etapa de floración. Esta práctica impide que la planta complete su ciclo reproductivo y produzca semillas, lo que limita su capacidad de

dejar descendencia natural. Por ello, resulta necesario investigar y desarrollar nuevas estrategias de propagación. Si no se garantiza la producción de semillas, se pone en riesgo la disponibilidad futura de la especie, tanto para su aprovechamiento como para su conservación. Dentro de los recursos fitogenéticos de interés, el orégano ha sido señalado por el International Plant Genetic Resources Institute como una especie con alto potencial de aprovechamiento; no obstante, su uso y desarrollo productivo aún se consideran limitados, por lo que permanece catalogado como un recurso vegetal subutilizado (Padulosi, 1996).

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Evaluar el tamaño de la inflorescencia de *L. graveolens* Kunth y su influencia en la germinación de las semillas en condiciones *in vitro*.

2.2 Objetivos específicos

- 1** Clasificar en base a tamaños las inflorescencias de *L. graveolens* Kunth recolectadas en General Cepeda, Coahuila.
- 2** Evaluar la germinación de semillas provenientes de diferentes tamaños de inflorescencias en el medio nutritivo PCL2 en condiciones *in vitro*.
- 3** Comparar la germinación y contaminación de las semillas tratadas con H₂O₂ en concentraciones de 30 y 50%, en el medio nutritivo PCL2 en condiciones *in vitro*.
- 4** Identificar el tamaño de inflorescencia con semillas con mayor eficiencia reproductiva.

3. HIPOTESIS

El tamaño de la inflorescencia de *L. graveolens* Kunth y la aplicación de diferentes concentraciones de peróxido de hidrógeno (H_2O_2) influyen en el porcentaje de germinación de las semillas en condiciones *in vitro*.

3.1 Hipótesis nula (H_0)

El tamaño de la inflorescencia y las concentraciones de peróxido de hidrógeno (H_2O_2) no influyen significativamente en el porcentaje de germinación de las semillas.

3.2 Hipótesis alternativa (H_1)

El tamaño de la inflorescencia y al menos una de las concentraciones de peróxido de hidrógeno (H_2O_2) influyen significativamente en el porcentaje de germinación de las semillas.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

Lippia graveolens se considera un recurso forestal no maderable que se distribuye principalmente en las zonas áridas y semiáridas de México. Debido a sus características aromáticas y a su importancia comercial, es reconocida en el mercado internacional como orégano mexicano (Infoagro, 2006). Su uso más común se encuentra en la gastronomía, donde se emplea como condimento y como conservador natural en distintos alimentos tradicionales de la cocina mexicana. Además, de sus hojas se extrae aceite esencial utilizado en diferentes sectores industriales, entre ellos el farmacéutico, el de bebidas y el cosmético. De igual manera, diversos estudios han reportado que esta especie presenta propiedades de interés biológico, destacando su actividad medicinal, antimicrobiana y antioxidante (Arcila-Lozano et al., 2004; Ávila-Sosa et al., 2010).

4.1 Clasificación taxonómica

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de *L. graveolens* Kunth.

Categoría	Clasificación
Reino	Plantae
Subreino	Tracheobionta
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsidae
Subclase	Asteridae
Orden	Lamiales
Familia	Verbenaceae
Género	<i>Lippia</i>
Especie	<i>graveolens</i>

De acuerdo con O'Leary et al. (2012), actualmente *Lippia graveolens* se reconoce como sinonimia de *Lippia origanoides*, de acuerdo con las actualizaciones taxonómicas realizadas dentro del género *Lippia*.

4.2 Descripción botánica

Lippia graveolens es un arbusto perenne de hábito caducifolio, caracterizado por la pérdida de follaje durante determinadas épocas del año, principalmente en periodos de sequía. Esta planta puede alcanzar hasta 2 metros de altura y desarrollar una cobertura foliar de aproximadamente 1 metro de diámetro. Presenta una estructura altamente ramificada, un ritmo de crecimiento relativamente acelerado y una vida útil que oscila entre cinco y diez años. Su distribución geográfica abarca principalmente las regiones semiáridas de México y de América Central, donde destaca por su notable tolerancia a las condiciones de sequía (Mata-González y Meléndez-González, 2005). Además, el orégano de monte suele encontrarse en áreas de vegetación secundaria, lo que indica cierta resistencia o adaptabilidad frente a disturbios ambientales (Calvo-Irabien et al., 2008).

4.2.1 Hojas

El follaje brota dos semanas después del inicio de las lluvias y se completa en seis; al disminuir la humedad, las hojas amarillean y caen también en seis semanas (Martínez, 1993, Calvo-Irabien et al., 2008). Las hojas miden 1–3 largo × 0.5–1.5 cm de ancho, son ovaladas, opuestas o alternas, con margen liso o ligeramente dentado. Presentan vellosidades en el haz, textura rugosa, borde crenado y pecíolos de 0.2–1.3 cm (Galván et al., 2023).

4.2.2 Flores e inflorescencias

Tras un periodo aproximado de siete semanas desde la formación de la biomasa foliar, *Lippia graveolens* comienza su etapa reproductiva, poseyendo además la facultad de autopolinización (Calvo-Irabien et al., 2008). El espécimen desarrolla flores blanquecinas de dimensiones discretas, las cuales se organizan en inflorescencias axilares con morfología de espiga; estas presentan medidas promedio de 0.4 cm de longitud por 0.7 cm de anchura y se sostienen sobre pedúnculos cortos de porte erecto (Figura 1). Presentan brácteas ovaladas y cáliz glandular de 1–2 mm (Galván et al., 2023). Las flores, zigomorfas y sésiles, miden ~4 mm, duran 13 días y forman espigas capitadas con ~10 flores (Rzedowski y Calderón 2002; Ocampo-Velázquez et al., 2009).

4.2.3 Sistema de reproducción

A diferencia del comportamiento dioico que ha sido reportado tradicionalmente para otros integrantes de este mismo género (Troncoso, 1961), los grupos poblacionales evaluados en este trabajo se caracterizan por el desarrollo de flores hermafroditas. El gineceo es súpero, bicarpelar y con dos óvulos; el estigma es bifido. El androceo cuenta con cuatro estambres didínamos, epipétalos y con anteras biloculares. Los estambres permanecen incluidos en la corola y liberan polen por dehiscencia longitudinal (Ocampo-Velázquez et al., 2009).

4.2.4 Fruto

Entre los meses de octubre y noviembre se registra el periodo óptimo para la recolección de semillas, coincidiendo con la senescencia y desprendimiento del follaje de la planta (Calvo-Irabien et al., 2008). En esta etapa, los frutos —que consisten en cápsulas secas cuya formación inicia apenas dos o tres semanas tras la floración— alcanzan su completa madurez fisiológica en la mayoría de las áreas geográficas donde se distribuye la especie.



Figura 1. Inflorescencia de *L. graveolens*.

4.2.5 Semillas

Las semillas son ovoides, de color café y menores de 0,5 mm, (Figura 2), con una densidad aproximada de 2.100.000 semillas por kilogramo. Al establecerse parámetros óptimos de disponibilidad hídrica junto con rangos térmicos de 15 a 20 °C, el brote de las semillas ocurre alrededor de una semana después de la siembra. (Calvo-Irabien et al., 2008).



Figura 2 . Semillas de *L. graveolens*.

4.3 Distribución geográfica

L. graveolens Kunth, pertenece dentro del grupo de las verbenáceas (Verbenaceae) y popularmente denominado orégano mexicano, consiste en un espécimen botánico aromático cuyo rango biogeográfico nativo se extiende en el continente americano, localizándose desde la franja meridional de la Unión Americana, cruzando por la geografía de la República Mexicana, hasta alcanzar diversas áreas de Centroamérica. Esta especie se ha identificado como originaria de estas zonas, lo que resalta su adaptación a diversos ecosistemas de clima cálido y semiárido, además de su relevancia ecológica y cultural en dichos territorios (Villavicencio-Gutiérrez et al., 2010). La localización geográfica y los puntos específicos de presencia de estas poblaciones dentro de la República Mexicana se encuentran georreferenciados en el mapa de la Figura 3.



Figura 3. Mapa que muestra la presencia de especies de orégano en distintas regiones de México, elaborado a partir de los registros del herbario virtual de la CONABIO (2012).

En México, *L. graveolens* Kunth crece de manera silvestre y abundante en diversas regiones que presentan climas cálidos, secos y templados, distribuyéndose en un total de 24 estados dentro del país. La mayor explotación de esta planta se concentra principalmente en la región del Desierto Chihuahuense, una vasta extensión territorial que abarca aproximadamente 630.000 kilómetros cuadrados. Esta zona comprende no solo áreas de los estados estadounidenses de Texas y Nuevo México, sino también de varios estados mexicanos. Granados-Sánchez et al., 2011).

Los ecosistemas donde prospera el orégano mexicano son principalmente áridos y semiáridos, caracterizados por la presencia de pastizales y dunas. En estados como Coahuila, Durango y Chihuahua, el cultivo y aprovechamiento del orégano mexicano (*L. graveolens* Kunth) se han transformado en un pilar de sustento económico crucial para los núcleos poblacionales en situación de vulnerabilidad que radican en estas regiones (Figura 4).

Además de los estados mencionados, otras entidades como Jalisco, Zacatecas, Querétaro, Sinaloa, San Luis Potosí, Hidalgo y Baja California también participan en la comercialización del orégano en su forma de greña (planta seca sin procesar). La producción anual de orégano mexicano en estas regiones alcanza aproximadamente las 6.500 toneladas. (Castillo et al., 2017; Díaz-de León et al., 2020; Galván et al., 2023).

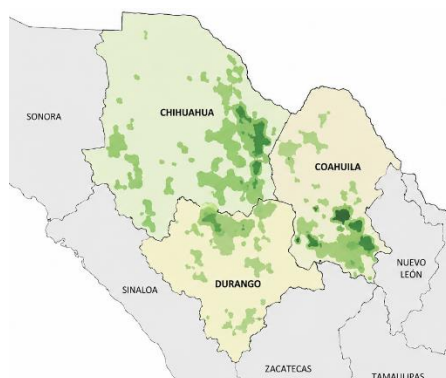


Figura 4. Distribución geográfica de poblaciones de orégano en los estados de Coahuila, Durango y Chihuahua. Adaptado de Bojórquez-Chávez (2017).

Frente al panorama contemporáneo de degradación de la cubierta vegetal y reducción

del capital biológico en el territorio nacional, se ha intensificado el interés por la explotación de recursos forestales no maderables (RFNM). Entre estos, las especies utilizadas como condimentos sobresalen como un modelo de rentabilidad sustentable, permitiendo la generación de excedentes financieros a partir de los ecosistemas boscosos salvaguardando, al mismo tiempo, su integridad estructural.

4.4 Importancia económica

El orégano constituye un recurso vegetal de gran importancia económica dentro del mercado internacional de especias y condimentos. En este contexto, México destaca entre los principales países productores y exportadores de *Lippia graveolens*, con una producción anual estimada en aproximadamente 6,500 toneladas. Una parte considerable de esta producción se destina al comercio exterior, lo que posiciona al país como un participante relevante dentro de la cadena productiva y de comercialización del orégano mexicano (Huerta, 2002).

De la producción nacional anual, cerca del 85 % se exporta principalmente hacia Estados Unidos de América, mientras que alrededor del 5 % se comercializa en países pertenecientes a la Unión Europea. El porcentaje restante se distribuye dentro del mercado interno nacional (SEMARNAT, 2009). La demanda internacional de esta especie está estrechamente relacionada con la calidad del aceite esencial obtenido a partir de sus hojas, debido a que este posee compuestos de alto valor utilizados en las industrias farmacéutica, alimentaria y cosmética (Leyva-López et al., 2017).

En los últimos años, el interés comercial por el orégano mexicano ha mostrado un crecimiento importante, incrementando su presencia en mercados nacionales e internacionales. Además de su valor como condimento, representa una materia prima de interés para distintos sectores industriales. Durante el año 2005, México registró una producción aproximada de 368.05 toneladas, con un valor económico cercano a 3.9 millones de pesos. Entre los años 2003 y 2008 se observó un incremento sostenido en la demanda mundial, fortaleciendo la participación del país en el comercio internacional de esta especie.

Las principales zonas productoras de orégano en México se localizan en los estados de Chihuahua, Durango, Tamaulipas, Coahuila, Zacatecas, Querétaro, Hidalgo y Baja California Sur, donde las características ambientales y geográficas favorecen el desarrollo natural de *Lippia graveolens* (Villa-Castorena et al., 2011; Flores-Hernández et al., 2011).

Para el año 2011, el orégano mexicano mantenía su relevancia económica a nivel nacional e internacional. Aproximadamente el 90 % de la cosecha se destinaba al mercado exterior, reflejando la alta aceptación de este producto fuera del país. Esta preferencia se atribuye principalmente a la calidad del aceite esencial obtenido de *Lippia graveolens*, cuya composición química ha sido considerada superior en comparación con la de países tradicionalmente productores como Grecia y Turquía (INIFAP, 2010a; García-Valenzuela, 2012).

Dentro del aprovechamiento comercial de esta especie, las partes más utilizadas corresponden principalmente a hojas y flores. La recolección suele realizarse durante la etapa de floración, generalmente en temporada de verano, antes de la apertura total de las flores. En relación con la productividad, durante el primer año de cultivo se pueden obtener rendimientos de entre tres y cuatro toneladas de biomasa verde por hectárea. Sin embargo, durante el secado ocurre una disminución considerable del peso, debido a la pérdida de humedad del material vegetal.

Además de emplearse como condimento en la alimentación, el material recolectado también se aprovecha para la extracción de aceite esencial, producto ampliamente utilizado en diversas industrias. En términos de rendimiento, se estima que por cada tonelada métrica de planta seca se obtienen aproximadamente dos kilogramos de aceite esencial, equivalentes a cerca de 30 kilogramos por hectárea cultivada (SEMARNAT, 2011).

4.5 Usos y aplicaciones

Más allá de su uso culinario, las hojas secas del orégano mexicano han sido

tradicionalmente empleadas en la medicina popular debido a sus propiedades terapéuticas, destacándose su uso como analgésico para aliviar dolores, antiinflamatorio para reducir inflamaciones, antipirético para controlar la fiebre y antiespasmódico para tratar los espasmos musculares (Pascual et al., 2001; Flores-Martínez et al., 2016).

Estudios previos muestran que las hojas de orégano son ricas en polifenoles, donde destacan los terpenos responsables del aroma (carvacrol, timol) y flavonoides (Bautista-Hernández et al., 2021). La bioactividad engloba propiedades antioxidantes, nutraceuticas (Bautista-Hernández et al., 2021; Ramos et al., 2021); antiinflamatorias (Leyva-López et al., 2016) fotoprotector (Torres-Contreras et al., 2022), antivirales (Pilau et al., 2011), bactericida (Paredes-Aguilar et al., 2007; Gracia-Valenzuela et al., 2022); antifúngica (Herrera-Rodríguez et al., 2019; Medina-Romero et al., 2022; Colín-Chávez et al., 2022), antiprotozoaria (Alnomasy et al., 2021), antinematocida (Olmedo-Juárez et al., 2022), antiproliferativa (Criollo-Mendoza et al., 2022), citotóxica (Amador et al., 2020); pesticida (Medina-Romero et al., 2021). Sus aplicaciones abarcan la industria alimenticia, cosmética, farmacéutica, agropecuaria, acuícola.

4.6 Principios activos

En la actualidad, el orégano representa una especie vegetal de gran interés debido a la creciente demanda de sus compuestos minerales y, especialmente, de sus aceites esenciales. Estos metabolitos secundarios son ampliamente valorados por sus propiedades antioxidantes, las cuales se relacionan principalmente con la presencia de compuestos fenólicos como el carvacrol y el timol, reconocidos por su actividad biológica y su potencial de aplicación en distintos sectores industriales.

La composición química de los aceites esenciales puede presentar variaciones importantes, ya que depende de diversos factores ambientales y de manejo. Entre los principales elementos que influyen se encuentran las condiciones climáticas donde se desarrolla la planta, la etapa fenológica en la que se realiza la cosecha, así como los

procedimientos de deshidratación y las condiciones de almacenamiento posteriores a la extracción (Dafarera et al., 2000; Calvo-Irabien et al., 2008).

En términos generales, los aceites esenciales están constituidos por mezclas complejas de compuestos orgánicos, dentro de los cuales destacan principalmente los monoterpenos y sesquiterpenos. Estos metabolitos son responsables del aroma característico de la planta y, además, participan directamente en sus propiedades biológicas. En el caso de *Lippia graveolens*, se han identificado compuestos como timol, carvacrol, p-cimeno y β -cariofileno, los cuales aportan características importantes relacionadas con su fragancia, además de contribuir a su capacidad antioxidante y a su potencial farmacológico (Bautista Hernández et al., 2021).

4.7 Técnicas de propagación del orégano

Según Fretes (2010), la propagación del orégano puede realizarse a través de dos métodos:

- **Sexual:** mediante el uso de semillas.
- **Asexual:** utilizando partes vegetativas como esquejes, acodos, división de plantas o hijuelos.

4.7.1 Propagación asexual

La reproducción asexual representa uno de los métodos más empleados en la propagación de *Lippia graveolens*, ya que permite producir plantas con características genéticas uniformes y favorece un establecimiento más rápido del cultivo. En comparación con la propagación mediante semilla, este método disminuye la variabilidad genética entre individuos y contribuye a obtener una mayor uniformidad en el desarrollo de las plantas (Castellanos-Hernández et al., 2013).

4.7.2 Propagación por técnicas *in vitro*

En el género *Lippia* se han desarrollado distintos protocolos de propagación *in vitro* en varias especies. La fase de establecimiento se ha realizado principalmente a partir de

semillas o mediante el uso de segmentos nodales, de acuerdo con diversos estudios realizados en este género (Urrea et al., 2009; Castellano-Hernández, 2013; Ianicelli et al., 2016; Aguilar-Morales et al., 2021).

4.7.3 Propagación sexual

La propagación por vía seminal estimula la recombinación y diversidad genética en las poblaciones. Este proceso se ejecuta habitualmente empleando contenedores alveolados (bandejas), macetas o mediante establecimiento en campo abierto. Al optar por la siembra en sitio definitivo, es indispensable acondicionar el sustrato para lograr una consistencia porosa, desagregada y adicionada con enmiendas orgánicas tales como hojarasca descompuesta, turba y arena, optimizando así la respuesta germinativa (Klauer, 2009).

4.8 Germinación

La germinación depende tanto de factores bióticos como abióticos. Implica procesos fisiológicos complejos, asociados a latencia fisiológica, viabilidad reducida, o condiciones específicas de luz, temperatura o humedad. En el género *Lippia*, las respuestas varían entre las accesiones y especies de este género.

4.8.1 Aspectos fisiológicos de la germinación género *Lippia*

La propagación sexual del género *Lippia* está asociado a la morfología de las semillas, sus requerimientos ecofisiológicos específicos y la viabilidad durante el almacenamiento. Estudios recientes han abordado estas problemáticas desde enfoques ecológicos y biotecnológicos en especies de *Lippia*.

4.8.2 Requerimientos térmicos

La temperatura representa un factor determinante en la germinación de *Lippia*. Las semillas de *L. graveolens* y *L. javanica* inician su germinación a 15°C, alcanzan su máxima germinación a 25°. Mientras en *L. multiflora* alcanza su máximo a temperatura de 35°C (Mattana et al., 2017).

En algunas otras especies las temperaturas alternas (que simulan las fluctuaciones día/noche) tienen un efecto restrictivo en el rango térmico permisivo para la

germinación. Específicamente las temperaturas alternas elevan la temperatura base (T_b) de germinación de aproximadamente 3-6 ° C (en condiciones constantes) a 7-12° C, sugiriendo una estrategia adaptativa para limitar la germinación durante períodos fríos desfavorables (Galíndez et al, 2017). Estos valores bases, indican que diferentes especies del género presentan adaptaciones térmicas específicas relacionadas con sus hábitats.

4.8.3 Fotoblastismo

En distintas especies del género *Lippia*, la germinación está estrechamente influenciada por la luz, la cual funciona como un mecanismo que permite a la semilla detectar la profundidad a la que se encuentra en el suelo. De acuerdo con Galíndez et al. (2017), especies como *Lippia turbinata* en sus variedades *turbinata* y *magnifolia* presentan fotoblastismo positivo. Asimismo, en *Lippia integrifolia* se observó un fotoblastismo positivo cuantitativo, donde la exposición a la luz incrementó de manera significativa el porcentaje de germinación. Esta respuesta se asocia principalmente con el reducido tamaño y peso de las semillas (menores a 1 mg), lo que representa una adaptación que evita la germinación en profundidades donde las reservas almacenadas no serían suficientes para permitir la emergencia y establecimiento de la plántula (Galíndez et al., 2017).

Por otra parte, la respuesta germinativa frente a la luz puede variar entre especies del mismo género. Pimenta et al. (2007) reportaron que las semillas de *Lippia filifolia* mostraron mejores porcentajes de germinación en ausencia de luz, mientras que en *Lippia rotundifolia* la germinación fue mayor bajo condiciones de iluminación. En contraste, *Lippia sidoides* presentó capacidad germinativa tanto en presencia como en ausencia de luz, lo que evidencia diferencias fisiológicas en los requerimientos de germinación entre especies del género.

4.8.4 Dormancia

Se ha documentado la presencia de dormancia y variaciones en la viabilidad según el tiempo de almacenamiento; mientras algunas especies germinan mejor recién

cosechados, algunos otros lotes después de un tiempo de almacenamiento, por lo que el manejo poscosecha es crítico. Aunque las semillas de *L. multiflora* toleran la desecación (contenido de humedad ~ 14%) su viabilidad se ve comprometida drásticamente (del 42.25% al 11.75% en tres meses). No obstante, la conservación en condiciones de refrigeración (7° C) no solo preserva su viabilidad, sino que puede incrementar el porcentaje de germinación hasta un 53% después de tres meses) posiblemente debido a la dormancia fisiológica inducida por el frío (Mattana et al., 2017).

4.8.5 Características morfológicas y conservación de germoplasma

La morfología de la semilla influye directamente en el manejo y pureza de los lotes. En *L. multiflora* las semillas se caracterizan por su tamaño (0.34 ± 0.1 mm) y una alta densidad (~4032 semillas g⁻¹) lo que complica los procesos de limpieza y selección, resultando en purezas específicas cercanas al 70% (Kone et al., 2020).

4.8.6 Germinación *in vitro*

La germinación *in vitro* se ha usado principalmente para obtener plantas axénicas que sirvan de fuente de explantes para la micropropagación, los estudios describen el uso de semillas establecidas con diferentes protocolos de asepsia, en diferentes medios y sus concentraciones y registran buen establecimiento inicial para la producción de material libre de contaminación (Moreno et al., 2021)

En *L. nodiflora*, el protocolo de asepsia que se empleo fue con HgCl₂, al 0.1% durante 5 minutos. (Mood et al., 2021).

Respecto a la composición del medio de cultivo Mood et al. (2021) reportaron un máximo de germinación (85.26%) y el mejor desarrollo de plántula al utilizar el formulado basal Murashige y Skoog (MS) reducido a la mitad de su fuerza iónica original (1-2% MS). El incremento al 2% de sacarosa tuvo efectos negativos reduciendo la tasa de germinación y retrasando el crecimiento, lo que sugiere una sensibilidad de las semillas al estrés osmótico en etapas tempranas del desarrollo.

4.8.7 Germinación de *L. graveolens*

Gómez-García (2015) señala en su estudio que *L. graveolens* presenta una viabilidad de semilla promedio del 75%, sin que el color de la semilla influya significativamente en dicho porcentaje, mientras Hernández et al. (2013) mencionan que las semillas maduras (marrón) presentan una mayor germinación que las inmaduras (verdes).

Las investigaciones sobre la propagación de *L. graveolens* mediante semillas señalan que esta especie presenta tasas de germinación que oscilan entre el 47 % y el 70 % y que dicho proceso se desarrolla en un lapso aproximado de 12 a 18 días (Castellano-Hernández et al., 2013; Aguilar-Morales et al., 2021). Sin embargo, las semillas pueden mostrar latencia. La etapa óptima para recolectarlas es cuando el fruto (cápsula) ya se ha secado y muestra una coloración café, lo cual sucede usualmente entre noviembre y enero. Recolectarlas cuando la planta aún conserva un follaje abundante implica el riesgo de que no hayan alcanzado su madurez fisiológica, lo que repercute negativamente en su viabilidad (SEMARNAT, 2011).

4.9 Componentes Esenciales de la Calidad de Semillas

4.9.1 Genética

Esta propiedad es propia de cada variedad y define el potencial de la planta para lograr altos rendimientos, mejorar la calidad de la semilla y presentar mayor tolerancia frente a factores de estrés, tanto de origen biótico como abiótico (Muñoz-Miranda, 2019).

4.9.2 Fisiológica

Esta propiedad biológica se articula mediante tres componentes determinantes según lo descrito por **González-Hernández (2013)**. El primero es la **viabilidad**, que denota el mantenimiento del metabolismo basal y la integridad celular del embrión, el cual dispone de la maquinaria enzimática activa indispensable para catalizar las rutas bioquímicas del desarrollo. En segundo lugar se encuentra la **germinación**, entendida como el proceso fisiológico que culmina con la ruptura de la testa o cubierta seminal

debido a la protrusión de la radícula, seguido por la diferenciación de los tejidos embrionarios que darán origen a una plántula morfológicamente normal en entornos favorables. Finalmente, el **vigor** celular actúa como el parámetro de calidad que gobierna la velocidad, la sincronía y el éxito de la emergencia, asegurando un óptimo establecimiento inicial en el sustrato.

4.9.3 Física

Se refiere a atributos como el tamaño, peso y uniformidad de las semillas, además de su pureza, la cual implica la ausencia de semillas de otras especies cultivadas, malezas o materiales extraños.

4.9.4 Sanitaria

Este concepto define el estatus fitosanitario e inocuidad del lote, caracterizado por la ausencia rigurosa de agentes etiológicos o vectores biológicos —tales como consorcios fúngicos, entidades bacterianas, viriones, nematodos o fitófagos— con el potencial de inducir fitopatologías o deteriorar la viabilidad del material seminal (González-Hernández, 2013).

4.10 Tratamientos pre-germinativos

El peróxido de hidrógeno (H_2O_2) es un compuesto con alta capacidad oxidante y desinfectante utilizado en agricultura para eliminar microorganismos patógenos en follaje, sustratos y agua de riego; su descomposición libera oxígeno, favoreciendo la oxigenación radicular y mejorando el suelo (ArQuimi, 2018).

Además de su acción antimicrobiana, el H_2O_2 participa en la fisiología vegetal como molécula señalizadora en mecanismos de defensa y respuesta al estrés; su incremento por sobreexpresión de glucosa oxidasa en plantas transgénicas reduce daños por hongos como *Rhizoctonia*, *Verticillium*, *Phytophthora* y *Alternaria*, aunque concentraciones elevadas pueden ser fitotóxicas (Zappacosta, 2004). También se genera como subproducto de la fotosíntesis y es regulado por sistemas antioxidantes que protegen a la célula; en niveles adecuados favorece la aclimatación al estimular

carbohidratos y proteínas (Wojtyla et al., 2016; Veloso et al., 2021).

En el transcurso del proceso germinativo, la homeostasis del H_2O_2 dentro de la matriz oxidativa celular opera como un reóstato que calibra la velocidad de emergencia y salvaguarda las estructuras celulares contra el estrés deletéreo, mecanismo mediado por la modificación oxidativa selectiva de dianas proteicas y transcritos de ARNm (Bailly et al., 2008; Mhamdi & Van Breusegem, 2018). La adición exógena de este compuesto actúa como un inductor en la biogénesis y funcionalidad del ácido giberélico (AG_3), promoviendo una óptima modulación del balance fitohormonal durante las etapas posteriores al brote (Bahin et al., 2011). Adicionalmente, aquellos propágulos sometidos a potenciales hídricos restrictivos o escenarios de salinidad que reciben tratamientos con H_2O_2 exhiben un incremento significativo en sus tasas de germinación y subsecuente vigor ontogénico (Dos Santos-Guaraldo et al., 2023)

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Ubicación del sitio experimental

Las fases experimentales de esta investigación se desarrollaron en las instalaciones del Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales, adscrito al Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), complejo académico situado en la localidad de Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. El espacio geográfico de experimentación se localiza cartográficamente bajo las coordenadas de latitud norte $25^{\circ}21'17''$ y longitud oeste $101^{\circ}01'54''$, registrando una elevación sobre el nivel del mar de 1782 metros. Los pormenores espaciales y la delimitación de dicha área se esquematizan en la Figura 5.



Figura 5. Vista satelital del sitio experimental: UAAAN, Saltillo, Coahuila, Fuente: Google Earth (2025), imagen capturada el 25 de septiembre de 2025.

5.2 Material vegetal

El material biológico (inflorescencias) fue recolectado durante el mes de enero de 2025 dentro de una superficie agrícola experimental localizada en el municipio de General Cepeda, Coahuila, a una distancia de 4 km en dirección oriente respecto a la cabecera municipal. Los parámetros cartográficos sitúan este punto de muestreo bajo las coordenadas geográficas $25^{\circ}22'53.30''$ de latitud norte y $101^{\circ}26'55.52''$ de longitud

oeste, registrando un gradiente altitudinal de 1470 m s. n. m. En términos fitoclimáticos, la región se rige de manera predominante por una condición muy seca semicálida (53% del territorio), complementada por un régimen seco semicálido en un 34%; el resto del mosaico climático se distribuye en franjas de tipo semiseco templado (7%), templado subhúmedo con régimen de lluvias escasas el año entero (5%), y aportaciones marginales del 0.5% correspondientes tanto a la variante seca muy cálida y cálida como a la semifría subhúmedo con precipitaciones escasas a lo largo del ciclo anual.

La temperatura media anual en la región presenta un rango de 8 a 22 °C, mientras que la precipitación anual oscila entre 100 y 700 mm, condiciones que reflejan un ambiente árido a semiárido característico del área de estudio.

5.3 Procedimiento experimental

Una vez colectadas las inflorescencias, para la caracterización física se determinaron las siguientes variables: longitud de inflorescencia, frecuencia por clase de tamaño y número de semillas por inflorescencia.

Para llevar a cabo los siguientes objetivos específicos se consideraron dos etapas.

- Etapa 1. Se evaluó la germinación del tamaño de inflorescencia (0.7, 0.8, 0.9, 1.0 cm) para determinar si el tamaño de inflorescencia influye en el porcentaje de germinación.
- Etapa 2. Se evaluó la germinación con el objetivo de conocer cual concentración de peróxido favorece la germinación al aplicar pre-tratamientos con H_2O_2 y se determinó el porcentaje de contaminación.

5.3.1 Clasificación de inflorescencias por tamaño

Se evaluaron 2000 inflorescencias. Para llevar a cabo la clasificación de las inflorescencias, se midió el diámetro de cada una utilizando un vernier digital marca Truper, con una precisión de 0.01 mm. Las mediciones se realizaron en el punto de mayor longitud de cada inflorescencia.

Se determinaron 11 clases de inflorescencias, clasificadas de acuerdo con su tamaño en milímetros desde 0.4 hasta 1.4 cm, como se describe en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Clasificación de inflorescencias de *L. graveolens* Kunth por tamaño en cm.

Clase	Tamaño (cm)
1	0.4
2	0.5
3	0.6
4	0.7
5	0.8
6	0.9
7	1.0
8	1.1
9	1.2
10	1.3
11	1.4

Este tipo de clasificación permitió una comparación precisa entre tamaños individuales y facilitó posteriores análisis relacionados con la germinación de su semilla.

5.3.2 Obtención de semilla

Como siguiente paso del estudio, se extrajeron manualmente las semillas de cada clase de inflorescencia, separando cuidadosamente cada estructura reproductiva para evitar pérdidas o daños durante el conteo, se registró el número de inflorescencias con semilla, número de inflorescencias sin semilla, y número de semillas por inflorescencia.

5.3.3 Germinación *in vitro*

Las semillas se llevaron a establecimiento, previo un protocolo de asepsia y se sembraron en medio PCL2 (Phillis y Collins, 1979), sin reguladores suplementando con vitaminas, macronutrientes, micronutrientes, solución de fierro y calcio. Se colocaron 20 ml de medio de cultivo en frascos tipo “G”, y se esterilizó en autoclave por 20 min a 121°C.

Subsecuentemente, las unidades de cultivo se trasladaron a la cámara de incubación bajo un régimen térmico controlado de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, acoplado a un fotoperíodo regulado de 18 horas de iluminación y 6 horas de escotofase (oscuridad). El éxito del proceso germinativo se determinó cuantitativamente al constatar la protrusión o emergencia macroscópica de la radícula a través de las cubiertas seminales.

Se evaluó el porcentaje de germinación donde:

$$\text{Porcentaje de germinación} = \left[\frac{\text{Número de semillas germinadas}}{\text{Número de semillas sembradas}} \right] * 100$$

5.4 Etapa 1. Evaluación de la capacidad de germinación

Para realizar la evaluación de germinación, se utilizaron las semillas provenientes de inflorescencias de dos clases de tamaño: 0.8 y 0.9 cm. Cada tamaño constituyó un grupo experimental compuesto por veinte semillas por repetición, con cuatro repeticiones, sumando un total de 240 semillas por tamaño de inflorescencia repartidos en tres tratamientos por clase. Los tratamientos consistieron en imbibición de la semilla en H_2O_2 al 0.0, 30 y 50% v/v.

5.4.1 Protocolo de desinfección de semillas

La desinfección de las semillas se llevó a cabo en varios pasos:

Paso 1. Lavado inicial

- Las semillas se lavaron con agua destilada y una gota de jabón líquido neutro o Tween 20.
- Posteriormente, se realizaron tres enjuagues consecutivos con agua destilada estéril, con una duración de 1 minuto por cada enjuague, con el fin de eliminar completamente los residuos del Tween.

Paso 2. Pretratamiento con cloro comercial

- Las semillas se sumergieron en una solución de cloro comercial al 10% durante 5 minutos. El pre-tratamiento se ilustra en la Figura 5.
- Posteriormente, se realizaron tres enjuagues consecutivos con agua destilada estéril, con una duración de 1 minuto por cada enjuague, con el fin de eliminar completamente los residuos del cloro.



Figura 6. Pre-tratamiento de semillas con cloro comercial al 10%.

Paso 3. Imbibición en peróxido de hidrógeno (H_2O_2)

Este paso es de doble propósito, establecer el material de forma aséptica y generar una respuesta de señalización que favorezca el proceso germinativo. Las semillas se imbibieron en agua oxigenada comercial (11 volúmenes, $\approx 3.3\% H_2O_2$) diluida al 30% durante 24 horas a temperatura ambiente. Al término de la Imbibición, las semillas se enjuagaron cuidadosamente tres veces con agua destilada estéril durante 1 minuto por cada enjuague.

5.4.2 Etapa de establecimiento

Dentro de una campana de flujo laminar horizontal, se continuo con un protocolo de asepsia:

1. Inmersión en alcohol diluido al 70%, con una gota de Tween 20, durante 1 minuto.
2. Tres enjuagues con agua destilada estéril, con una duración de 1 minuto por cada enjuague.

3. Inmersión en agua oxigenada comercial diluida al 30% durante 40 minutos tres enjuagues con agua destilada estéril, con una duración de 1 minuto por cada enjuague.
4. Inmersión en cloro comercial ($\approx 5,25\%$ NaClO) diluido al 10% durante 10 minutos.
5. Se realizaron tres enjuagues consecutivos con agua destilada estéril, con una duración de 1 minuto por cada enjuague.

5.4.3 Siembra en medio de cultivo PCL2

Concluido el proceso de desinfección, las semillas se sembraron en medio de cultivo PCL2 libre de reguladores de crecimiento, adicionada con 0.1 mg L^{-1} de myo-inositol, 0.001 mg L^{-1} de ácido nicotínico, 0.001 mg L^{-1} de piridoxina-HCl, 0.001 mg L^{-1} de tiamina-HCl, 0.001 mg L^{-1} de riboflavina, con 30 g L^{-1} de sacarosa y 4 g L^{-1} de Phytigel (Sigma-Aldrich), ajustado a pH 5.7 y esterilizado en autoclave por 20 min a 121°C y 1.2 atmósferas de presión. Para el ensayo de germinación *in vitro*, se utilizarán inflorescencias de orégano de cuatro tamaños (0.7, 0.8, 0.9, y 1.0 cm) El diseño incluye 6 tratamientos con 4 repeticiones cada uno. Estructuralmente, cada repetición se compone de dos frascos con 10 semillas cada uno, asegurando 20 semillas por unidad.

Cada frasco fue etiquetado con el nombre de la especie, el tamaño de la inflorescencia correspondiente y la fecha de siembra. Posteriormente, se incubaron en condiciones controladas de temperatura 25°C , fotoperiodo con 16 horas luz y 8 de oscuridad, con el fin de favorecer la germinación *in vitro* de las semillas.

El periodo de evaluación de la germinación tuvo una duración de 21 días, durante los cuales se realizaron observaciones diarias a la misma hora (12:00 a.m.), repitiendo las mediciones cada 24 horas. Este horario se mantuvo constante para asegurar la uniformidad en la toma de datos.

5.5 Etapa 2. Evaluación de la germinación en semillas provenientes de diferentes tamaños de inflorescencia e imbibición en diferentes concentraciones de H₂O₂

Cuadro 3. Diseño experimental para la evaluación de la germinación según el tamaño de la inflorescencia y la concentración de H₂O₂.

Tamaño de la inflorescencia (cm)	Concentración de H ₂ O ₂ (%)	Semillas por repetición	Número de repeticiones	Total de semillas por tratamiento
TS-0,8	0	20	4	80
T1-0,8	30	20	4	80
T2-0,8	50	20	4	80
TS-0,9	0	20	4	80
T1-0,9	30	20	4	80
T2-0,9	50	20	4	80

En esta segunda etapa experimental se aplicó el mismo protocolo de pretratamiento y desinfección empleado en la Etapa 1, utilizando el medio de cultivo PCL2 bajo condiciones controladas de cultivo, con una temperatura de 24 ± 1 °C, humedad relativa constante, iluminación de aproximadamente 1.500 lux y un fotoperiodo continuo de 18 horas de luz por 6 de oscuridad. Tras el tratamiento, las semillas fueron enjuagadas tres veces con agua destilada estéril para garantizar la asepsia y mantener la homogeneidad de las condiciones experimentales.

El periodo de evaluación de la germinación tuvo una duración de 21 días, durante los cuales se realizaron observaciones diarias a la misma hora (12:00 p.m.), repitiendo las mediciones cada 24 horas. Este horario se mantuvo constante para asegurar la uniformidad en la toma de datos y evitar variaciones debidas a las condiciones ambientales o al ciclo de luz.

5.5.1 Análisis estadístico

Los datos obtenidos del porcentaje de germinación se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) bajo un diseño factorial 2×3 , donde el primer factor correspondió al tamaño de la inflorescencia (0.8 y 0.9 cm) y el segundo a la concentración de H_2O_2 (0, 30 y 50%).

Se evaluó el efecto individual de cada factor, así como su interacción sobre la germinación de las semillas. Cuando se detectaron diferencias significativas entre tratamientos, se realizó una prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).

Los análisis estadísticos se realizaron mediante el programa InfoStat

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El presente estudio evaluó la germinación *in vitro* de semillas de *L. graveolens* durante un periodo experimental de 21 días, tiempo suficiente para que las semillas completen la emergencia radicular. La ausencia de germinación después de este periodo indica pérdida de viabilidad o presencia de latencia fisiológica, como se ha documentado en el género *Lippia* (Lin et al., 2007).

A continuación, se presentan los resultados obtenidos conforme a las etapas experimentales desarrolladas, se inició con la clasificación morfológica de las inflorescencias y continuando con la evaluación de la germinación de las semillas sometidas a los diferentes tratamientos aplicados.

6.1 Clasificación de inflorescencias por tamaño

La clasificación de las inflorescencias por clase de tamaño permitió organizar el material vegetal de forma sistemática y analizar su relación con la eficiencia reproductiva (Cuadro 4). La mayor concentración de inflorescencias se ubicó entre 0,8 y 0,9 cm (Figura 7), lo que indica que estos tamaños representan el estado de desarrollo predominante en la población analizada.

Este patrón coincide con lo señalado por Ocampo-Velázquez et al. (2009), quienes describen que el número de flores por inflorescencia y su grado de desarrollo están directamente relacionados con la capacidad reproductiva de *L. graveolens* bajo distintas condiciones de manejo.

Asimismo, Lin et al. (2007) destacaron que en el género *Lippia* la madurez floral es determinante en la formación y viabilidad de semillas, especialmente en especies de baja fecundidad natural. Por su parte, SEMARNAT (2011) estableció que en *L. graveolens* la colecta debe realizarse cuando la cápsula está completamente seca, lo cual suele corresponder a tamaños intermedios de inflorescencia.

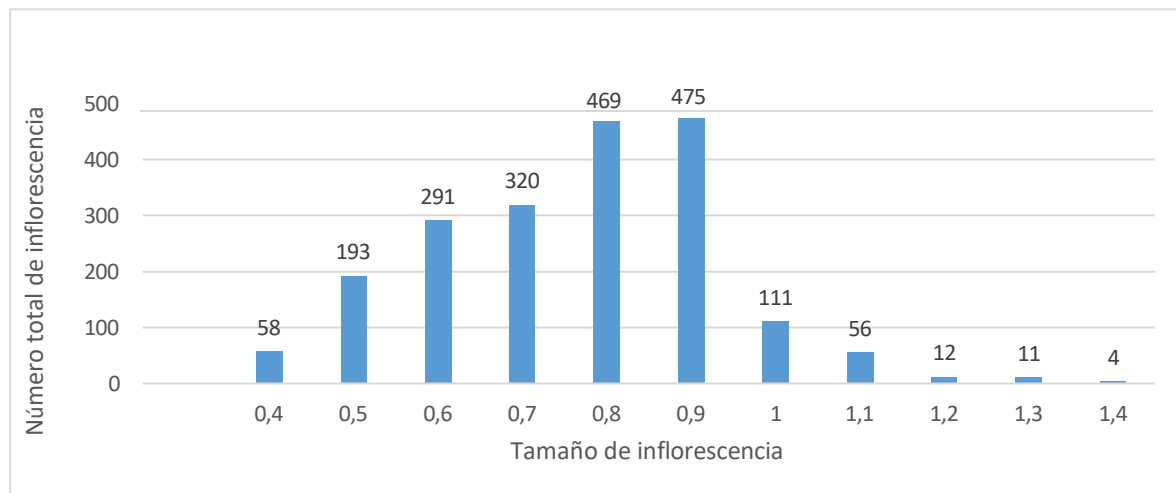


Figura 7. Distribución del número total de inflorescencias según la clase de tamaño.

Cuadro 4. Total, de inflorescencias evaluadas por clase de tamaño, el número de inflorescencias con y sin semilla, el porcentaje de inflorescencias fecundadas y el número total de semillas recolectadas.

Tamaño de inflorescencia (cm)	Total de inflorescencias	Inflorescencias sin semilla	Inflorescencias con semilla	% de inflorescencias con semilla	Total de semillas	Inflorescencias con ≥ 2 semillas
0.4	58	48	10	17.24	13	3
0.5	193	143	50	25.90	83	20
0.6	291	218	73	25.08	117	32
0.7	320	224	96	30.00	126	42
0.8	469	257	212	45.20	392	110
0.9	475	227	248	52.21	414	112
1.0	111	59	52	46.84	104	37
1.1	56	30	26	46.42	62	17
1.2	12	6	6	50.00	6	2
1.3	11	8	3	27.27	6	2
1.4	4	1	3	75.00	5	2
Total	2000	1211	780	40.11	1328	—

6.2 Producción de semillas según el tamaño de la inflorescencia

El análisis de producción de semilla mostró diferencias marcadas entre los distintos tamaños de inflorescencia. Las clases de 0.8 y 0.9 cm presentaron los mayores porcentajes de inflorescencias fecundadas (45.20 % y 52.21 %, respectivamente), así como el mayor número total de semillas (392 y 414 semillas). Este comportamiento sugiere que dichos tamaños representan el punto óptimo de madurez reproductiva (Figuras 7, 8 y 9).

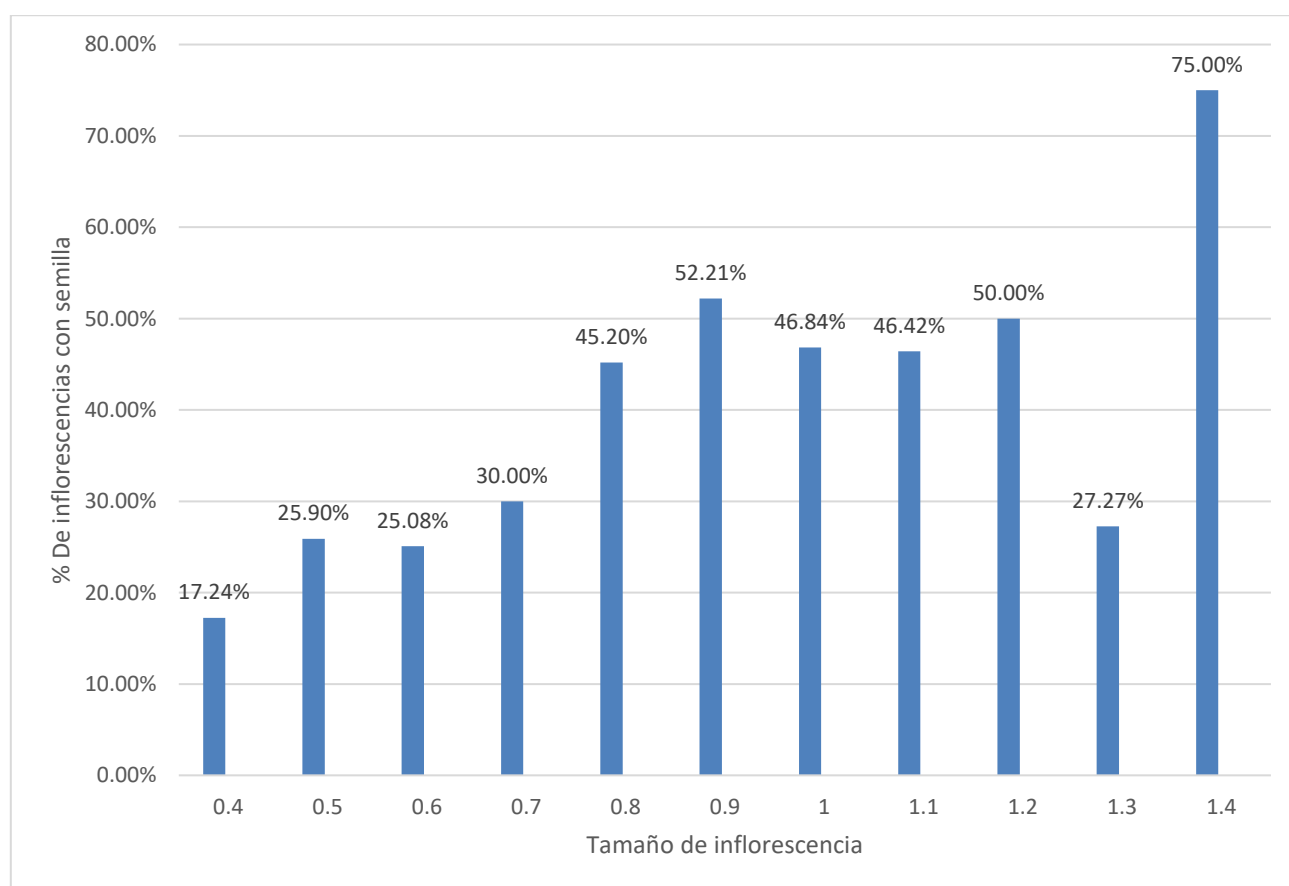


Figura 8. Porcentaje de inflorescencias con semilla según la clase de tamaño.

La disminución observada en las inflorescencias menores de 0.5 cm o mayores de 1.2 cm refuerza lo planteado por Lin et al. (2007) y Calvo-Irabién y Dzib (1997) respecto a que la formación y viabilidad de semillas disminuye cuando la estructura floral aún no

alcanza la madurez o cuando se encuentra en procesos de sobre maduración. Huerta (1997) menciona, además, que las condiciones áridas donde se recolecta esta especie afectan directamente la calidad fisiológica de la semilla, lo que podría explicar la baja fecundidad en tamaños extremos.

La Figura 8 muestra el total de semillas por clase de tamaño, se observó un incremento progresivo hasta 0.8–0.9 cm, seguido de una disminución en las clases mayores.

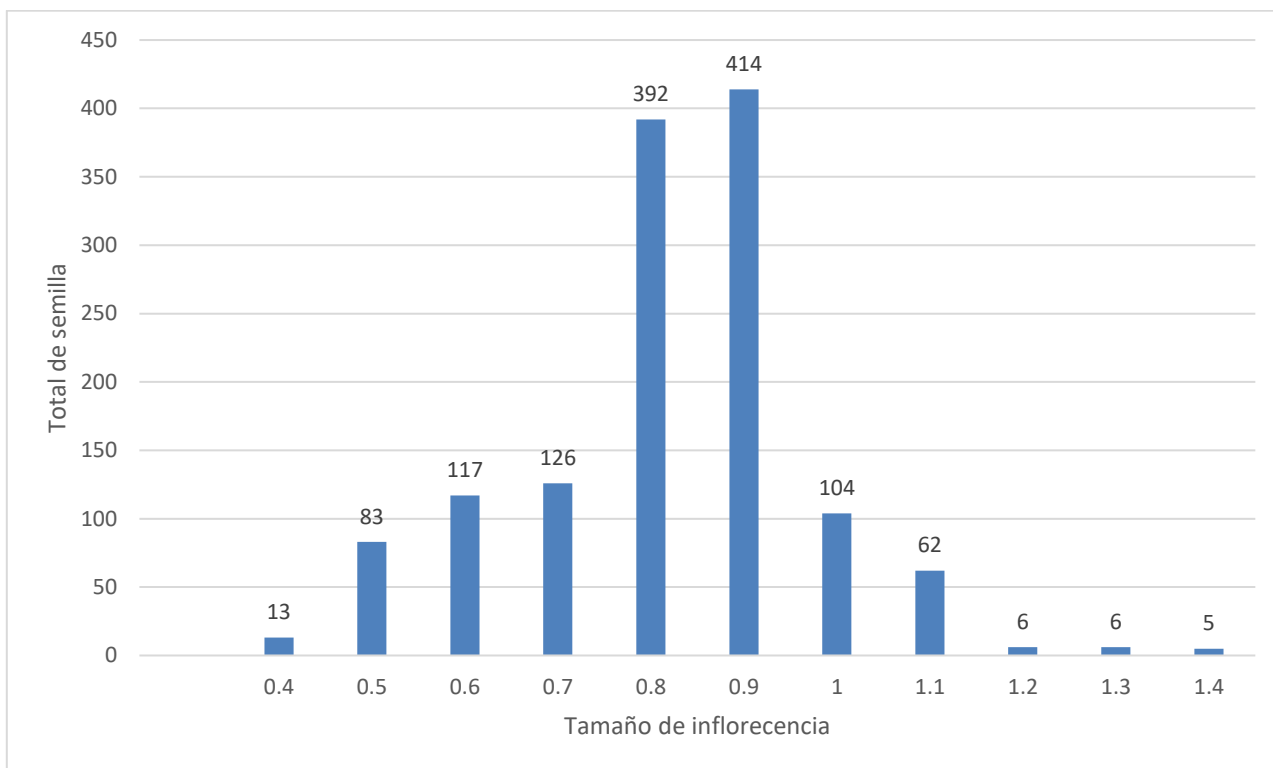


Figura 9. Número total de semillas obtenidas por clase de tamaño de inflorescencia.

En la Figura 9, en las clases de 0.7 a 1.0 cm se observó la mayor proporción de inflorescencias con más de una semilla, lo que sugiere una mayor eficiencia reproductiva en los tamaños intermedios.

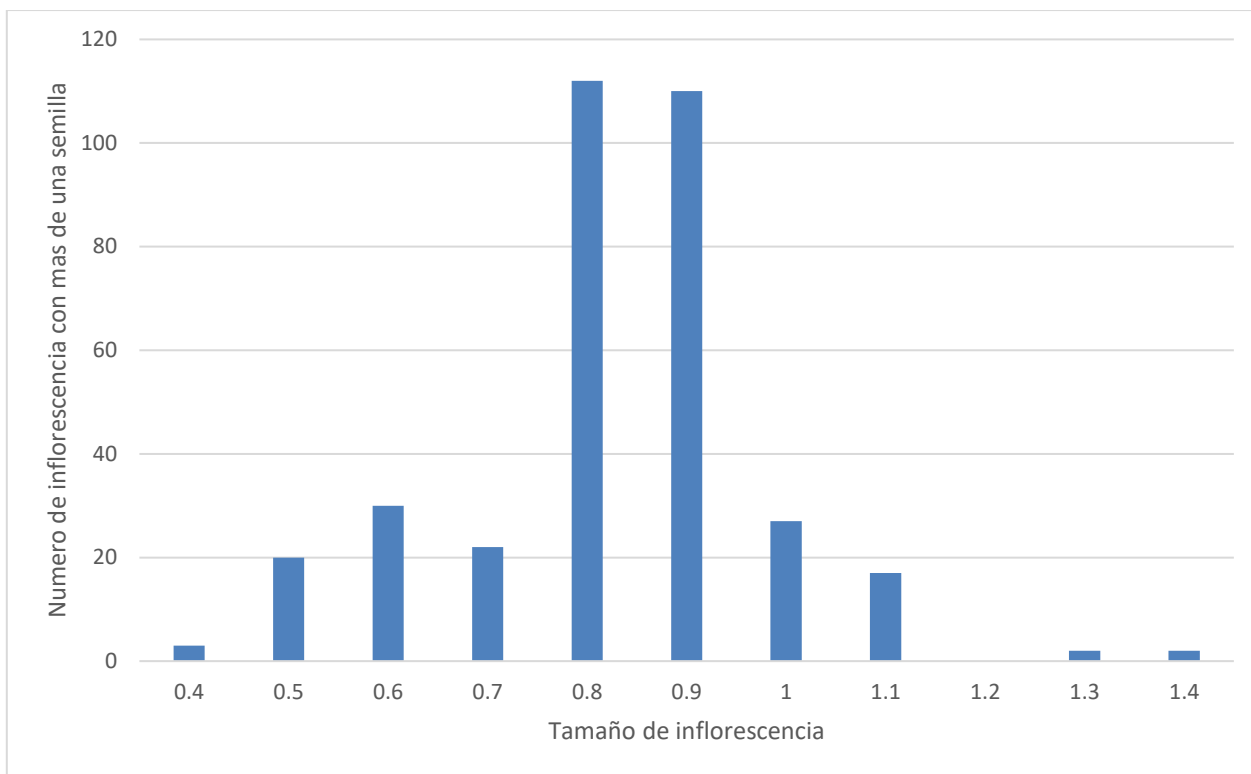


Figura 10. Frecuencia de inflorescencias con más de una semilla por clase de tamaño.

6.3 Etapa 1 Efecto del tamaño de la inflorescencia en la germinación

Se evaluó el efecto del tamaño de la inflorescencia sobre el porcentaje de germinación mediante un análisis de varianza (ANOVA).

Cuadro 5. Comparación de medias del porcentaje de germinación por tamaño de inflorescencia.

Tamaño (cm)	Media (%)	Error estándar	Grupo
0.7	18.8	3.15	b
0.8	43.8	3.15	a
0.9	28.8	3.15	a
1.0	27.5	1.44	a

Los resultados muestran que el tamaño de 0.8 cm presentó el mayor porcentaje de germinación, siendo estadísticamente diferente del tamaño 0.7 cm. Es importante

aclarar que aunque el tamaño de la inflorescencia de 0.9 cm, produce muchas semillas, su capacidad germinativa es menor (28.80%) comparada con la de 0.8 cm (43.80%).

Cuadro 6. Análisis de varianza (ANOVA) para tamaño de inflorescencia.

Fuente de variación	gl	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	p-valor
Tamaño	3	1292.2	430.7	13.56	0.000368***
Error	12	381.2	31.8	—	—
Total	15	—	—	—	—

El análisis de varianza mostró diferencias altamente significativas entre los tamaños de inflorescencia ($F = 13.56$; $p \leq 0.001$), y evidenció que este factor influye en la capacidad germinativa de las semillas. Por lo tanto, se rechaza la hipótesis nula (H_0) donde se menciona que el tamaño de la inflorescencia no influye sobre la germinación y se acepta la hipótesis alternativa (H_1), que apoya el efecto del tamaño en la germinación.

En términos descriptivos, el porcentaje de germinación confirmó esta tendencia, donde el valor más alto se registró en las inflorescencias de 0.8 cm (43.75 %), seguido por 0.9 cm (28.75 %) y 1.0 cm (27.50 %), mientras que el valor más bajo correspondió a 0.7 cm (18.75 %) (Figura 10).

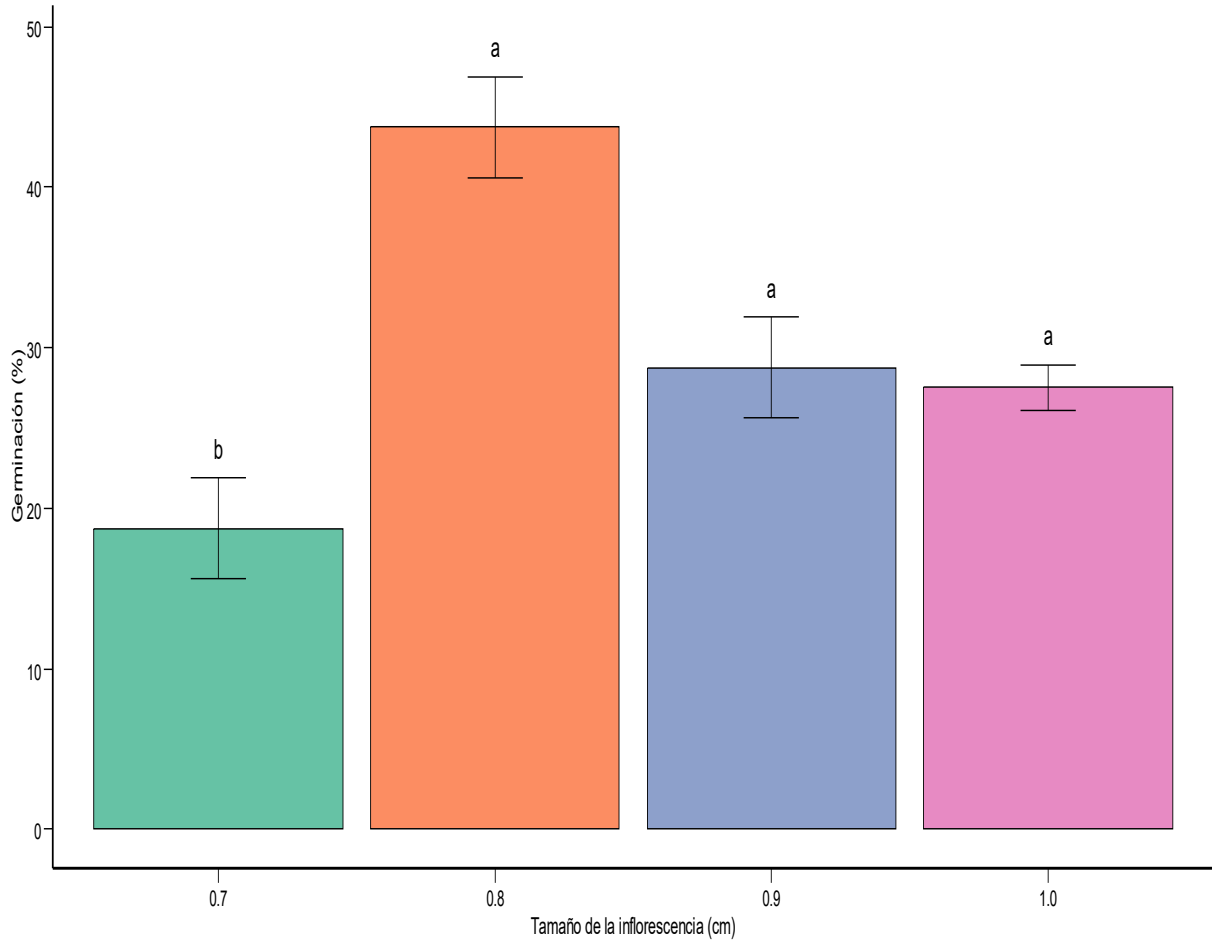


Figura 11. Porcentaje de germinación de semillas según el tamaño de la inflorescencia.

Estos resultados indican que 0.8 cm representa el punto óptimo de madurez fisiológica, ya que en este tamaño el embrión ha completado su desarrollo. En contraste, tamaños menores reflejan inmadurez, mientras que tamaños mayores pueden estar asociados a procesos de sobremaduración o pérdida de viabilidad.

Esta tendencia ha sido reportada en especies del género *Lippia*, donde la germinación depende del grado de madurez del fruto (Lin et al., 2007). De igual forma, SEMARNAT (2011) señala que la recolección temprana de frutos puede resultar en semillas inmaduras con baja germinación, lo cual coincide con los valores observados en inflorescencias de 0.7 cm.

Los porcentajes obtenidos (18–43 %) también concuerdan con lo reportado por González-Nieves et al. (2010), quienes documentaron bajos niveles de germinación en *L. graveolens* incluso bajo condiciones controladas, sugiriendo la presencia de latencia fisiológica parcial.

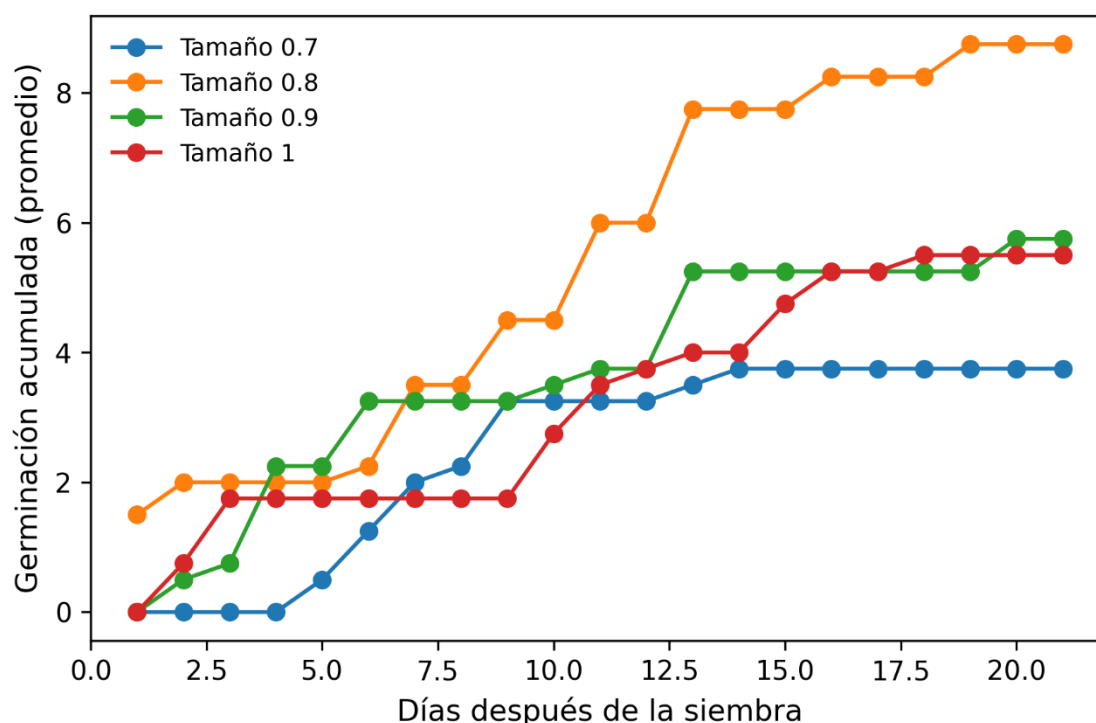


Figura 12. Germinación acumulada de semillas de *L. graveolens* en función del tiempo, según el tamaño de la inflorescencia (0.7, 0.8, 0.9 y 1.0 cm). Los datos representan el promedio de cuatro repeticiones.

La Figura 12 representa la curva de germinación de acuerdo a cuatro tamaños de clase de inflorescencia. Como se puede observar la clase de (0.8 cm) muestra un porcentaje de germinación mayor.

Asimismo, los resultados obtenidos concuerdan con reportes previos para especies del género *Lippia*, en las cuales la germinación está influenciada por diversos factores ecofisiológicos, particularmente la temperatura y las condiciones lumínicas (Mattana et al., 2017). Estos patrones son consistentes con los mecanismos fisiológicos de regulación de la germinación descritos por Baskin y Baskin (2014).

6.4 Etapa 2. Evaluación de la germinación en semillas provenientes de diferentes tamaños de inflorescencia e imbibición en diferentes concentraciones de H₂O₂

En cuanto a los tratamientos químicos se observe que el H₂O₂ actúa como una molécula señalizadora la promover los procesos fisiológicos relacionados con la germinación. Los resultados obtenidos indican que la germinación de las semillas está influenciada significativamente por la concentración de peróxido de hidrógeno (H₂O₂). El análisis de varianza (ANOVA) mostró diferencias altamente significativas entre tratamientos ($F = 25.86$; $p = 1.26 \times 10^{-7}$), lo que confirma que la aplicación de H₂O₂ tiene un efecto determinante sobre la capacidad germinativa.

Cuadro 7. Análisis de varianza (ANOVA) para el efecto de H₂O₂ en la germinación

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	p-valor
Tratamientos	5	3547	709.4	25.86	1.26×10^{-7} ***
Error	18	494	27.4		

Significancia: *** $p < 0.001$

En los tratamientos testigo (0 % de H₂O₂) se registraron los valores más bajos de germinación, con 13.75 % y 11.25 %, lo que evidencia que, en ausencia de estimulación química, la capacidad germinativa es limitada.

Por el contrario, la aplicación de 30 % de H₂O₂ presentó los mejores resultados, alcanzando un valor máximo de germinación de 43.75 %, así como valores de 28.75 %, lo que posiciona a esta concentración como la más eficiente. Este comportamiento sugiere que concentraciones moderadas de H₂O₂ favorecen la activación metabólica necesaria para la germinación.

En contraste, el tratamiento con 50 % de H₂O₂ mostró una disminución en la germinación en los tamaños 0.8 y 0.9 mm (28.75 % y 18.75 % respectivamente), lo que indica un efecto negativo a concentraciones elevadas, posiblemente asociado a estrés oxidativo.

Cuadro 8. Porcentaje de germinación y error estándar según concentración de H₂O₂.

Tamaño (cm)	Tratamientos	H ₂ O ₂ (%)	Germinación (%)	EE
0.8	Testigo	0	13.75	2.04
0.9	Testigo	0	11.25	1.25
0.8	T1	30	43.75	3.15
0.9	T2	30	28.75	3.15
0.8	T3	50	28.75	2.39
0.9	T4	50	18.75	1.25

La tendencia descrita se observa claramente en la Figura 13, donde los tratamientos T1-0.8 y T2-0.9, correspondientes a la concentración de 30 % de H₂O₂, presentaron los mayores porcentajes de germinación. En contraste, los tratamientos testigo (TC-0.8 y TC-0.9) mostraron los valores más bajos, mientras que los tratamientos con 50 % de H₂O₂ (T3-0.8 y T4-0.9) evidenciaron una disminución en la respuesta germinativa.

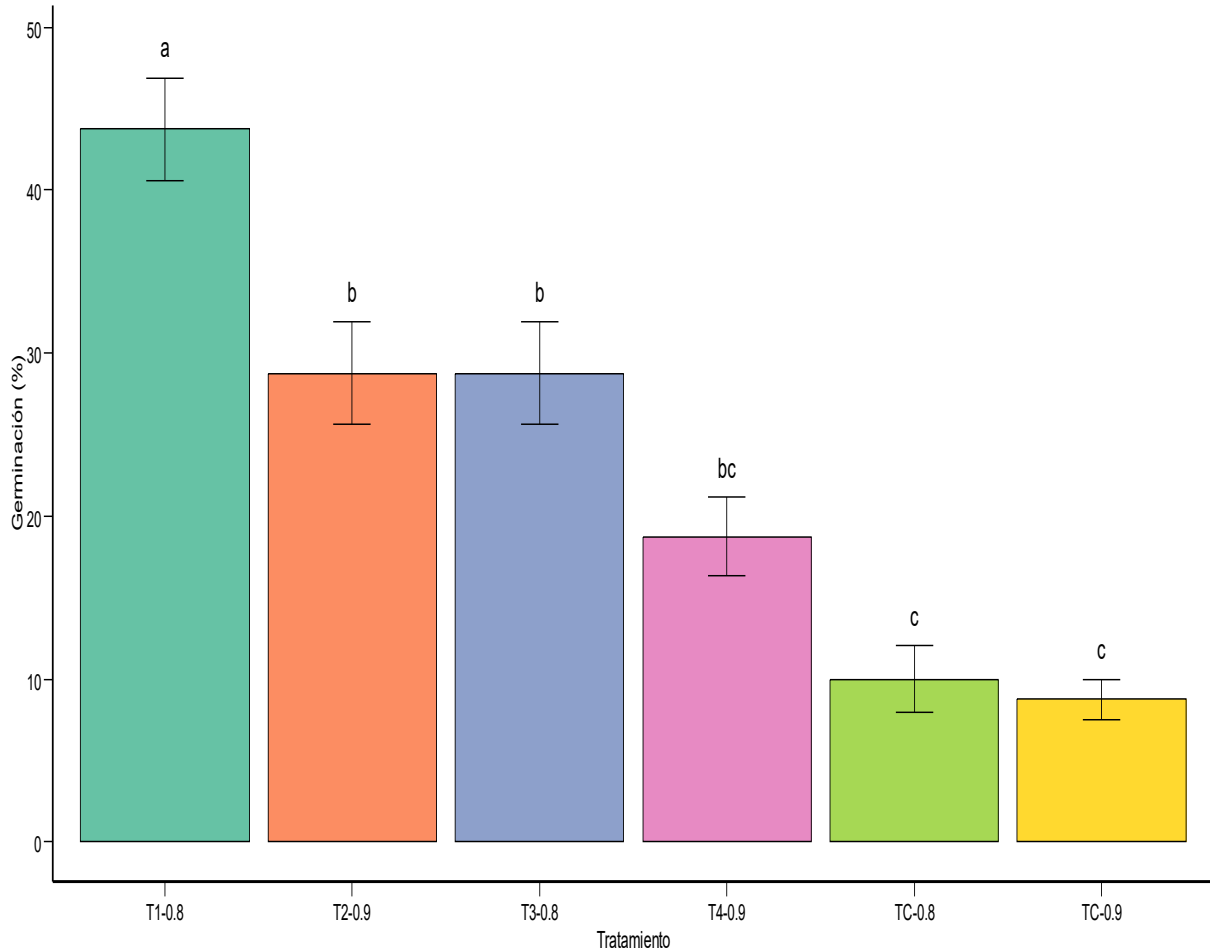


Figura 13. Porcentaje de germinación de semillas en función del tamaño de la inflorescencia y de la concentración de peróxido de hidrógeno (H_2O_2).

Estos resultados evidencian que el 30 % de H_2O_2 actúa como un estimulador de la germinación, mientras que concentraciones superiores pueden generar efectos negativos asociados a estrés oxidativo. Este comportamiento coincide con lo reportado por Ogawa e Iwabuchi (2001) y Çavusoglu y Kabar (2010), quienes demostraron que el H_2O_2 puede contrarrestar el efecto inhibitor del ácido abscísico (ABA) y activar procesos metabólicos cuando se aplica en concentraciones moderadas. Asimismo, Bailly et al. (2008) y Mhamdi y Van Breusegem (2018) explican que el H_2O_2 regula procesos oxidativos involucrados en la germinación. De igual manera, Dos Santos-Guaraldo et al. (2023) observaron que este compuesto favorece la germinación en condiciones de estrés.

En cuanto a la contaminación, los tratamientos sin H_2O_2 presentaron los valores más altos (70 % y 72 %), lo cual se relaciona con los bajos porcentajes de germinación observados. En contraste, la aplicación de 30 % de H_2O_2 redujo significativamente la contaminación (23.75 %–28.75 %), favoreciendo la emergencia de plántulas. Por su parte, el tratamiento al 50 %, aunque disminuyó la presencia de microorganismos (27.50 %–31.25 %), también afectó negativamente la germinación.

La tendencia de contaminación se muestra en la Figura 13, donde se observa claramente la reducción de microorganismos conforme aumenta la concentración de H_2O_2 , aunque con efectos adversos a concentraciones elevadas.

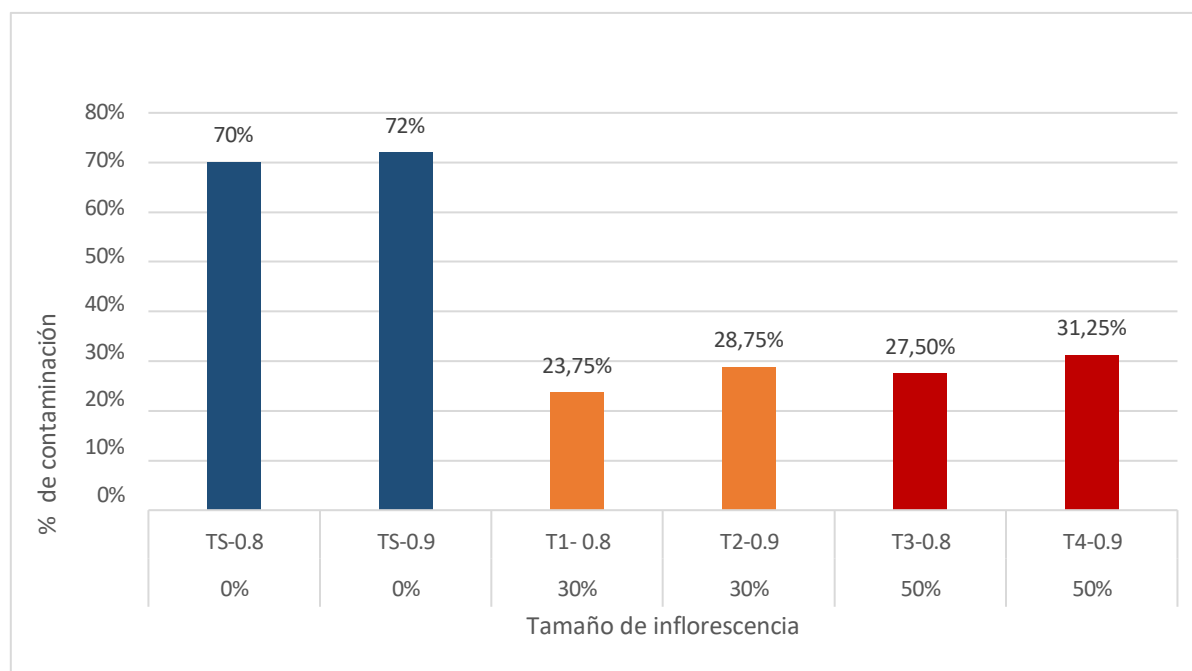


Figura 14. Porcentaje de contaminación en semillas de *L. graveolens* según tamaño de inflorescencia y concentración de H_2O_2 .

Estos resultados confirman que el H_2O_2 cumple una doble función: reducir la contaminación superficial y estimular la germinación cuando se utiliza en concentraciones adecuadas. Este efecto puede explicarse por el proceso de imbibición, durante el cual la semilla absorbe agua, facilitando la lixiviación de

compuestos inhibidores y la activación del metabolismo germinativo (Bewley et al., 2013; Taiz et al., 2015).

Además, el H_2O_2 actúa como molécula señalizadora en procesos fisiológicos relacionados con la germinación, promoviendo la activación enzimática y la movilización de reservas (Bailly et al., 2008; Mhamdi y Van Breusegem, 2018). Por lo tanto, el bajo desempeño de los tratamientos testigo puede atribuirse tanto a la falta de estimulación metabólica como a la alta contaminación microbiana.

Finalmente, los resultados concuerdan con lo señalado por Zappacosta (2004), quien advierte que concentraciones elevadas de H_2O_2 pueden causar fitotoxicidad, mientras que concentraciones intermedias favorecen la activación metabólica necesaria para la germinación.

7. CONCLUSIÓN

El presente estudio sugiere que la germinación *in vitro* de *L. graveolens* está condicionada por el estado de madurez de la inflorescencia y el tratamiento pregerminativo empleado. En conjunto los resultados permiten concluir que:

- **El tamaño óptimo:** Las inflorescencias de **0.8 cm** son las más adecuadas para la obtención de semillas, ya que presentan un equilibrio superior entre madurez fisiológica y potencial germinativo, en comparación con las clases de mayor o menor tamaño.
- **Tratamiento efectivo:** El uso H_2O_2 al **30 %** constituye el tratamiento más eficaz, pues logra un balance óptimo para promover la activación metabólica y reducir significativamente la contaminación microbiana sin comprometer la integridad del embrión
- **Efectos de la concentración:** El tratamiento con H_2O_2 al 50 % redujo la tasa de germinación lo cual se atribuye a efectos citotóxicos derivados de la alta concentración del agente oxidante.

Este trabajo aporta bases para el desarrollo de un protocolo eficiente de propagación de *L. graveolens*, a partir de semillas, útil para su conservación y producción en zonas donde su reproducción natural es limitada.

8. REFERENCIAS

- Aguilar-Morales, M. A., *et al.* (2021). *Lippia graveolens* (Lamiales: Verbenaceae) and *Origanum vulgare* (Lamiales: Lamiaceae) obtained by means of the *in vitro* propagation technique. *Agro Productividad*, 14(11).
- Alnomasy, S., *et al.* (2021). Systematic review on medicinal plants used for the treatment of *Giardia* infection. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(9), 5391–5402.
- Amador, S., Nieto-Camacho, A., Ramírez-Apan, M. T., Martínez, M., & Maldonado, E. (2020). Cytotoxic, anti-inflammatory, and α -glucosidase inhibitory effects of flavonoids from *Lippia graveolens* (Mexican oregano). *Medicinal Chemistry Research*, 29, 1497–1506. <https://doi.org/10.1007/s00044-020-02561-3>
- Arcilla-Lozano, C. C., Loarca-Piña, G., Lecona-Urbe, S., & González de Mejía, E. (2004). El orégano: propiedades, composición y actividad biológica de sus componentes. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 54(1), 100–111.
- ArQuimi. (2018, 23 de agosto). Peróxido de hidrógeno en la agricultura. ArQuimi.
- Ávila-Sosa, R., Gastélum-Franco, M. G., Camacho-Dávila, A., Torres-Muñoz, J. V., & Nevárez-Moorillón, G. V. (2010). Extracts of Mexican oregano (*Lippia berlandieri* Schauer) with antioxidant and antimicrobial activity. *Food and Bioprocess Technology*, 3(3), 434–440. <https://doi.org/10.1007/s11947-008-0085-7>
- Bahin, E., Bailly, C., Sotta, B., Kranner, I., Corbineau, F., & Leymarie, J. (2011). Crosstalk between reactive oxygen species and hormonal signalling pathways regulates grain dormancy in barley. *Plant, Cell & Environment*, 34(6), 980–993. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2011.02298.x>
- Bailly, C., El-Maarouf-Bouteau, H., & Corbineau, F. (2008). From intracellular signaling networks to cell death: The dual role of reactive oxygen species in seed physiology. *Comptes Rendus Biologies*, 331(10), 806–814. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2008.07.022>
- Baskin, C. C., & Baskin, J. M. (2014). Seeds: Ecology, biogeography, and evolution of

dormancy and germination (2nd ed.). Academic Press.

Bautista-Hernández, I., Aguilar, C. N., Martínez-Ávila, G. C., Torres-León, C., Ilina, A., Flores-Gallegos, A. C., & Chávez-González, M. L. (2021). Mexican oregano (*Lippia graveolens* Kunth) as source of bioactive compounds: A review. *Molecules*, 26(17), 5156. <https://doi.org/10.3390/molecules26175156>

Bewley, J. D., Bradford, K. J., Hilhorst, H. W. M., & Nonogaki, H. (2013). *Seeds: Physiology of development, germination and dormancy* (3rd ed.). Springer.

Bojorquez-Chavez, A. (2017). Aprovechamiento, industrialización y comercialización de orégano: una alternativa de desarrollo para las comunidades del desierto. *Monitoreo Forestal*

Calvo-Irabien, L. M., & Dzib, E. (1997). Caracterización agronómica de *Lippia graveolens* (Mexican oregano) en condiciones de cultivo [Manuscrito no publicado].

Calvo-Irabien, L. M., Sauri-Duch, E., & Casanova-Lugo, F. (2008). Growth and essential oil yield of *Lippia graveolens* (Mexican oregano) under different environmental conditions. *Industrial Crops and Products*, 27(3), 317–321. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2007.09.007>

Castellanos-Hernández, O. A., Acevedo-Hernández, G. J., Torres-Morán, M. I., Zurita, F., Gutiérrez-Lomelí, M., Del Toro-Sánchez, C. L., & Rodríguez-Sahagún, A. (2013). In vitro clonal propagation and regeneration of the commercially important plant Mexican oregano (*Lippia graveolens*). *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*, 49(5), 620–625. <https://doi.org/10.1007/s11627-013-9538-4>

Castillo, I. O., Salvador-Almazán, J. J., Espinoza-Arellano, J. J., & Vázquez, C. (2017). Recolección y comercialización del orégano (*Lippia* spp.) en el Semi-Desierto Mexicano, un caso de estudio: Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco, México. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 41(1), 684–695.

Çavusoglu, K., & Kabar, K. (2010). Effects of hydrogen peroxide on the germination and early seedling growth of barley under NaCl and high temperature stresses.

EurAsian Journal of Biosciences, 4, 70–79.

Colín-Chávez, C., Virgen-Ortiz, J. J., Miranda-Ackerman, M. A., Hernández-Cristóbal, O., Martínez-Téllez, M. Á., Esquivel-Chávez, F., & Gallegos-Santoyo, N. L. (2022). Induction of defense mechanisms in avocado using Mexican oregano oil-based antifungal sachet. *Future Foods*, 6, 100171. <https://doi.org/10.1016/j.fufo.2022.100171>

Criollo-Mendoza, M. S., Ramos-Payán, R., Contreras-Angulo, L. A., Gutiérrez-Grijalva, E. P., León-Félix, J., Villicaña, C., Angulo-Escalante, M. A., & Heredia, J. B. (2022). Cytotoxic activity of polyphenol extracts from three oregano species: *Hedeoma patens*, *Lippia graveolens* and *Lippia palmeri*, and antiproliferative potential of *Lippia graveolens* against two types of breast cancer cell lines (MDA-MB-231 and MCF-7). *Molecules*, 27(16), 5240. <https://doi.org/10.3390/molecules27165240>

Daferera, D. J., Ziogas, B. N., & Polissiou, M. G. (2000). GC-MS analysis of essential oils from some Greek aromatic plants and their fungitoxicity on *Penicillium digitatum*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(6), 2576–2581. <https://doi.org/10.1021/jf9906732>

Díaz-de León, C. I., González-Álvarez, M., Guzmán-Lucio, M. A., Núñez-Guzmán, G. R., & Moreno-Limón, S. (2020). El orégano de los géneros *Lippia* (Verbenaceae) y *Poliomintha* (Lamiaceae) en el estado de Nuevo León, México. *Polibotánica*, 50, 1–18. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.50.1>

Dos Santos-Guaraldo, M. M., Pereira, T. M., Dos Santos, H. O., de Oliveira, T. L., Pereira, W. V. S., & Von Pinho, E. V. d. R. (2023). Priming with sodium nitroprusside and hydrogen peroxide increases cotton seed tolerance to salinity and water deficit during seed germination and seedling development. *Environmental and Experimental Botany*, 209, 105294. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2023.105294>

Flores-Hernández, A., Hernández-Herrera, J. A., López-Medrano, J. I., Valenzuela-Núñez, L. M., Martínez-Salvador, M., & Madinaveitia-Ríos, H. (2011). Producción y extracción de aceite de orégano (*Lippia graveolens* Kunth) bajo cultivo en la Comarca Lagunera. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 2(3), 113-120.

https://www.scielo.org.mx/pdf/remcf/v2n3/v2n3a9.pdf?utm_source=chatgpt.com

Franz, C., & Novak, J. (2015). Sources of essential oils. En K. H. C. Baser & G. Buchbauer (Eds.), *Handbook of Essential Oils: Science, Technology, and Applications* (pp. 39–81). CRC Press.

Fretes, F. (2010). Plantas medicinales y aromáticas: una alternativa de producción comercial. Agencia del Gobierno de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional (USAID)

Gaby, R. A., Wright, J., & Batz, F. (2003). Orégano/Marjoram wild. Citado en cienciaforestales.inifap.gob.mx.

Galindez, G., Seal, C. E., Daws, M. I., Lindow, L., Ortega-Baes, P., & Pritchard, H. W. (2017). Alternating temperature combined with darkness resets base temperature for germination (T_b) in photoblastic seeds of *Lippia* and *Aloysia* (Verbenaceae). *Plant Biology*, 19(1), 41–45.

Galván Calamaco, Z., Ramos Clamont Montfort, G., Marszalek, J. E., & Vargas González, G. (2023). Revisión sobre el orégano mexicano *Lippia graveolens* HBK (Sinonimia *Lippia berlandieri* Schauer) y su aceite esencial. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 8(1), 861–871. <https://doi.org/10.29105/idcyta.v8i1.109>

García-Valenzuela N.A. 2012. Aprovechamiento de orégano silvestre (*Lippia spp.*), en la comunidad de Tesila, el fuerte, Sinaloa. Tesis de Maestría en Ciencias en Desarrollo Sustentable de Recursos Naturales. Universidad Autónoma indígena de Mexico. institución Intercultural del Estado de Sinaloa.

Gómez García, J. (2015). Sustratos y nutrición para la producción de orégano en vivero Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

Gonzales-Hernández, O. A. (2013). *Germinación y longevidad de semillas de genotipos de pitahaya (Hylocereus spp.) y pitaya (Stenocereus spp.)*. [Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, Posgrado de Recursos Genéticos y

Productividad – Fisiología Vegetal]. Montecillo, Texcoco, Estado de México.

González-Nieves, C., Arreola-Ávila, J. G., García-Herrera, G., Rodríguez-López, J. S., Carrillo-Flores, R., Esquivel-Arriaga, O., & Villa-Castorena, M. (2010). Efectos de tratamientos pregerminativos en la emergencia y crecimiento de plántulas de orégano (*Lippia graveolens* H.B.K.). *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 9(2), 129–134.

Gracia-Valenzuela, M. H., Arias-Moscoso, J. L., Ochoa-Meza, A. R., & Escobedo-Bonilla, C. M. (2022). In vitro evaluation of the antimicrobial activity of two types of oregano (*Lippia berlandieri*) essential oils against bacteria from shrimp ponds. *Revista Bio Ciencias*, 9, 1–9.

Granados-Sánchez, D., Sánchez-González, D. A., Linnx, R., & Barboja de la Rosa, A. (2011). Ecología de la vegetación del desierto chihuahuense. *Ciencias Forestales y del Ambiente*, 17, 111–130.

Gutiérrez, M. A., Cruz, M. G., & colaboradores. (2015). Influencia de dos compostas en la germinación de semillas de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) y orégano silvestre (*Lippia graveolens* Kunth). Universidad de Guadalajara. Repositorio UDG

Huerta, C. (1997). Orégano mexicano: oro vegetal. *Biodiversitas*, 15, 8–13. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO).

Huerta, C. (2002). Orégano mexicano (*Lippia graveolens* Kunth): explotación y comercialización en México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(45), 187–207.

Iannicelli, J., Pérez-de la Torre, M., Coviella, A., Del Valle-Aguirre, E., Elechosa, M. Á., Van Baren, C. M., Pacheco, M. G., & Escandón, A. S. (2016). In vitro propagation of *Lippia integrifolia* (Griseb.) Hier. and detection of genetic instability through ISSR markers of in vitro-cultured plants. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 115(1), 67–76.

Infoagro. (2006). Cultivo del orégano en zonas áridas y semiáridas de México.

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

(2010a). *Propuesta de ordenamiento productivo de las regiones áridas y semiáridas del estado de Coahuila*. México.

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). (2010a). Cazares Alonso, N. P., Villavicencio Gutiérrez, E. E., Verde Star, J., Pecina Quintero, V., & Almeyda León, I. H. Caracterización molecular y producción de aceites esenciales de diferentes genotipos de orégano (*Lippia* sp.). *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 1(1), 77–95. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v1i1.656>

Kone, H. C. K., Akedrin, N. T., Tia, V. E., Bayoko, F., & Coulibaly, L. F. (2020). Qualités morpho-physiologiques et évaluation du comportement germinatif des graines du théier des savanes (*Lippia multiflora* Moldenke). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 14(6), 1988–1998.

Leyva-López, N., Gutiérrez-Grijalva, E. P., Vazquez-Olivo, G., & Heredia, J. B. (2017). Essential oils of oregano: Biological activity beyond their antimicrobial properties. *Molecules*, 22(6), 989. <https://doi.org/10.3390/molecules22060989>

Leyva-López, N., Nair, V., Bang, W. Y., Cisneros-Zevallos, L., & Heredia, J. B. (2016). Protective role of terpenes and polyphenols from three species of oregano (*Lippia graveolens*, *Lippia palmeri* and *Hedeoma patens*) on the suppression of lipopolysaccharide-induced inflammation in RAW 264.7 macrophage cells. *Journal of Ethnopharmacology*, 187, 302–312. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.06.010>

Lin, L.-Z., Mukhopadhyay, S., Robbins, R. J., & Harnly, J. M. (2007). Identification and quantification of flavonoids of *Lippia graveolens* by LC-DAD-ESI/MS analysis. *Journal of Food Composition and Analysis*, 20(5), 361–369. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2006.09.005>

Martínez D. M. 1993. Guía para el aprovechamiento del orégano *Lippia berlandieri* Schauer para su aprovechamiento en el norte de Jalisco. Folleto técnico No. 2. INIFAP. SAGAR. Guadalajara Jalisco. 16 p

Mattana, E., Daws, M. I., & Bacchetta, G. (2017). Seed germination ecology of Mediterranean species. *South African Journal of Botany*, 112, 230–236.

<https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.12.020>

Mata-González, R., & Meléndez-González, R. (2005). Growth characteristics of Mexican oregano (*Lippia berlandieri* Schauer) under salt stress. *The Southwestern Naturalist*, 50(1), 1–6.

Medina-Romero, Y. M., Rodríguez-Canales, M., Rodríguez-Monroy, M. A., Hernandez-Hernandez, A. B., Delgado-Buenrostro, N. L., Chirino, Y. I., & Canales-Martínez, M. M. (2022). Effect of the essential oils of *Bursera morelensis* and *Lippia graveolens* and five pure compounds on the mycelium, spore production, and germination of species of *Fusarium*. *Journal of Fungi*, 8(6), 617. <https://doi.org/10.3390/jof8060617>

M'Hamdi, A., & Van Breusegem, F. (2018). Reactive oxygen species in plant development. *Development*, 145(15), dev164376. <https://doi.org/10.1242/dev.164376>

Mood, K. A. S. I. M., Sirikonda, A. B. H. I. T. E. J. A., Kudikala, H. E. M. A. L. A. T. H. A., & Allini, V. R. (2021). Effect of different surface sterilizing agents and growth media on in vitro seed germination of *Lippia nodiflora* L. *Journal of Indian Botanical Society*, 101(4), 342–350.

Moreno, J. S. R., Porras, S. A. V., Escobar, R. H., Stashenko, E. E., Lorenzo, J. L. F., & Gutiérrez, L. N. G. (2021). In vitro propagation from nodal segments of *Lippia origanoides* (chemotype A). *Ciência Rural*, 52(7), e20210323. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20210323>

Muñoz-Miranda, L. A., Rodríguez-Sahagún, A., Acevedo Hernández, G. J., Cruz-Martínez, V. O., Torres-Morán, M. I., Lépiz-Ildelfonso, R., Aarland, R. C., & Castellanos-Hernández, O. A. (2019). Evaluation of somaclonal and ethyl methane sulfonate-induced genetic variation of Mexican oregano (*Lippia graveolens* H.B.K.). *Agronomy*, 9(4), 166. <https://doi.org/10.3390/agronomy9040166>

Ocampo Velázquez, R. V., Malda Barrera, G. X., & Suárez Ramos, G. (2009). Biología reproductiva del orégano mexicano (*Lippia graveolens* Kunth) en tres condiciones de aprovechamiento. *Agrociencia*, 43(5), 475–482. *SciELO México*

Ogawa, K., & Iwabuchi, M. (2001). A mechanism for promoting the germination of *Zinnia elegans* seeds by hydrogen peroxide. *Plant and Cell Physiology*, 42(3), 286–291. PubMed

O'Leary, N., Denham, S., Salimena, F., & Múlgura, M. E. (2012). Species delimitation in *Lippia* section *Goniostachyum* (Verbenaceae) using the phylogenetic species concept. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 170, 197–219. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.2012.01279.x>

Olmedo-Juárez, A., Delgado-Núñez, E. J., Bahena-Vicencio, A., Villa-Mancera, A., Zamilpa, A., González-Cortazar, M., Rivero-Pérez, N., Flores-Franco, G., López-Arellano, M. E., & Mendoza de Gives, P. (2022). In vitro nematocidal properties from two extracts: *Lippia graveolens* leaves and *Delonix regia* flowers against eggs and infective larvae of *Haemonchus contortus*. *Journal of Medicinal Food*, 25(3), 329–337. <https://doi.org/10.1089/jmf.2021.0230>

Padulosi, S. (Ed.). (1997). *Oregano: Proceedings of the IPGRI International Workshop on Oregano, 8–12 May 1996, CIHEAM, Valenzano (Bari), Italy*. International Plant Genetic Resources Institute.

file:///C:/Users/PC/Downloads/OreganoPadulosiandHellerNo14.pdf

Paredes-Aguilar, M. C., Gastelum-Franco, M. G., Silva-Vázquez, R., & Nevarez-Moorillon, G. (2007). Efecto antimicrobiano del orégano mexicano (*Lippia berlandieri* Shauer) sobre cinco especies del género *Vibrio*. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 30(3), 261–267.

Pascual, M. E., Slowing, K., Carretero, E., Sánchez, M. D., & Villar, A. (2001). *Lippia*: Traditional uses, chemistry and pharmacology: A review. *Journal of Ethnopharmacology*, 76(3), 201–214. [https://doi.org/10.1016/S0378-8741\(01\)00271-4](https://doi.org/10.1016/S0378-8741(01)00271-4)

Phillips, G. C., & Collins, G. B. (1979). In vitro tissue culture of selected legumes and plant regeneration from callus cultures of red clover. *Crop Science*, 19(1), 59–64.

Pimenta, M. R., Fernandes, L. S., Pereira, U. J., Garcia, L. S., Leal, S. R., Leitão, S.

G., ... & Peixoto, P. H. (2007). Floración, germinación e estaquia em espécies de *Lippia* L.(Verbenaceae). *Brazilian Journal of Botany*, 30(2), 211-220. Pilau, M. R., Hartz, A. S., Weiblen, R., Arenhart, S., Cueto, A. P., & Lovato, L. T. (2011). Antiviral activity of the *Lippia graveolens* (Mexican oregano) essential oil and its main compound carvacrol against human and animal viruses. *Brazilian Journal of Microbiology*, 42, 1616–1624. <https://doi.org/10.1590/S1517-83822011000400016>

Ramos, R. G. L., Ilyina, A., Puc, L. E. C., Rivera, C. A. S., Valdés, J. A. A., & Belmares, S. Y. S. (2021). Nutraceuticals from Mexican plants as antibacterial agents. En *Handbook of Research on Food Science and Technology* (pp. Vol3-181). Apple Academic Press.

Rzedowski, J., & Calderón de Rzedowski, G. (2002). Flora fanerogámica del Valle de México: Familia Verbenaceae. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO).

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2013). Producción de orégano en México: Análisis y estadísticas.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2009). Diagnóstico de la cadena productiva del orégano en México. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2011). Paquete tecnológico para la producción de orégano (*Lippia spp.*). CONAFOR Biblioteca

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2011). *Paquete tecnológico para la producción de orégano (Lippia spp.)*. México.

Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2015). Plant physiology and development (6th ed.). Sinauer Associates.

Troncoso, N. S. (1961). Las *Lippia* (Verbenaceae) descritas del Paraguay por Robert Chodat y John Briquet. *Darwiniana*, 12, 256–292.

Urrea, A. I., Castrillón, P. A., & Monsalve, Z. (2009). Propagación in vitro y

desdiferenciación tisular en *Lippia dulcis*. *Actualidades Biológicas*, 31(90), 21-29.

Veloso, J., et al. (2021). Mención sobre la influencia de H₂O₂ en fisiología vegetal durante estrés y producción de carbohidratos y proteínas. TSA Revista, Universidad Autónoma de Yucatán. TSA Revista UADY

Villavicencio-Gutiérrez, E. E. (2010). Metodología para determinar las existencias de orégano (*Lippia graveolens*) en Coahuila. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

Villa-Castorena, M., Catalán-Valencia, E. A., Arreola-Ávila, J. G., Inzunza-Ibarra, M. A., & Román-López, A. (2011). Influencia de la frecuencia del riego en el crecimiento de orégano (*Lippia graveolens* HKB). *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 17(spe), 183-193. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2010.10.088>

Wojtyla, Ł., et al. (2016). Different modes of hydrogen peroxide action during seed germination. *Frontiers in Plant Science*, 7, 66. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00066>

Zappacosta, D., Delhey, R., & Curvetto, N. (2003). Growth and enzyme activity in roots and calli of resistant and susceptible *Allium* lines as influenced by sterile culture filtrates of *Phoma terrestris*. *Biologia Plantarum*, 46(1), 101–105. <https://doi.org/10.1023/A:1022322403283>.

Zappacosta, D., Delhey, R., & Curvetto, N. (2003). Growth and enzyme activity in roots and calli of resistant and susceptible *Allium* lines as influenced by sterile culture filtrates of *Phoma terrestris*. *Biologia Plantarum*, 46(1), 101–105. <https://doi.org/10.1023/A:1022322403283>

