



MANUAL TÉCNICO

*para el manejo del cultivo de cannabis
no psicoactivo y cáñamo industrial*



EL NUEVO
ECUADOR

Ministerio de
Agricultura y Ganadería





Manual técnico para el manejo del cultivo de cannabis no psicoactivo y cáñamo industrial





PRESIDENTE DE LA REPÚBLICA

Daniel Noboa Azín

MINISTRO DE AGRICULTURA Y GANADERÍA

Danilo Palacios Márquez

VICEMINISTRO DE DESARROLLO PRODUCTIVO

AGROPECUARIO

Marco Oviedo

SUBSECRETARIO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

Oscar Hernan Jimenez Veitimilla

DIRECTOR DE PRODUCTIVIDAD AGRÍCOLA

Diego Torres Giler

DIRECTOR EJECUTIVO DEL INIAP

Raúl Jaramillo

COORDINACIÓN GENERAL

Diego Torres Giler (MAG)

David González Benítez (Facultad de Ciencias Agrícolas UCE)

EQUIPO TÉCNICO

María José Quishpe Falconí (MAG)

Carla Tiaguaro Herrera (MAG)

Paúl Mejía Bonilla (INIAP)

Duthier López Domínguez (INIAP)

Jorge Merino Toro (INIAP)

Iván Samaniego Maigua (INIAP)

Daniela Onofre Muñoz (Especialista en Cannabis)

Joel Yantalema De La Torre (Especialista en Cannabis)

Kelly Alzate Campos (Universidad Nacional de Colombia) kjalzatec@unal.edu.com

Óscar Lotta Peña (Greenlab Colombia) oscar.lotta@greenlabcolombia.com

Alejandro Aguirre Flores (Universidad Central del Ecuador)

Andrea Gallardo Espín (Universidad Central del Ecuador)

REVISIÓN DE ESTILO Y ESCRITURA:

Aixa O. Rivero-Guerra, PhD (Universidad Estatal Amazónica, Ecuador)

Alejandro Aguirre Flores (Facultad de Ciencias Agrícolas UCE)

Andrea Gallardo Espín (Facultad de Ciencias Agrícolas UCE)

Luis Gualotuña Pastrano (MAG)

DISEÑO

Fernando Herrera Ordóñez (MAG)



**EL NUEVO
ECUADOR**

Ministerio de
Agricultura y Ganadería



COOPERANTES:



AUSPICIANTES CICCE:



Primera Edición, 2025

© Ministerio de Agricultura y Ganadería, Av. Eloy Alfaro N30 - 350 y Av. Amazonas, Quito 170000. Piso 4
www.agricultura.gob.ec

La reproducción parcial o total de esta publicación, en cualquier forma y por cualquier medio mecánico o electrónico, está permitida siempre y cuando sea autorizada por los editores y se cite correctamente la fuente.

**DISTRIBUCIÓN GRATUITA
PROHIBIDA SU VENTA**



EL NUEVO
ECUADOR

Ministerio de
Agricultura y Ganadería





CONTENIDO

Pág	Tema
9	Prólogo
10	Alcance
12	1. Introducción
13	2. Generalidades del cultivo
13	2.1. Clasificación taxonómica
13	2.2. Descripción botánica
13	2.3. Condiciones agroecológicas del cultivo
26	2.4. Fenología de la planta
30	2.5. Zonas de producción en el Ecuador
30	2.6. Material genético disponibles, semillas y variedades de cáñamo en Ecuador
31	2.7 Marco legal nacional
33	3. Manejo del cultivo de cáñamo
33	3.1. Métodos de cultivo del cáñamo
35	3.2. Métodos de propagación
44	3.3. Labores previas a la implementación del cultivo y plantación
49	3.4. Manejo de cultivo
49	3.5. Manejo de plagas
70	3.6. Plagas
20	3.7. Trasplante
81	4. Cosecha, postcosecha y almacenamiento del cáñamo medicinal e industrial
82	4.1. Prácticas previas a la cosecha
82	4.2. Cosecha
84	4.3. Poscosecha
84	4.4. Secado
86	4.5. Molienda
86	4.6 Almacenamiento
87	4.7 Etiquetado o rotulado
87	5. Mejoramiento genético
89	6. Química del cannabis
89	6.1. Componentes químicos y bioactivos del cannabis
91	6.2. Extracciones de cannabinoides y compuestos bioactivos
94	6.3. Análisis de cannabinoides y compuestos bioactivos
96	7. Usos del cáñamo
96	7.2. Cáñamo medicinal
97	7.3. Cáñamo industrial
99	8. Costos de producción de cáñamo
99	8.2. Estructura de costos de producción
100	8.3. Rendimientos declarativos
102	8.4. Costos de producción para biomasa de cáñamo
102	8.5. Inversión para el cultivo
109	8.6 Costos de producción para la flor de cáñamo
116	9. BIBLIOGRAFÍA



Prólogo

El Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG) acorde a los lineamientos constitucionales y legales, dentro de sus competencias, cubre la necesidad de información en apoyo a cultivos tradicionales y no tradicionales.

El cáñamo, al ser un cultivo nuevo e introducido, requiere información basada en actividades locales de investigación, desarrollo e innovación. Los resultados de estas investigaciones no son inmediatos; sin embargo, las personas productoras necesitan disponer de apoyo informativo de manera urgente.

Este documento busca servir como una guía integral, proporcionando información detallada sobre prácticas que desarrolla la naciente industria ecuatoriana y recopilación de información bibliográfica de referencia, con el fin de guiar a las personas productoras e inversionistas interesados en incursionar en la siembra, cultivo, cosecha, procesamiento y comercialización para promover el cultivo de cannabis no psicoactivo o cáñamo con fines medicinales e industriales.

En un mundo en constante evolución, el cáñamo se ha consolidado como un cultivo de alto valor con aplicaciones que van desde la biomedicina, biorremediación, industria textil, hasta la construcción. A medida que la demanda de productos sostenibles y ecológicos crece, el cáñamo se presenta como una alternativa prometedora que puede contribuir a un futuro más responsable y sostenible.

Invitamos al lector a explorar este manual, con la certeza de que su comprensión y aplicación podrán abrir nuevas oportunidades en un sector en crecimiento, ayudando a desmitificar el cáñamo y a posicionarlo como un pilar fundamental en la búsqueda de soluciones sostenibles para los desafíos del presente y futuro.



Alcance

Este primer “Manual técnico para el manejo del cultivo de cannabis no psicoactivo y cáñamo industrial” se basa en información secundaria obtenida a través de la revisión bibliográfica de un equipo de técnicos del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG), Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), Universidad Central del Ecuador (UCE) y expertos internacionales involucrados en el apoyo técnico a las personas productoras y empresa privada, así como a la información obtenida de los procesos de producción de licenciarios pioneros dispuestos a compartir sus experiencias.



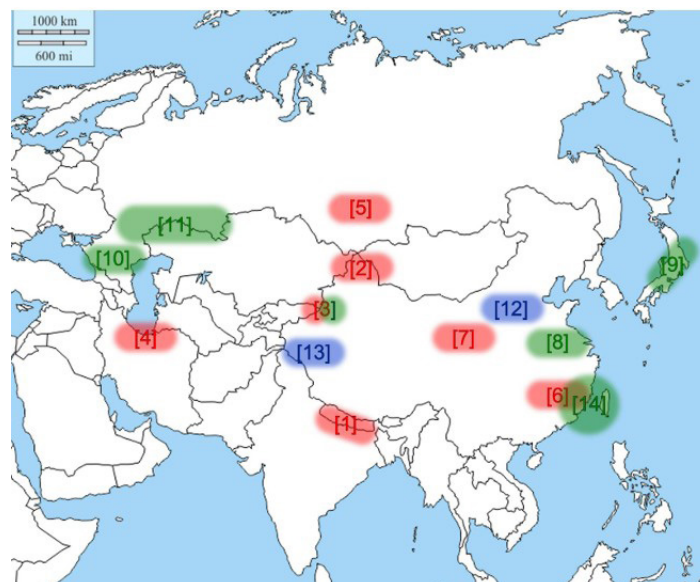


1. Introducción

El cáñamo (*Cannabis sativa* L.) es una planta herbácea anual de la familia de las Cannabáceas. Domesticado hace más de 6 000 años y considerado como un cultivo multipropósito, se ha empleado ampliamente como fuente de alimento, en la medicina y en la industria. Por esta razón, y el alto potencial económico, existe gran interés a nivel mundial en este cultivo (Wimalasiri et al., 2021).

Su centro de origen está en Asia central, al norte de las cordilleras del Himalaya (Figura 1). Arcos (2023) menciona que su cultivo se extendía desde Turquestán hasta Pakistán, y el sur de China constituía su límite norte. Se afirma que las primeras personas en cultivar esta planta provienen de China, donde se utilizaba principalmente para fabricar papel, producir fibras destinadas a la confección de cuerdas y redes de pesca (Clarke & Lu, 1995).

Figura 1. Mapa con los sitios relevantes a la historia de origen del cannabis



Nota: Las zonas en rojo señalan los sitios propuestos como centro de origen de la especie; en verde, los de la posible domesticación; y en azul, de las evidencias más tempranas de su consumo. Tomado de F. Vázquez (2021).

Más tarde, el cultivo de cáñamo se introdujo en Europa a través de las rutas comerciales tradicionales. Las fibras del cáñamo eran empleadas en la fabricación del papel, industria que fue perfeccionándose en este continente. También fue usado en la elaboración de velas, cuerdas, aceites empleados para el arte y otras industrias, por lo que su demanda estaba orientada para la producción de papel, textiles y en la navegación (Fassio et al., 2013).

En la actualidad, el cultivo de cáñamo está ampliamente distribuido en todo el mundo y se lo puede encontrar principalmente en zonas templadas, pero también en regiones subtropicales (López et al., 2014).

En Ecuador se aprobó el cultivo, procesamiento primario, procesamiento de productos terminados, uso y consumo de cannabis no psicoactivo con menos del 1 % de THC debido a una modificación efectuada al Código Orgánico Integral Penal (COIP) (INEC, 2021). Gracias a la ubicación geográfica y condiciones climáticas del país existe un ambiente favorable para la siembra y producción del cáñamo; los primeros cultivos legales se han establecido dentro de invernaderos localizados en zonas florícolas de la provincia de Pichincha, por ejemplo, Tabacundo (LABOMERSA, 2022).

Las personas productoras de zonas florícolas han identificado al cáñamo como una alternativa productiva, especialmente cuando se trata de producir flor para uso medicinal, pero esta planta es considerada además como fitoremediadora y bioacumuladora de metales pesados y otras moléculas dañinas presentes en los agroquímicos empleados en la producción de flores, lo que podría comprometer la seguridad e inocuidad de las flores para fines medicinales, mas no si se trata de la producción de fibras vegetales (Shakya et al., 2021). Esta versatilidad que presenta el cáñamo y el Cannabis para fines medicinales precisan una gestión técnica en cada una de sus etapas, a nivel agronómico, económico, jurídico, social y ambiental, elementos que se abordan en el presente manual.

2. Generalidades del cultivo

2.1 Clasificación taxonómica

El cáñamo (*Cannabis sativa* L.) es una planta herbácea anual de la familia de las Cannabáceas. Domesticado hace más de 6 000 años y considerado como un cultivo multipropósito, se ha empleado ampliamente como fuente de alimento, en la medicina y en la industria. Por esta razón, y el alto potencial económico, existe gran interés a nivel mundial en este cultivo (Wimalasiri et al., 2021).

Cannabis sativa L. es una planta anual que pertenece a la familia Cannabaceae y fue descrita botánicamente por primera vez en 1753 por Carl Linnaeus. Más tarde, en 1785, Jean Baptiste Lamarck identificó otra especie que llamó *Cannabis indica* (Missouri Botanical Garden, 2013). Se clasifica en varias subespecies (*C. sativa* subsp. *sativa*, *C. sativa* subsp. *indica*, *C. sativa* subsp. *ruderalis*, *C. sativa* subsp. *spontanea*, *C. sativa* subsp. *kafiristanca*). Sin embargo, las características químicas y morfológicas a las que se ha atendido para clasificar el cannabis, con arreglo a esas subespecies, en ocasiones no son fácilmente apreciables, dependen de factores ambientales y varían continuamente. En la mayoría de los casos bastará con usar el nombre de *Cannabis sativa* para aludir a todas las plantas de cannabis, incluido el cáñamo (UNODC, 2010).

2.2 Descripción botánica

El Cannabis es una planta anual y dioica. La mayoría de las plantas son dioicas, lo que significa que las flores masculinas y femeninas se encuentran en plantas separadas, aunque también existen ejemplares monoicos que tienen ambos tipos de flores. Generalmente, las plantas masculinas (estaminadas) son más altas que las femeninas (pistiladas), pero son menos resistentes. Los tallos son erectos y su altura varía entre 0,2 y 6,0 metros, aunque lo común es que las plantas alcancen entre uno y tres metros de altura. La longitud de las ramas, al igual que la altura de la planta, depende de factores ambientales, genéticos y del método de cultivo.(UNODC, 2010).

2.3 Condiciones agroecológicas del cultivo

2.3.1. Temperatura y humedad relativa

La temperatura óptima para el cultivo de cáñamo es de 25 a 30 °C (Chandra et al., 2017) y requiere períodos libres de heladas, aunque puede tolerar exposiciones cortas (Fassio et al., 2013). Se recomienda prevenir el estrés ambiental para tratar de evitar variaciones de una cosecha a otra.



Merino et al., (2024) evaluó satisfactoriamente el comportamiento agronómico del Cannabis medicinal variedad Cherry Oregon en dos localidades del Ecuador: la localidad uno (Urcuquí), con clima cálido seco, temperatura promedio de 19 °C, precipitación promedio anual de 200 mm y humedad relativa del 60 %; mientras que la localidad dos (Tabacundo), con un clima frío húmedo, temperatura promedio de 14 °C, precipitación promedio anual de 1000 mm y humedad relativa del 85 %.

De manera general, en cuanto a la humedad relativa para un buen crecimiento, la literatura científica recomienda, en función de su fenología, un rango entre 40 y 80 % (60 % durante la implantación), siendo recomendable no superar el 60 %, sobre todo en la floración, para evitar el desarrollo de hongos patógenos como Botrytis (Fassio et al., 2013), lo propio se ratifica en el estudio de Punja (2021), quien menciona que el manejo de la humedad es crucial para prevenir enfermedades como el mildiú polvoso y la pudrición del cogollo, las cuales prosperan en condiciones de alta humedad. Asimismo, recomienda evitar el exceso de riego para prevenir enfermedades en las raíces, como la podredumbre causada por Pythium y Fusarium.

2.3.2. Fotoperiodo

Chandra et al. (2017) afirma que se puede cultivar Cannabis en diferentes modalidades, tales como en exterior, invernadero o interiores (indoor, con iluminación artificial). En todas ellas el cáñamo tiene dos etapas: la vegetativa en la que necesita de 18 horas de luz y la floración que requiere de aproximadamente 12 horas de luz. De acuerdo con Fassio et al. (2013) es menester recalcar que esto también depende del cultivar, su adaptación y propósito.

Merino et al. (2024), en su evaluación de cannabis medicinal variedad Cherry Oregon, probó cuatro tratamientos, que consistieron en colocar las plantas de cannabis en fotoperiodos 16/8 (16 horas de luz y ocho horas de oscuridad), durante una, dos y tres semanas. El tratamiento uno fue el control y se mantuvo con luz natural (12 horas de luz y 12 horas de oscuridad), el tratamiento dos recibió el fotoperiodo 16/8 durante una semana, el tratamiento tres recibió por dos semanas y el tratamiento cuatro duró tres semanas. Los mejores resultados se obtuvieron con el tratamiento cuatro.

Puesto que en los países tropicales no se tiene estaciones, de acuerdo con la variedad que se cultive y su propósito productivo, será necesario utilizar implementos tecnológicos, como luminarias para alcanzar las horas luz necesarias para la producción. Danziger & Bernstein (2021) dicen que para la producción de cáñamo medicinal es muy importante la calidad de la luz y el espectro de esta para promover la producción de distintos compuestos del cáñamo, por lo que afirman que los tipos de luminarias más utilizadas en la industria medicinal son: HPS (High Pressure Sodium o Sodio de Alta Presión), MH (Metal Halide o Halogenuro Metálico), Luces fluorescentes y LED (Light Emitting Diodes).

Según Parma & Baxant (2018), de acuerdo con el espectro de la luminaria las plantas reaccionan de forma diferenciada, ya que cada color toma parte en diferentes procesos naturales de las plantas. Eichhorn et al. (2019) estudió el efecto de distintos colores de espectro en cannabis encontrando que:

- **Rojo y rojo lejano.** - son promotores de la floración y tienen impacto en la producción final de flor. Además, bajos niveles de rojo y rojo lejano son positivos para la producción de esquejes.
- **Azul y UV.** - el color azul activa el grupo de proteínas Zeitlupe que regula el reloj circadiano de las plantas, por lo que este color puede ser usado para controlar la floración y mantener la etapa vegetativa.

- **Verde.** - si bien el papel del color verde es reducido, puede afectar el crecimiento de las hojas y la elongación de las ramas. Por otra parte, un alto nivel de verde tiende a generar un impacto negativo en la producción de THC.

Por esto es recomendable utilizar luces con espectros completos, pero que hagan énfasis en rojo o en azul según la función productiva que se desee.

Para esquejar, germinar y vegetar se recomiendan colores blancos fríos 6000-6500 K. Para floración se recomiendan colores cálidos 3000-4000 K.

2.3.3 Necesidad hídrica y riego

El cáñamo puede producir hasta 15 toneladas de materia seca por hectárea en un período relativamente corto, por lo que requiere de buenas cantidades de agua (Bendaña, 2022), concentrada especialmente en la etapa de mayor crecimiento de la planta, desde la aparición de las hojas hasta la floración, donde tolera períodos de sequía (García, 2016).

Los volúmenes hídricos requeridos, en condiciones de secano, están entre 250 a 450 mm por ciclo de cultivo, requiriendo un régimen pluviométrico de aproximadamente 700 mm al año, incluyendo la humedad del suelo (Gill et al., 2023). Si bien, los valores que se reportan en la literatura son variables, es importante analizar los valores pioneros en la determinación de los requerimientos hídricos para este cultivo, Begg & Buller (1995) sugieren un valor de 600 mm de agua total disponible, así mismo Van Dam (1995), citado por Lisson (1998), recomienda para el cultivo de cáñamo lluvias de al menos 650 mm por año.

La tecnología de riego, empleada en el cultivo, es crucial en términos productivos. Sleiman et al. (2024), mediante un estudio, evaluó la productividad y las necesidades hídricas del cáñamo en diferentes zonas de Líbano. Los resultados muestran que bajo condiciones de cultivo irrigado el rendimiento de semillas puede alcanzar hasta 11.1 toneladas por hectárea, mientras que el riego eficiente en primavera mejora significativamente el rendimiento y la biomasa, con incrementos del 112,22 % y 96,43 %, respectivamente, en comparación con condiciones de secano. El uso de invernaderos y sistemas de riego eficientes, como el riego por goteo, puede reducir significativamente el consumo de agua, permitiendo la recuperación de hasta el 80 % del agua de riego utilizada (Steinfeld, 2019).

Pejić et al. (2018), mediante ensayos experimentales ejecutados en Serbia, sugiere ajustar el riego mediante el método de balance hídrico empleando la evapotranspiración de referencia (ET_o) y el coeficiente del cultivo (K_c). La ET_o se puede calcular siguiendo la ecuación de Hargreaves:

$$ET_o = 0,0023(T_m + 17,78) [Equation]$$

Donde:

ET_o, evapotranspiración referencia, mm/día,

T_m, temperatura media diaria, °C,

R_o, radiación solar extraterrestre, MJ/m²*día

n [Equation], temperatura diaria máxima, °C,

[Equation], temperatura diaria mínima, °C.

La evapotranspiración del cultivo equivale al requerimiento hídrico del cultivo, el cual se basa en la evapotranspiración de referencia y el coeficiente de cultivo. Esta se obtiene siguiendo la siguiente ecuación:

$$ET_c = E_t \times K_c$$

En este sentido, Pejić et al. (2018) determinó que el agua utilizada en la evapotranspiración en condiciones de riego fue de 470 mm, mientras que en la variante de control sin riego ascendió a 129 mm. El promedio más alto fue de 5,8 mm de agua diaria empleada en la evapotranspiración del cultivo; esto sucedió en el periodo de aparición de flores masculinas hasta el final de temporada, lo que implicó un 53,4 % del total del agua empleada en todo el ciclo; el promedio de toda la temporada fue de 4,3 mm por día. Según Babaei y Ajdarian (2020) el cannabis puede tolerar el estrés por déficit de agua hasta el 50 % de la ET_c . Así mismo, se emplearon tres valores de K_c según se indica en el Cuadro 1.

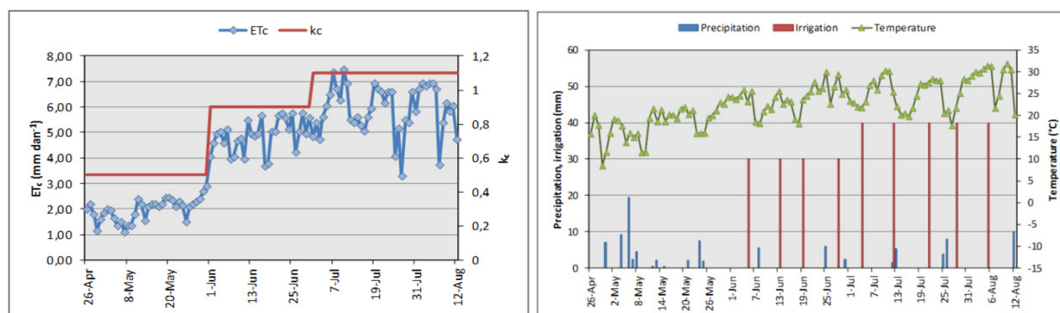
Cuadro 1
Valores de K_c reportados según estado fenológico

Estado Fenológico (Cáñamo)	K_c Estimado
Desde la siembra hasta alcanzar 3-4 pares de hojas	0,5
Desde los 3-4 pares de hojas hasta la aparición de flores masculinas	0,9
Desde el apareamiento de flores masculinas hasta el final del ciclo	1,1

Nota. Adaptado de Pejić et al., (2018).

Por otro lado, en la Figura 2, se evidencian los resultados reportados por Pejić et al. (2018).

Figura 2.
En la gráfica de la izquierda se expresa la relación precipitación, temperatura e irrigación en función del tiempo (año base)



Nota: En la derecha se observa la relación entre evapotranspiración del cultivo y K_c en función del tiempo (fenología). Tomado de Pejić et al., (2018).

En un estudio complementario Bajić et al. (2022) propone para cáñamo como óptimo un K_c de 0.6, después de evaluar tres regímenes de riego con K_c de 1,0; 0,8 y 0,6. De manera que se determinó el rango de evapotranspiración de este cultivo entre 312 a 520 mm.

En el Cuadro 2 se resume el orden de los cálculos necesarios para estimar los requerimientos de riego del cultivo.

Cuadro 2
Parámetros, fórmulas y procedimientos básicos para la estimación de riego

Nro.	Parámetro - Unidad	Fórmula	Procedimiento
1	Evapotranspiración cultivo, ET_c (mm)	$ET_c = ET_o \times K_c$	Se multiplica el resultado ET_o por el K_c
2	Evapotranspiración gotero, ET_g (mm)	$ET_g = ET_r \times PAR$	Se multiplica el resultado de ET_r por el porcentaje de área bajo riego (PAR)
3	Lámina de riego, L_r (mm)	$L_r = (CC - PMP) / 100 \times Pr \times Da$	Se restan el valor de capacidad de campo (CC) del punto de marchitez permanente (PMP), luego el valor se divide entre 100 y se multiplica por de profundidad de raíces (Pr) previa conversión a mm y el resultado de densidad aparente (Da)
4	Lámina Neta de riego, L_n (mm)	$L_n = ET_g \times I_r$	Se multiplica el resultado de ET_g por los intervalos de riego (I_r)
5	Lámina Bruta de riego, L_b (mm)	$L_b = L_n / E_f$	El resultado de L_n del presente cuadro se divide entre el resultado de la eficiencia de riego (E_f)
6	Intensidad de la Aplicación, I_a (mm/hora)	$I_a = q_e / (dl \times de)$	El caudal en L/h (q_e) del se divide entre la distancia entre laterales (dl) y luego divide entre la distancia entre emisores (de).
7	Tiempo de riego, T (horas)	$T = L_b / I_a$	Divida el resultado de L_b entre el resultado de I_a .
8	Volumen necesario, Vol (L)	$Vol = \text{Área (m}^2) \times L_b$	Se obtiene de multiplicar el área por L_b .
9	Caudal del proyecto, Q (L/s)	$Q = Vol / (T \times 3600)$	Se obtiene de multiplicar el volumen por el resultado del producto del tiempo de riego ajustado en segundos

Nota: Adaptado de Carrazón (2007) & Chow (2016).

Por otro lado, en lo referente a la eficiencia hídrica, en un estudio comparativo entre cáñamo y algodón, Wise et al. (2023) determinó que el cáñamo es significativamente más eficiente en el uso del agua. Específicamente, el cáñamo tiene un requerimiento hídrico del cultivo de alrededor de 5020 L/ha y una huella hídrica de aproximadamente 2000 L/ton, además los autores determinaron que el cáñamo tiene un requerimiento de agua de cultivo un 38 % menor, una huella hídrica un 60 % menor, un requerimiento de riego de cultivo un 84 % menor y una huella hídrica de riego de un 91 % menor en comparación con el algodón, lo que lo hace una alternativa potencialmente más eficiente y sostenible en cuanto al uso de agua para la obtención de fibra.

2.3.4. Suelos y fertilización

La producción de cannabis no psicoactivo y cáñamo industrial tiene requerimientos específicos en cuanto a sus parámetros físicos (textura, estructura, porosidad y color), químicos (conductividad eléctrica, capacidad de intercambio catiónico, pH, potencial redox, relación absorción sodio y concentración de nutrientes y contaminantes) y biológicos. La interacción de estos tres factores determina su calidad y rendimiento.

2.3.5. Parámetros físicos del suelo

El cáñamo puede prosperar en una amplia variedad de suelos (Bendaña, 2022). No obstante, tiene un mejor desempeño en suelos profundos, de estructura franco limosa, franco arcillosa o arcillo limosa, es decir, suelos con buen drenaje y de textura suelta. Esto coincide con recomendaciones de cuerpos regulatorios como la de Mérida (España), en la que se menciona que los suelos más recomendados para el cultivo son franco, franco-arenoso, arenoso, franco-arcilloso, de poca pendiente y con un contenido de materia orgánica importante (Norma técnica específica de producción integrada del cultivo del cáñamo industrial en la Comunidad Autónoma de Extremadura, 2023).

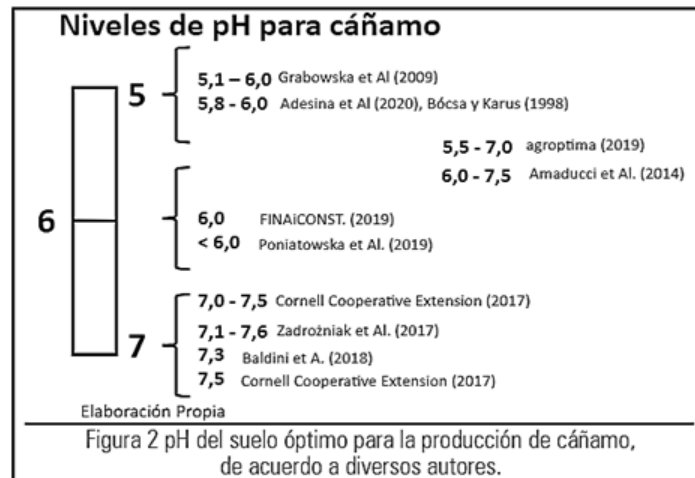
Según Struik et al. (2000), el cáñamo requiere de suelos con buen drenaje debido a su sensibilidad por el déficit o exceso de agua. Al respecto, Langa et al. (2024) afirma que suelos con baja humedad son consecuencia directa de bajas tasas de germinación de semillas de cannabis, resultando además en altas tasas de mortalidad y bajos rendimientos, especialmente en etapas tempranas de su desarrollo (Tounekti et al., 2020). Sin embargo, se ha descubierto que el estrés hídrico junto con la iluminación permanente resulta especialmente beneficioso para la maduración de las semillas de cannabis en etapas posteriores a la floración (Schilling et al., 2023).

2.3.6. Parámetros químicos del suelo

La conductividad eléctrica que se necesita está entre los 0,75 a 2,0 dS/m; en plantas que están en floración y se conducen hacia el final su ciclo o a cosecha puede llegar hasta 3,0 dS/m en cultivos establecidos en suelo, mientras que para cultivos hidropónicos o aeropónicos no se aconseja sobrepasar los 2,2 dS/m (Bayona & Camacho, 2023). Los rangos óptimos recomendados por etapa fenológica son (Hanna Colombia, s.f.): plántula (0,5 - 1,3 dS/m), crecimiento vegetativo (1,2 - 1,8 dS/m), y floración (1,6 - 2,0 dS/m).

En cuanto a pH, Quijano et al. (2022) refiere que el rango óptimo va entre los 5,5 a 7,5 para países situados en Europa y Estados Unidos, mientras que, para Latinoamérica se reportan valores entre 6,0 a 7,4. Según investigaciones principalmente colombianas, estos valores concuerdan con Fassio et al. (2013) que indica que un pH en 6,5 resulta óptimo en cuanto a la extracción eficiente de nutrientes del suelo. En la Figura 3 se detallan los valores de pH reportados en la literatura y analizados por Quijano et al. (2022).

Figura 3
Valores de pH del suelo reportados para el cultivo de cáñamo



Nota. Tomado de Quijano et al. (2022).

En cuanto al parámetro de salinidad es importante mencionar que afecta gravemente el crecimiento y rendimiento de los cultivares en etapas tempranas. Niveles de alta salinidad disminuyen el potencial hídrico del suelo, como consecuencia, se reduce la capacidad de absorción de agua, especialmente en la etapa de germinación en la que la humedad resulta crucial; esta restricción retrasa la imbibición de las semillas y frecuentemente contribuye en la deformación de las radículas; los efectos continúan durante las siguientes fases fenológicas generando una intoxicación generalizada en la planta con efectos nocivos a nivel bioquímico y fisiológico (Langa et al., 2024),

Sin embargo, algunos estudios recientes demuestran la alta tolerancia del cáñamo al estrés ambiental salino gracias a su complejo y bien abastecido sistema radicular (Cheng et al., 2016). Pese a ello, Di Mola et al. (2021) menciona que esta capacidad de tolerancia se ve determinada por el tipo y la concentración de sales, las variedades de cannabis o cáñamo y las etapas de crecimiento y desarrollo de las plantas, ya que se debe considerar el efecto genotipo-ambiente (GxA). Así lo afirman Gómez et al. (2023) y Tonk et al. (2011). Por otra parte el estrés alcalino, inducido por el bicarbonato de sodio y carbonato de sodio, presentes en algunos agroquímicos o contaminantes de aguas residuales, producen efectos similares a los antes mencionados por salinidad, con la particularidad de que la presencia de dichas moléculas conlleva al aumento del pH afectando a la pared celular de las raíces y funciones fotosintéticas (Fang et al., 2021).

2.3.7. Microbiología del suelo en el cultivo de cannabis

Dadas las condiciones de cultivo de cannabis no psicoactivo de grado alimenticio o medicinal, se recomienda que este sea cultivado bajo la menor incidencia posible de moléculas químicas nocivas para la salud humana, por tanto, su producción se basa en modelos alternativos, agroecológicos u orgánicos, es por esta razón que resulta importante conocer los microorganismos que se relacionan a nivel de rizosfera y que desempeñan un papel positivo en la producción.

Según Patiño et al. (2022) se ha evidenciado que este cultivo mantiene interacciones biológicas importantes con microorganismos solubilizadores de fósforo y fijadores de nitrógeno, cuando los sustratos son enriquecidos con compost, perlita y fibras como la de coco, lo que sugiere una alternativa prometedora a los fertilizantes químicos



en este sistema productivo. Además, microorganismos como *Trichoderma* spp. y *Bacillus* spp., juegan un papel crucial en la regulación de las poblaciones de patógenos del suelo, lo que reduce el apareamiento de enfermedades radiculares. En este mismo sentido, estudios como el de Corredor-Perilla et al. (2023) demuestran que cepas de bacterias, del género *Bacillus*, logran tasas de germinación de semillas de cannabis superiores al 80 %, lo que destaca su capacidad de mantener el potencial de germinación aun en condiciones de almacenamiento y pretratamientos.

Por otro lado, estudios como los de Kakabouki et al. (2021); Sun et al. (2022) y Seemakram et al. (2022) determinaron la existencia de interacciones micorrícicas con las raíces de cannabis actuando como hongos promotores del crecimiento, precursores de respuestas adaptativas al estrés generado por la presencia de metales pesados, aumento en el contenido de cannabinoides y regulación de fluorescencia de clorofila, contribuyendo además a un mejor intercambio de gases fotosintéticos.

Al respecto, Ahmed et al. (2023) descubrió que inóculos microbianos que contienen cepas de *Rhizophagus irregularis*, *Trichoderma harzianum*, *Bacillus subtilis* y *Dictyosphaerium chlorelloides*, tienen la capacidad de aumentar la biomasa (conveniente para la producción de cáñamo) y en consecuencia el aumento de fitocannabinoides (particularmente Cannabidivarin (CBDV), ácido cannabigerólico (CBGA) y ácido Δ^9 -tetrahydrocannabinólico-A (Δ^9 -THCA-A)), además de favorecer en un 19 % la colonización micorrízica.

Se debe mencionar que en cuanto a microbiología del suelo existe, también, el riesgo del apareamiento de hongos patógenos, como lo evidencia el estudio de González et al. (2023), quien aisló hongos patógenos de suelos e insectos plaga (*Diabrotica*, *Empoasca*, *Naupactus* y *Autographa*) de un cultivo industrial de cáñamo evidenciando que los géneros aislados de las muestras del suelo fueron *Rhizopus*, *Aspergillus*, *Absidia*, *Alternaria*, *Mucor*, *Penicillium* y *Fusarium*; mientras que los géneros aislados de insectos plaga fueron *Cladosporium*, *Alternaria*, *Aspergillus* y *Fusarium*. Esto indica que el suelo es una fuente múltiple de propágulos fúngicos, que son transportados en los insectos plaga que actúan como vectores, de modo que el manejo tanto de plagas como enfermedades debe ser abordada de forma integral manteniendo sus poblaciones bajo el umbral económico o de tratamiento.

De manera general, en cuanto a la gestión del recurso suelo, es recomendable se empleen estrategias de enriquecimiento de sustratos con abundante materia orgánica de entre mínimo el 3 al 5 %. Al respecto Berrueta et al. (2024) menciona que existe una correlación directa entre el contenido de materia orgánica y la fracción de la radiación fotosintéticamente activa, donde mayor contenido de materia orgánica favorece una mayor actividad fotosintética, lo que en el cultivo de cáñamo se traduce en una mayor proporción de biomasa.

Además, la adición de cepas de microorganismos solubilizadores de fósforo y potasio -especialmente en suelos pertenecientes a la zonas altoandinas del Ecuador, que presentan deficiencias en estos elementos, así como fijadores de nitrógeno- promueve la existencia de poblaciones de microorganismos benéficos; en consecuencia, mejoras en el rendimiento y la conservación del suelo (Bravo et al., 2013; Julca-Otiniano et al., 2006; Zunino et al., 1985). Acosta (2001) afirma que el cáñamo es capaz de reincorporar al suelo, en forma de materia orgánica, un 40 % de los nutrientes que extrae, además de poseer una naturaleza sofocante para hierbas adventicias o arvenses.

Gracias a esto se ha descubierto recientemente que algunas bacterias y hongos endófitos, asociados a la rizosfera del cannabis, tienen la capacidad de influir en el aparataje metabólico de la planta en cuanto a lo que se refiere a la producción y concentración de metabolitos secundarios como el THC y CBD (Taghinasab & Jabaji, 2020). Esto lo demuestra Lyu et al. (2019) tras identificar que los géneros *Pseudomonas* y *Bacillus* inciden directamente en el rendimiento de cannabinoides, así como en el control de enfermedades, lo que coincide con los datos reportados

por Dumigan & Deyholos (2024) quienes afirman que el género *Pseudomonas* presenta actividad de biocontrol contra patógenos fúngicos y, en consorcio con *Bacillus*, actúan como promotoras del crecimiento vegetal. Sin embargo, según Sapkota et al. (2015), el genotipo de las plantas determinará la conformación de comunidades microbianas a nivel de rizosfera.

En el Cuadro 3 se resumen los rangos óptimos de las variables agroecológicas, según la etapa fenológica del cultivo.

Cuadro 3

Resumen de los rangos óptimos de variables agroecológicas según la etapa fenológica

Variables Agroecológicas	Etapas Fenológicas		
	Germinación y emergencia	Estado Vegetativo	Floración y formación de semillas
Temperatura	18-25 °C		25-30 °C
Humedad Relativa	mayor a 80 %		40-60 %
Fotoperiodo	16- 18* horas luz *esquejado	18 horas luz	12 horas luz
Intensidad lumínica	-		400-700 nm
Kc	0.5	0.9	1.1
Volumen hídrico en seco	250 - 400 mm/ciclo de cultivo		
Requerimiento hídrico por ciclo	5000 L/ha		
Suelos	De Franco arenoso a franco arcilloso		
Conductividad Eléctrica	0.5-1.3 dS/m	1.2 - 1.8 dS/m	1.6 - 2.0 dS/m
pH	5.5 - 7.5 (Óptimo: 6.5)		
Materia Orgánica	3 - 5 %		

Es importante la generación de investigación en el rubro cannabis en el Ecuador, para determinar parámetros específicos por localidades y condiciones agroclimáticas que apoyen a los productores para su máximo rendimiento.

2.3.8 Nutrición vegetal y fertilización

Las plantas requieren una variedad de elementos químicos para su crecimiento, los cuales se agrupan en tres categorías:

- **Los elementos primarios.** - Incluyen nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K), y son los más demandados por las plantas, generalmente listados en el orden N-P-K.
- **Los elementos secundarios.** - Incluyen elementos como magnesio (Mg), azufre (S) y calcio (Ca), se encuentran en la dolomita.
- **Los microelementos.** - Necesarios en cantidades muy pequeñas, comprenden hierro (Fe), manganeso (Mn), boro (B), molibdeno (Mo), zinc (Zn) y cobre (Cu). Además, cabe mencionar que hay otros elementos como silicio (Si), cobalto (Co) que no son parte del requerimiento de la planta, sin embargo, su incorporación mejora la resistencia al estrés biótico y abióticos.

Dependiendo el propósito del cultivo de cáñamo, ya sea para fibra, flor o semilla, están dados los requerimientos nutricionales. El nitrógeno es esencial para el crecimiento de la planta, así como para la madurez de las semillas, y en esta fase, o para este propósito, se requiere de menos potasio. Por el contrario, en la floración, el fósforo y potasio se absorben en mayor cantidad, lo que es importante considerarlo por la naturaleza geológica de los suelos ecuatorianos, donde existen problemas relacionados con la inmovilización de fósforo y potasio en formas no biodisponibles, donde, como se mencionó anteriormente la microbiología juega un papel fundamental (Cáceres et al., 2021; Cáceres-Acosta et al., 2024; Espinosa et al., 2018; Paucar et al., 2015).

En este sentido, la extracción de fósforo aumenta en cultivos destinados a fibra (García, 2016). Es importante mencionar que siempre es necesario un análisis de suelo, para saber con exactitud qué es lo que requerimos aplicar en función del análisis, el estado fenológico y el propósito del cultivo; de igual manera, es fundamental complementarlo con un análisis de agua, ya que aspectos como el pH, la conductividad eléctrica, concentración de iones y sales, entre otros parámetros, pueden jugar un papel crucial en la biodisponibilidad de nutrientes y en la relación suelo-planta.

Fase de plántula: en esta etapa las plántulas obtienen la mayoría de sus nutrientes de la semilla, por lo que no es necesario fertilizar hasta que tengan aproximadamente dos semanas de vida, cuando ya es necesario implementar un plan de fertilidad; es recomendable complementarlo con microorganismos eficientes y promotores de crecimiento como micorrizas, lo que reduce el estrés en las raíces (Saavedra et al., 2021). Durante esta fase, el enfoque debe ser mantener un ambiente cálido y húmedo.

Fase vegetativa: durante la fase vegetativa, las plantas requieren un alto contenido de nitrógeno para promover el crecimiento de hojas y tallos. Las recomendaciones son:

Nitrógeno (N). - 160-240 ppm (partes por millón) es óptimo, con síntomas de deficiencia en concentraciones por debajo de 80 ppm y riesgo de toxicidad a partir de 320 ppm.

Fósforo (P). - 50-70 ppm, esencial para el desarrollo de raíces y crecimiento general.

Potasio (K). - 150-200 ppm, importante para la regulación del agua y el crecimiento celular.

por Dumigan & Deyholos (2024) quienes afirman que el género *Pseudomonas* presenta actividad de biocontrol contra patógenos fúngicos y, en consorcio con *Bacillus*, actúan como promotoras del crecimiento vegetal. Sin embargo, según Sapkota et al. (2015), el genotipo de las plantas determinará la conformación de comunidades microbianas a nivel de rizosfera.

En el Cuadro 3 se resumen los rangos óptimos de las variables agroecológicas, según la etapa fenológica del cultivo.

Cuadro 4
Resumen de los rangos óptimos de micro y macroelementos esenciales

Elementos esenciales	Etapas Fenológicas		
	Plántula	Estado Vegetativo	Floración y formación de semillas
	ppm (partes por millón)		
N	100	160-350	50-110
P	40	50-70	70-150
K	140	150-215	200-300
Ca			100-150
Mg	50	60	60-70
S			20-30
B	0.3	0.3	0.3
Zn	0.3	0.3	0.3

Los planes de fertilización se deben enfocar especialmente en las fases vegetativa y de floración/producción. En el Cuadro 5 se resumen las dosis de soluciones nutritivas recomendada en cada fase fenológica del cáñamo.



Cuadro 5
Fuentes y dosis recomendadas para soluciones nutritivas según fases fenológicas

Fórmula	Fase Vegetativa	Fase de floración/producción
	ml/L	
1-3-6	2.8	5.6
3-0-2	5.6	11.2
2-0-0	1.12	2.24
1-4-7	5.6	11.2
volumen / planta	1 L	2 L

Nota. Tomado de INTA (2022).

Acosta (2001) indica que en cáñamo se recomiendan 15 kg de fertilizante de NPK (15-15-15), por kg de fibra obtenido, ya que la fibra equivale al 6,5 % de la masa vegetal, y esto equivale a aproximadamente un kilogramo por masa vegetal, donde es importante considerar que el cáñamo es capaz de extraer del suelo 102 ppm de N, 66 ppm de P2O5 y 117 ppm de K2O.

En este mismo sentido, los estudios más recientes en cuanto a macros en cannabis, Saloner & Bernstein (2021) determinaron que el suministro óptimo de N en las etapas vegetativas y de floración, usando fuentes convencionales, es de 160 mg/L. En su estudio demostraron que aquellas plantas que recibieron tasas inferiores a la dosis recomendada, reducían de manera significativa su capacidad fotosintética, crecimiento y floración, mientras que, según reporta Caplan et al. (2017a,b), si se suministraban fuentes orgánicas de N, las dosis óptimas se encuentran en un rango de entre 260 y 390 mg/L en etapa vegetativa y de floración.

En cuanto a fósforo, suele suministrarse dosis de aproximadamente 200 mg/L durante la floración; sin embargo, Shiponi & Bernstein (2021) demostraron rendimientos similares entre dosis de 100 mg/L y 30 mg/L, por lo que resulta más importante entender que las fuentes de fósforo convencionales suelen tener efectos negativos en el medio ambiente cuando se usan en exceso. Finalmente, en cuanto a K la información, a nivel de investigaciones, no es muy profusa; según Bevan et al. (2021), la mayoría de las recomendaciones de dosis en este nutrimento provienen de casas comerciales que sugieren rangos de entre 300 a 400 mg/L.

Algunas investigaciones reportan los efectos en el rendimiento tras la evaluación de tratamientos con micro y macronutrientes. Por ejemplo, Papastilianou et al. (2018) afirma que el aumento en las tasas de fertilización nitrogenada impacta positivamente en el rendimiento de biomasa del cáñamo, el peso seco del tallo, la altura de la planta y los índices de inflorescencia, siendo 240 kg N/ha la dosis óptima. Por otro lado, Bevan et al. (2021) recomienda una solución nutritiva que contenga N y P en aproximadamente 194 y 59 mg/L, respectivamente, para lograr el máximo rendimiento de la inflorescencia.

Si el cultivo de cáñamo se realiza en condiciones orgánicas, Acosta (2001) sugiere utilizar humus orgánico y estiércol animal (23-25 ton/ha), se debe tomar en cuenta que el excesivo uso de turba tiene por riesgo la acidificación del suelo. Es importante considerar que algunos tipos de estiércol, como el de ovinos, es deficitario de formas biodisponibles de fósforo, por lo que se puede complementar con fosfal a razón de 20 ton/ha de estiércol ovino y 20 kg de fosfato natural de Senegal (Fosfal al 34 %) para alcanzar los requerimientos. Cuando no se cubren los requerimientos nutricionales del cultivo, éste presenta síntomas característicos. En el Cuadro 6, se resumen los efectos por exceso y deficiencia de los macroelementos esenciales en la nutrición vegetal del cannabis.

Cuadro 6
Efectos por deficiencia y exceso de macroelementos esenciales

Nutriente	Exceso	Imagen de referencia Exceso Deficiencia	Deficiencia
Nitrógeno	- Los tallos y follaje se debilitan - Movilidad del verdor hacia la parte superior - Débil transporte de agua - Hojas inferiores oscurecidas - Cosecha de color verde		- Plantas cortas de hojas grandes - Pérdida de brillo en hojas - Hojas inferiores amarillas - Caída de hojas - Floración Prematura - Bajo rendimiento
Fósforo	- Necrosamiento en las puntas de las raíces - Clorosis intermerval en hojas nuevas - Debilidad en las hojas nuevas - Quemadura en las puntas y márgenes foliares - Deficiencia de Ca, Mg, Zn y Fe - Enroscamiento de hojas intermedias - Manchas foliares - Cogollos secos		- Se detiene el crecimiento lateral y vertical - Peciolos púrpuras - Hojas azuladas - Susceptibilidad a plagas y enfermedades - Hojas muertas con manchas negras o púrpuras - Enroscamiento hasta la defoliación
Potasio	- Hojas nuevas muy delgadas - Clorosis intermerval en hojas nuevas - menor espacio internodal - Deficiencia de Ca, Mg, Zn y He - Enroscamiento y manchas marrones - Acidificación del suelo - Puntas de raíces necrosadas		- Hojas viejas cloróticas - Limitada ramificación del tallo - Color oxidado en los márgenes y puntas de las hojas, como si se tratase de una quemadura - Floración retrasada y reducida - Tallos débiles y quebradizos

Nota. Adaptado de Saavedra et al., (2023) e imágenes tomadas de Cervantes & Valdes (2015).

Finalmente, se debe tomar en cuenta que, en lo que se refiere a sustratos, aquellos con mayor disponibilidad de agua promueven un crecimiento óptimo de la planta. Los niveles elevados de estrés hídrico, aunque aumentan la concentración de CBD, resultan en menor biomasa; además, la adición de acuaporinas en los sustratos puede jugar un papel crucial en la eficiencia del uso del agua, impactando tanto el crecimiento como la producción de CBD (Ortiz-Delvasto et al., 2024).

2.3.9. Germinación y emergencia

Es importante considerar que el cáñamo es una especie descrita como fitoremediadora o bioacumuladora de metales pesados causantes de la contaminación de suelos. Esto se debe a que sus extensas raíces presentan propiedades quelantes, específicamente de arsénico y cobre, así como partículas asociadas a disolventes químicos y pesticidas (Morin-Crini et al., 2019 y Rocha, 2021).

Si bien esta capacidad puede ser aprovechada para fines de conservación y recuperación de suelos, es importante considerar que los suelos contaminados son una amenaza para la producción de cannabis de grado pharma o de consumo alimenticio; en este sentido, es recomendable realizar un análisis de suelo, sustratos y agua de riego para identificar la presencia de metales pesados u otros contaminantes, especialmente cuando se realizará la instalación del cultivo de cannabis medicinal.

2.4. Fenología de la planta

Diversos autores coinciden en que el ciclo de cultivo del cáñamo tiene cuatro etapas fenológicas principales, que son: germinación y emergencia, crecimiento vegetativo, floración y formación de semillas, y senescencia. Cada una de estas etapas incluye estadios secundarios (Fassio et al., 2013).

Es importante conocer la fenología del cultivo de cáñamo para poder realizar las labores del cultivo en el momento adecuado (Figura 4) como la aplicación de fertilizantes, el manejo de plagas y enfermedades, estudiar su adaptación a las condiciones climáticas, así como desarrollar programas de fitomejoramiento (Mishchenko et al., 2017).

Figura 4

Principales estados fenológicos del Cannabis



Nota: Fotografías: Roberto León; Joel Yantalema.

2.4.1. Germinación y emergencia

La germinación dependerá de la calidad de semilla la cual debe estar en estado seco y de color café oscuro o claro, las semillas blandas de color blanco o verde, se las denomina semillas vanas o vacías, estas se pueden separar de manera visual o por flotación, donde las semillas vanas quedarán en la superficie y las de buena calidad quedarán en el fondo (Varela, 2010).

Una de las técnicas para la germinación es el embeber las semillas en agua o colocar en el sustrato apropiado; la radícula empieza a brotar y el hipocótilo a emerger de la cubierta de la semilla, desplegándose así los cotiledones (Figura 5) (Mishchenko et al., 2017).

Esta etapa puede durar aproximadamente de tres a 10 días, y se debe considerar factores como la luz y la temperatura. Algunas experiencias han demostrado que mantener las semillas en la oscuridad favorece a la germinación, pero una vez emergida la plántula es necesario exponerla a la luz para que no haya una elongación excesiva. En cuanto a la temperatura, Fassio et al. (2013) indica que 24 °C es lo óptimo, ya que temperaturas menores retrasarían el proceso, aunque las temperaturas mínimas pueden ser hasta 0 °C.

Durante la germinación, la humedad, el calor y el aire activan hormonas (citoquininas, giberelinas y auxinas) dentro de la cubierta exterior de la semilla. Las citoquininas indican que se formen más células y las giberelinas que aumente el tamaño celular, el embrión se expande, nutrido por un suministro de alimentos almacenados dentro de la semilla. Pronto, el recubrimiento de la semilla se rompe, una raíz crece hacia abajo y un brote con hojas se eleva en busca de luz (Cervantes, 2006).

Para evaluar el porcentaje de germinación de semillas de cannabis medicinal variedad Cherry Oregon, Merino et al. (2024) analizó la germinación bajo condiciones controladas, mostrando un valor de 98 % en las dos localidades evaluadas.

Figura 5
Fotografías de germinación y emergencia en Cannabis



Nota: En la fotografía A se puede observar la germinación en bandejas. En la B se observa la germinación en bandejas.
Fotografías: Roberto León.

2.4.2. Crecimiento vegetativo

Comprende el crecimiento del tallo y las hojas; durante esta etapa se forman entre siete y doce pares de hojas verdaderas. En un inicio el crecimiento es lento y los espacios entrenudos son cortos hasta que se forman cinco pares de hojas, aproximadamente. Después, el crecimiento es más rápido y los espacios entre nudos más largos. La hoja está totalmente desplegada (Figura 6) cuando sus folíolos alcanzan por lo menos un centímetro de largo, el primer par de hojas tiene solo un folíolo, el segundo tres folíolos, y así sucesivamente (Fassio et al., 2013).

Algunos autores suelen dividir esta etapa en dos, considerando primero una fase de plantín o plántula, y después la etapa vegetativa. La plántula de cáñamo comienza a serlo una vez que deja de tener solamente las hojas embrionarias y aparecen las hojas verdaderas. Esta fase termina una vez que las hojas tengan entre cinco a siete folíolos, que es cuando dejarán de considerarse plántulas (Almeida, 2022).

El crecimiento vegetativo es una etapa muy importante, porque es donde la planta se desarrolla completamente antes de la floración, por lo tanto es importante brindar al cultivo todos los requerimientos necesarios para este desarrollo.

Merino et al. (2024), en su evaluación de cannabis medicinal variedad Cherry Oregon, determinó que la menor altura de planta antes de la cosecha se registró en el tratamiento 1 (37,17 cm) y tratamiento 2 (36,17 cm). Estos tratamientos corresponden a 12 horas luz y 12 horas oscuridad durante todo el ciclo; 16 horas luz y ocho horas oscuridad por una semana; mientras que el tratamiento cuatro presentó plantas con mayor altura antes de la cosecha (59,83 cm); este tratamiento corresponde a 16 horas luz y ocho horas oscuridad durante tres semanas. En cuanto a la biomasa seca, el tratamiento cuatro registró el mayor valor (38,81 g); además, este tratamiento se destacó por el mayor rendimiento de biomasa por planta (33,61 g) y biomasa por m² (235,26 g). En cuanto a la altura de las plantas, en el segundo ciclo se observó que el tratamiento cuatro generó plantas más altas (53,42 cm), y biomasa más seca (64,43 g) y mayor rendimiento de biomasa por planta (52,04 g) y biomasa por m² (364,29 gramos).

En la localidad dos, en el primer ciclo, la altura de las plantas no mostró diferencias estadísticas entre tratamientos. Resultados similares se obtuvieron en las variables de biomasa seca, rendimiento de flores por planta y rendimiento por metro cuadrado; sin embargo, se observó una tendencia donde el tratamiento cuatro mostró los valores más altos. En el segundo ciclo se repitió la tendencia; todos los tratamientos fueron estadísticamente similares en todas las variables, y nuevamente el tratamiento cuatro mostró resultados superiores.

Figura 6
Plantas en estado vegetativo.



Nota: Fotografía: Roberto León.

2.4.3. Floración y formación de semillas

En esta etapa se detiene el crecimiento de la planta para que dé lugar a la floración. A causa del dimorfismo sexual el momento de la floración es heterogéneo, es decir, hay una diferencia muy marcada del crecimiento y desarrollo entre las plantas macho y hembra. Las plantas macho florecen antes. La floración empieza desde la base de la planta hacia arriba, apareciendo los primordios florales (Figura 7) (Fassio et al., 2013).

Las flores de la planta de cáñamo son diclinas, lo que significa que el androceo y el gineceo se encuentran en flores separadas. Existen plantas monoicas, que tienen ambos sexos en la misma planta, y plantas dioicas, que son exclusivamente masculinas o femeninas.

Las flores masculinas tienen una forma de garra curva, son ramificadas, como inflorescencia racimosa y son las que producen el polen. Mientras que las flores femeninas son más compactas, con un cáliz tubular simétrico alargado, con brácteas que poseen pequeñas estructuras glandulares, llamados tricomas, que son los que producen la característica resina del cannabis y los cannabinoides (Sumpter, 2021).

Después de la floración y, si la polinización se ha llevado a cabo, se forman las semillas, las cuales empiezan a endurecerse y maduran en un período entre tres a cinco semanas (Figura 7). Cuando adquieren una coloración marrón y se tornan duras, la planta las libera (Fassio et al., 2013).

Figura 7
Plantas de Cannabis en floración y formación de semillas



*Nota: En la imagen A se puede observar plantas en floración, mientras que en la imagen B se observa la formación de semillas luego de la polinización.
Fotografías: Roberto León.*

2.4.4. Senescencia

Una vez que el cultivo haya cumplido su propósito -ya sea ser plantas madre para la obtención de clones, la floración de las plantas dioicas macho, la madurez de la semilla en plantas dioicas hembra o monoicas, la cosecha de los cogollos para obtener los respectivos subproductos- las hojas y el tallo se secan, lo que ocasiona la muerte de la planta (Fassio et al., 2013).



2.5. Zonas de producción en el Ecuador

Ecuador posee características ideales para el cultivo de cannabis, debido a la heliofanía, humedad relativa y características del suelo, mismas que brindan las condiciones para la obtención de un producto de alta calidad, tanto para el consumo interno como para la exportación (Padilla, 2024).

Se reconoce que entre las principales zonas productivas del Ecuador, las regiones Sierra y Costa son las más adecuadas para la producción de cannabis no psicoactivo o cáñamo industrial, seguido de la Amazonía debido a sus altos porcentajes de humedad siendo uno de los factores que promueven la formación de hongos. En la Región Sierra del Ecuador se presentan ciclos de producción más largos y cosechas con contenido de CBD más alto, a diferencia de la Región Costa, cuyos ciclos de producción son más cortos y sus cosechas tienen contenidos de CBD más bajos (Gallegos, 2021).

Es importante tomar en cuenta que las propiedades del producto a obtener dependen de varios factores, como la variedad de la semilla, el lugar exacto donde se cultivará, de la calidad del suelo y de las condiciones climáticas, por ello es de gran importancia el manejo del cultivo en función del uso que se busque dar al producto final. Entre las principales necesidades del cultivo está la tierra suelta con una composición de aproximadamente 15 % de arena fina, 15 % de humus y pequeñas cantidades de arcilla, con el objetivo de evitar encharcamientos, a más de ello los suelos deberán ser ricos en nutrientes (Gallegos, 2021).

Además de lo señalado, es importante reconocer los requerimientos básicos del cultivo de cannabis o cáñamo, los que pueden variar dependiendo de la etapa fenológica en la cual se encuentre la planta. En el caso de la temperatura se requieren rangos de entre 20 a 30 °C en el día, mientras que por la noche temperaturas más frescas con una temperatura media de 18 °C aproximadamente. En cuanto al pH, el valor ideal para cultivos en suelo directo está entre 6,0 y 7,0 (Gutierrez & Vallejo, 2023).

El factor de horas luz es muy importante para el cultivo de cáñamo. En Ecuador el periodo de luz no cubre las necesidades del mismo en su etapa vegetativa, debido a que durante el desarrollo de las plantas se requiere de 18 horas luz; no obstante, para la etapa de floración Ecuador cumple con las 12 horas de luz necesarias, siendo necesaria la iluminación artificial complementaria en su etapa vegetativa, para que las plantas se desarrollen con normalidad (Gutierrez & Vallejo, 2023).

Para el caso de producción de biomasa el requerimiento lumínico depende de la variedad; sin embargo, se realizan esfuerzos para la adaptación de genotipos al trópico para que no dependan del fotoperiodo.

2.6. Material genético disponible, semillas y variedades de cáñamo en Ecuador

La Dirección de Recursos Agrícolas, acorde a sus competencias, mantiene el registro de importaciones de cáñamo desde el año 2019 hasta el junio de 2024. Según esta información, los cultivares de cáñamo de los años 2019, 2021, 2022, 2023 y 2024, se encuentran con número de registro e inscritos en el Ministerio de Agricultura y Ganadería, que se indican a continuación:

Cherry Oregon Hemp, Cherry Bubblegum, Titan, Ultra Violet, Orange Sunrise, Baox, Cherry Hd, Painted Lady, Eighty Eight, Frosted, Web, Automatik, Valentines Eve, Ultra Woman, Lucky Lucy, Hlukhivs'ki 51, Auto-Alpha, Superwoman S1, An001, Auto Bot, Xianwei, Carmagnola Selezionata, Eletta Campana, Rajan, Tygra, Ihp-1, Covenant, Super Wife, Auto Magik, The Grand (T2xt2), Purple 52, Socati Auto Cbd-1, Glacier Cbg, Cherry Blossom, Queen Dream, Cindrella Story, Cann-21-0400, Cann-21-0399, Esmeralda Medicinal 9 Esmeralda Medicinal 17, Cherry Pie, Stormy Cbdaniels, Mk 4, Hempress 3, Cbgambit, Lemon G Cbg, T1 Afghan Skunk Cbd, Sour Kush Cdb, Sour, Citron Auto Flower Cbd, Co_Medical Cbd16, Co_Medical Cbd21, The Grail, Goliath, Peach Goliath, Hercules, Olympus, Mcgrath Le Creme Ft, Merlot, Cherry X Otto li, Berry Blossom A, Mcgrath First

Frost Ft, Sc Santa Clara Haze Tf, Nn, Clockwork Dutch, Esmeralda Medicinal, 16, Puma, Yuma, Colombian Spirit, Bubba Gum, Unocbd-2511 S, Unocbg-2724 S, Unocbd-2432 S, Unocbd-1011 S, Valley Kush, West Slope Kush, Breeders Cbd.

En total son 75 cultivares que se han importado desde el año 2019 hasta junio de 2024. Los países de procedencia son: Estados Unidos, Israel, Colombia, China y Uruguay, siendo Estados Unidos el país que más se importa material genético.

En este sentido, de acuerdo con la información proporcionada, los cultivares de cáñamo tienen un registro definitivo con fines de industrialización. Además, de acuerdo con la normativa y reglamento de semillas ningún cultivar de cáñamo tiene registro definitivo con fines de comercialización de semillas.

Los materiales genéticos registrados se pueden visualizar en el siguiente link: <http://geoportal.agricultura.gob.ec/index.php/mapas-interactivos/catalogo-semillas>

2.7. Marco legal nacional

La Dirección de Recursos Agrícolas, acorde a sus competencias, mantiene el registro de importaciones de cáñamo desde el año 2019 hasta el junio de 2024. Según esta información, los cultivares de cáñamo de los años 2019, 2021, 2022, 2023 y 2024, se encuentran con número de registro e inscritos en el Ministerio de Agricultura y Ganadería, que se indican a continuación:

La Ley Orgánica de Prevención Integral del Fenómeno Socioeconómico de las Drogas y de Regulación y Control del Uso de Sustancias Catalogadas Sujetas a Fiscalización en el segundo inciso de la Disposición General Tercera, dispone:

"(...)Se excluye de las sustancias catalogadas sujetas a fiscalización al cannabis no psicoactivo o cáñamo, entendido como la planta de cannabis y cualquier parte de dicha planta, cuyo contenido de delta-9-tetrahidrocannabinol (THC) es inferior a 1% en peso seco, cuya regulación es competencia de la Autoridad Agraria Nacional."

La Ley Orgánica Reformatoria al Código Orgánico Integral Penal, en su Disposición Transitoria Quinta, establece:

"La Autoridad Agraria Nacional en el plazo de ciento veinte días a partir de la Vigencia de la Ley expedirá las regulaciones a las que se refiere el artículo 127 de esta Ley".

En atención a dicha disposición, el Ministerio de Agricultura y Ganadería, como entidad rectora de la política pública agropecuaria, en cumplimiento a la disposición de la Ley antes referida, expidió el Reglamento para la importación, siembra, cultivo, cosecha, postcosecha, almacenamiento, transporte, procesamiento, comercialización y exportación de cannabis no psicoactivo y cáñamo industrial, mediante Acuerdo Ministerial No. 109, de fecha 19 de octubre de 2020.

Por la normativa expuesta, se establece que la Autoridad Agraria Nacional tiene competencia únicamente en el cultivo de cáñamo (materia prima), que según la ley antes mencionada es un cultivo que no está sujeto a fiscalización.

En dicho Acuerdo, en el capítulo VI, Licencias y requisitos, art. 22 tipos de licencias: la Autoridad Agraria Nacional emite las siguientes licencias:

1. Licencia para la Importación y Comercialización de Semillas de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo, o de Esquejes de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo, o de Semillas de Cáñamo para Uso Industrial. (LICENCIA 1)



2. Licencia para la Siembra y Producción de Semillas de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo, o de Esquejes de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo, o de Semillas de Cáñamo para Uso Industrial. (LICENCIA 2)
3. Licencia para el Cultivo de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo. (LICENCIA 3)
4. Licencia para el Cultivo de Cáñamo para Uso Industrial. (LICENCIA 4)
5. Licencia para el Procesamiento de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo y Producción de Derivados de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo. (LICENCIA 5)
6. Licencia para Fitomejoramiento y/o Bancos de Germoplasma e Investigación. (LICENCIA 6)
7. Licencia para la Adquisición de Derivados y/o Biomasa o flor de Cannabis No Psicoactivo o Cáñamo, o de Biomasa de Cáñamo para Uso Industrial, para Exportación. (LICENCIA 7).

Para la realización de las actividades se requiere la obtención de las licencias antes mencionadas, las cuales son otorgadas a personas jurídicas por el Ministerio de Agricultura y Ganadería, previo el cumplimiento de los requisitos generales y específicos para cada una de las actividades, los que pueden ser visualizados mediante el siguiente enlace:

<https://www.agricultura.gob.ec/canamo/>

Por otro lado, con la finalidad de proporcionar al usuario un instrumento técnico para identificar los procesos necesarios para la importación y comercialización del material genético de cannabis no psicoactivo, así como brindar más información respecto al funcionamiento de las entidades involucradas en los distintos procesos, se dispone del siguiente enlace:

<https://me-qr.com/mobile/pdf/17655204>

El impacto que ha generado la normativa de Ecuador respecto a otros países ha sido significativo: tener un tiempo casi récord en emisión de licencias, concentrar en un mismo Ministerio todas las actividades que se puedan desarrollar con la materia prima que ofrece el cannabis no psicoactivo, ofrecer costos adecuados de tramitología para poder ser competitivos con el resto del mundo, así como de la capacitación constante con países que están en crecimiento en la industria.

La regulación de este cultivo ha permitido ver que Ecuador tiene condiciones favorables para el crecimiento de esta industria, ya que tiene alta experiencia en cultivos y un suelo que permite producción de variedades, que al vincularse con la investigación y una correcta interacción entre academia, empresas y sector público puede impulsar un mercado emergente en el país.

2.7.1. Obtención de autorización de importación de semilla con fines de industrialización y/o consumo

Esta solicitud se la debe realizar cada vez que el petionario quiera importar. El trámite está orientado a tener una trazabilidad, garantizar la calidad de material vegetal que ingresa al país y el destino de la semilla importada.

También es importante que se tenga claro que al tener la licencia respectiva para la autorización de siembra y producción de semillas de cannabis no psicoactivo o cáñamo, o de esquejes de cannabis no psicoactivo o cáñamo, o de semillas de cáñamo para uso industrial, no exime al licenciario de realizar los demás procesos establecidos en la Ley Orgánica de Agrobiodiversidad, Semillas y Fomento de la Agricultura Sustentable (LOASFAS), para la importación, exportación y comercialización de semillas, entre otros, que están contemplados en la siguiente normativa vigente:

https://www.tfc.com.ec/uploads/noticia/adjunto/668/REGLAMENTO_A_LA_LEY_ORG%C3%81NICA_DE_AGROBIODIVERSIDAD__SEMILLAS_Y_FOMENTO_DE_LA_AGRICULTURA_SUSTENTABLE.pdf

3 Manejo del cultivo de cáñamo

3.1. Métodos de cultivo del cáñamo

La industria del cannabis no psicoactivo está compuesta por dos tipos de industrias. La una está relacionada con la obtención de fitoquímicos de la planta, y la otra está vinculada con procesos industriales para la obtención de fibras y grano para alimentación y biocombustible. Por tal motivo, en definiciones generales, la industria se clasifica en cannabis no psicoactivo y cáñamo industrial.

3.1.1. Cannabis no psicoactivo

El objetivo de cultivar cannabis no psicoactivo es producir flor y/o biomasa que, posteriormente, se utilizará para la extracción de cannabinoides. Dependiendo la finalidad del mercado, los productores pueden enfocarse en producir flor de alta calidad o producir biomasa. Para la producción de lo antes expuesto se requiere aplicar distintos tipos de manejo de cultivo, que se detallan a continuación:

Producción de flor: El material genético representa uno de los costos más elevados dentro del modelo productivo y su precio puede variar en función del proveedor, las características del material y la cantidad adquirida. Para garantizar una alta calidad en la producción de flores, la mayoría de los productores opta por el cultivo en invernadero, ya que permite controlar las condiciones ambientales favoreciendo altos rendimientos y reduciendo el riesgo de plagas y enfermedades. No obstante, también es posible cultivar a campo abierto, siempre que las condiciones climáticas sean adecuadas y el material genético utilizado esté adaptado a la zona.

Es fundamental realizar análisis de calidad, que incluya la medición del porcentaje de cannabinoides, la detección de metales pesados y la residualidad de químicos. El precio de la flor está determinado tanto por su calidad (aroma, textura, densidad, tamaño y color) como por la concentración de cannabinoides. Por ello, es esencial aplicar un manejo óptimo del cultivo y realizar cuidados postcosecha adecuados para alcanzar los estándares de calidad que permitan acceder a un mercado estable.

Cabe destacar que el mercado de este tipo de flores aún se considera un nicho, dominado principalmente por países europeos que emplean sistemas de cultivo “indoor” o con condiciones controladas para producir flores de calidad superior. Debido a las características mencionadas, la industria de producción de flor de cáñamo es considerada de alto riesgo, no solo por las grandes inversiones requeridas sino también por el manejo especializado del cultivo, la falta de desarrollo genético avanzado y la volatilidad del mercado, que aún se encuentra en una fase relativamente incipiente.



Producción de biomasa para extracción de cannabinoides: El precio del material genético puede variar según la cantidad adquirida. Para mejorar la rentabilidad, la mayoría de los productores opta por el cultivo a campo abierto, lo que permite reducir los costos de producción. Además, se puede obtener biomasa a partir del residuo del proceso de trimeado de la flor. Es fundamental que el material genético esté adaptado a las condiciones de la zona y que la región elegida para el cultivo tenga un clima adecuado para maximizar la producción.

Para la comercialización, es imprescindible realizar análisis de calidad, que incluya la medición de cannabinoides y, si el mercado lo requiere, se debe realizar la detección de metales pesados y la residualidad de químicos. El precio de la biomasa depende principalmente del porcentaje de cannabinoides presentes, siendo el CBD el más comercializado. Por esta razón, es esencial un manejo adecuado del cultivo y postcosecha para maximizar el contenido de CBD (u otros cannabinoides) y mejorar el valor comercial del producto.

Actualmente, existen oportunidades de mercado para la biomasa, especialmente en el ámbito de la exportación. Debido a estas características, la producción de biomasa se presenta como una oportunidad para fomentar la diversificación agroproductiva, gracias a las ventajas comparativas y competitivas que ofrece Ecuador, a nivel mundial. Sin embargo, al tratarse de una industria emergente, es necesario estabilizar el material de propagación, desarrollar la cadena productiva y definir rutas claras de exportación para reducir el riesgo de inversión para los productores.

3.1.2. Cáñamo industrial

El objetivo de cultivar cáñamo industrial es la producción de biomasa que posteriormente se utilizará para la industrialización de fibras y/o grano que será de uso y consumo humano y animal. La industria de cáñamo tiene las siguientes características:

El material genético de cáñamo industrial es más barato que las genéticas de cannabis no psicoactivo, por su modelo de producción, se utilizan altas densidades que puede variar de 40 a 80 kilogramos de semilla por hectárea, dependiendo si es para grano o para fibra respectivamente. El precio del kilogramo de semilla de cáñamo industrial varía según las cantidades que se cotice.

Para conseguir rentabilidad, los agricultores realizan el cultivo a campo abierto a fin de disminuir los costos de producción. El cáñamo industrial es un cultivo extensivo que requiere grandes volúmenes para conseguir rentabilidad. Es importante que el material genético a utilizar esté adaptado a la zona y que la misma tenga condiciones climáticas óptimas para la producción. Al ser un cultivo extensivo, para la siembra se utilizan máquinas sembradoras para disminuir el costo de mano de obra.

El cáñamo industrial tiene una gran gama de productos y subproductos que pueden tener impacto en diversas cadenas comerciales.

Por las características descritas, se considera a la industria de cáñamo como una oportunidad de fomento y sustitución de cultivos, debido a la oportunidad de mercado. Pero, al ser una industria nueva se debe estabilizar el material de propagación, desarrollar la cadena productiva y definir la ruta de exportación, a fin de disminuir el riesgo de inversión de los productores.

3.2. Métodos de propagación

El género *Cannabis* spp. está conformado por plantas dioicas, lo que implica que en individuos independientes existan flores con características masculinas o estaminadas que producen polen (plantas masculinas) y flores femeninas o pistiladas que eventualmente podrían desarrollar frutos y semillas (plantas femeninas); así también, como producto de procesos especiales de fitomejoramiento o eventos espontáneos, se han generado plantas monoicas que se caracterizan por presentar flores pistiladas y estaminadas en el mismo individuo, es decir, son plantas hermafroditas (Brown, 1998; Malabadi et al., 2023).

Es recomendable que las etapas de multiplicación se realicen en ambientes controlados como laboratorios, umbráculos o invernaderos. Dichos espacios deben brindar óptimas condiciones ambientales como temperatura, humedad, luz y a la vez facilitar y efectivizar actividades como controles fitosanitarios, riegos, etc. Existen varias opciones para la propagación del cáñamo, que pueden ser por semillas (sexual), enraizamiento de propágulos (asexual) y propagación in vitro (Caplan, 2018).

3.2.1. Propagación sexual (semillas)

En condiciones naturales el cáñamo es considerada una especie herbácea anual (Long et al., 2016); es decir, cumple su ciclo vital desde su germinación a partir de una semilla hasta su etapa reproductiva y posterior senescencia en menos de un año o temporada (Hartmann, 2014). Este tipo de multiplicación consiste en el recombinamiento de material genético (ADN) contenido en gametos (haploides, cáñamo $n=10$) provenientes de plantas progenitoras, que al fusionarse forman un cigoto (diploide, cáñamo $2n=20$) que se desarrollará hacia un embrión contenido en varias estructuras, que en su conjunto son denominadas semilla, que se constituye en la unidad base de la reproducción sexual (Hartmann, 2014; Owen, 2023). El uso de semillas es la técnica de propagación vegetal más utilizada, debido a sus bajos costos y relativa sencillez en relación con otros métodos de multiplicación, constituyéndose en la piedra angular en el establecimiento de cultivos de diversas especies usadas, ya sea con fines alimenticios, forestales, industriales y ornamentales (Hartmann, 2014, Caplan 2018).

En el caso del cáñamo, esta técnica es usada a pesar de no reproducir totalmente las características de las plantas progenitoras, inclusive si las semillas provienen de autopolinizaciones en plantas pistiladas (Small, 2017), pudiendo llegar a generarse el 50% de plantas estaminadas si el punto de partida son semillas provenientes de polinizaciones-fecundaciones espontáneas (Chandra et al, 2020).

3.2.1.1. Polinización y generación de semillas

Para generar semillas comerciales es necesario que se den eventos de polinización controlados entre plantas élites masculinas y femeninas (madres); en otras palabras, es necesario independizar áreas para evitar polinizaciones indeseables y no programadas, considerando que el polen puede ser transportado principalmente por corrientes de aire (anemófila), además de insectos (entomófila), personas y otros agentes. También se debe considerar que una planta masculina puede producir hasta 500 millones de granos de polen (Green et al, 2001, Frank y Rosenthal, 2009).

Un área se destinará al desarrollo y selección de plantas madre, en otra se juntarán plantas madre y plantas masculinas que proveerán el polen y tendrán cabida eventos controlados de polinización, cuaja, desarrollo y maduración de frutos y semillas (Figura 8). Es importante destacar que las áreas antes mencionadas estarán aisladas de áreas de producción comercial de biomasa, inflorescencias y otras (Green et al, 2001).

Figura 8

Área de polinización controlada con un lote de plantas femeninas, variedad Cherry Oregón en INIAP, Estación Experimental Santa Catalina



Nota: Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

El polen fresco puede tener hasta 93 % de viabilidad, y mantenerse en buenas condiciones por aproximadamente dos semanas en ambientes secos, frescos, oscuros y en recipientes herméticos (Figura 9), pudiéndose extender este almacenamiento con bajas temperaturas (-4°C) y alta humedad relativa ($\approx 100\%$) hasta por 24 meses (Wizenberg, 2021). Esto permitirá realizar polinizaciones artificiales con implementos como hisopos de algodón, pinceles u otros que permitan transferir polen hacia el estigma. Esta práctica optimizará espacio, insumos y recursos al no tener que manejar y mantener plantas masculinas (Frank y Rosenthal, 2009). En condiciones ambientales adversas, como altas temperaturas y ambientes secos (20°C y 43% HR), el polen se deteriora rápidamente y puede ser inviable en dos semanas (Wizenberg, 2021)

Figura 9

Polen de cannabis



Nota: En la imagen se puede observar polen proveniente de inflorescencias masculinas desarrolladas naturalmente en plantas femeninas, mantenido en condiciones ambientales hasta por dos semanas, variedad Cherry Oregón. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina. Fotografía: Doménica Endara Burgos.

Para generar plantas genética y morfológicamente femeninas comerciales (cromosomas xx) es necesario obtener semillas a partir de polen “femenino”, es decir, que solo aporte un cromosoma x (Malabadi et al., 2023). En este sentido, según varios autores (Frank y Rosenthal, 2009; Flajšman, 2022; Malabadi et al., 2023), existen tres fuentes confiables de polen:

1. Plantas femeninas que desarrollen naturalmente escasas flores masculinas y de esta manera polen femenino (Figura 10).
2. Plantas femeninas sometidas a tratamientos culturales de estrés que ocasionan una “reversión sexual” como alargar períodos de florecimiento atrasando cosechas, podas severas con períodos de luz de ocho horas, cosechas parciales con reinicio de crecimiento vegetativo. Dichas intervenciones generarán en estas plantas flores secundarias masculinas que producirán polen “feminizado” y por ende semillas “feminizadas” (cromosoma x).
3. Uso de compuestos como nitrato de plata, tiosulfato de plata, plata coloidal, entre otros para generar flores masculinas en plantas femeninas y por ende polen feminizado (x) que podría usarse para autopolinizaciones o polinizaciones asistidas en plantas femeninas. Las polinizaciones con este tipo de polen pueden realizarse en plantas femeninas regulares u obtenidas mediante reversión sexual.

Figura 10
Inflorescencias de cannabis



*Nota: En la fotografía A se puede observar presencia de flores masculinas (flecha roja) en una planta femenina, B planta masculina con inflorescencias en estado dehisciente y C inflorescencias inmaduras masculinas, variedad Cherry Oregon. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina.
Fotografía: Paul Mejía Bonilla.*

El número de semillas producidas por planta puede variar entre 100 a 2 000, dependiendo de la variedad (Figura 11), las condiciones de cultivo y el tamaño de las plantas madre (Green et al, 2001). Las semillas pueden ser almacenadas por 12 meses en ambientes secos, frescos (15° C), oscuros y en contenedores herméticos, para extender los períodos de guarda ($\approx$ cinco años) es necesario tener refrigeración (5° C), baja humedad relativa (5 - 7 %). En ambos casos las semillas deben tener una humedad interna no superior al 6 % (Langa, 2024). Semillas almacenadas por más de un año reducen su porcentaje y velocidad de germinación y puede ser superior a 21 días (Rosenthal, 2009).

Figura 11
Semillas de cannabis



Nota: Semillas regulares (no feminizadas) de cuatro cultivares de cáñamo sometidas a ensayos de validación por INIAP para la introducción y registro de nuevas variedades al país (licencia 1). INIAP, Granja Experimental Tumbaco.
Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

3.2.1.2. Germinación y desarrollo de plántulas

Para obtener germinaciones óptimas, tanto en porcentaje (90 a 100 %) como en tiempo, es necesario que las semillas estén limpias, sanas, maduras, frescas, bien formadas y de buen tamaño (Langa et al., 2024). En condiciones favorables (21° C, ausencia de luz, humedad), usualmente el proceso de germinación podría tomar entre tres a 10 días a partir de la siembra (Brown, 1998; Rosenthal, 2009); es así como, en experimentos llevados a cabo en nuestro país se determinó un 98 % de germinación a siete días después de siembra, 25° C, 80 % HR, de semillas feminizadas de la variedad Cherry Oregon (concentración: CBD $\approx$ 15 %; THC $\approx$ 0.38) en dos localidades de la Sierra, Urcuquí-Imbabura y Tabacundo-Pichincha (Merino et al., 2024). Es recomendable realizar una fase de “pre-germinación” oscura, ya sea sobre papel toalla o algodón, los que deben mantenerse húmedos (hidratación de la semilla), pero no saturados y ser revisados cada 24 horas en busca del inicio de emisión de radícula (Green et al, 2001)(Figura 12).

Figura 12
Germinación de semillas de cannabis



Nota: En la fotografía A se puede observar la fase de pre-germinación de semillas sobre papel toalla húmeda. En la fotografía B se observa la emergencia epigea de plántulas con $\approx$ cinco días después de sembradas (DDS), variedad Cherry Oregon. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina.
Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

Una vez detectada la radícula en el 90 % de las semillas (porcentaje de germinación óptimo), con delicadeza para no afectar la radícula, se siembran en bandejas de germinación (alveolos $\approx$ 23*23*46 mm) con sustrato estéril para semilleros (partículas finas) a profundidades entre seis a 12 mm, los riegos deben ser leves y por aspersión, procurando monitorear la humedad diariamente para no caer en errores por excesos o falta de agua (Figura 13).

Figura 13
Plántulas de cannabis en bandeja



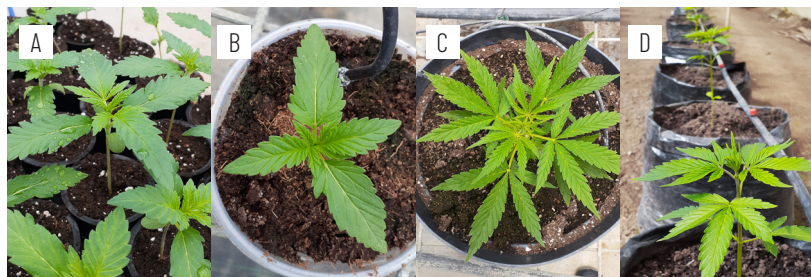
Nota: En la imagen A se puede observar una bandeja de germinación o "pilonera" de 50 alveolos. En la fotografía B se ven plántulas de ≈10 DDS con dos hojas embrionarias y dos hojas juveniles, variedad Cherry Oregon. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina. Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

Posterior a la emisión de la radícula, los cotiledones (hojas embrionarias) y la testa son desplazados fuera del sustrato, correspondiendo a una germinación del tipo epigea (Hartmann 2014), dándose el desarrollo simultáneo del sistema radicular y follaje de la plántula (Figura 14), iniciándose con la generación de dos hojas simples juveniles opuestas entre sí. A medida que la plántula crece, se generan hojas alternas compuestas verdaderas de tres folíolos; posteriormente el número de folíolos se incrementa hasta nueve u 11, siendo este número dependiente de la variedad cultivada (Figura 14).

En evaluaciones realizadas en Ecuador, en la variedad Cherry Oregon (plántula de semilla feminizada), el número de folíolos varió entre siete a nueve en la localidad de Tabacundo (clima frío húmedo, 2940 msnm, temperatura media anual: 14° C, precipitación promedio anual: 1000 mm, 85 % HR, cultivo bajo invernadero), y entre nueve y 11 en la localidad de Urcuquí (clima cálidos seco, 1964 msnm, temperatura media anual: 19° C, precipitación promedio anual: 200 mm, 60 % HR, cultivo a campo abierto), pudiendo ser el número de folíolos influenciado por condiciones climáticas de la zona de cultivo (Merino et al., 2024).

La tasa de crecimiento de las plántulas podría ser de hasta cinco cm día⁻¹ en óptimas condiciones de cultivo (temperatura: 20 a 25° C; luz:18 a 24 horas) para fases de desarrollo vegetativo y eficientes tasas fotosintéticas (Rosenthal et al., 2009; Potter, 2014). Para su trasplante a terreno o en contenedores definitivos, las plántulas deben crecer hasta desarrollar entre cuatro a ocho pares de hojas simples opuestas o verdaderas alternas, que en tiempo podría tomar más de 21 días DDS (Green et al, 2001).

Figura 14
Evolución del tipo de hojas en plántulas de cáñamo medicinal variedad Cherry Oregon



Nota: En la imagen A se puede observar plántulas de ≈12 DDS con hojas embrionarias (flecha roja) y hojas juveniles simples (flecha azul) en bandeja de germinación. En la fotografía B constan plántulas de ≈20 DDS con seis hojas juveniles simples trasplantadas a macetas definitivas, mientras que en la C se ven planta de ≈40 DDS con hojas compuestas de 3 (basales) y cinco folíolos (medias) en macetas definitivas, y en la imagen D se observan plántulas de ≈25 DDS con hojas compuestas de tres (flecha roja) y cinco folíolos (flecha azul) trasplantadas a bolsas de vivero definitivas. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina. Fotografías: Paúl Mejía Bonilla.

3.2.1.3. Propagación asexual convencional (clonación)

Esta técnica consiste en generar lotes de clones o plantas idénticas fenotípica y genotípicamente (Hartmann, 2014), por consiguiente, idénticas en características como vigor, sexo, perfil de cannabinoides y otras, a las “plantas madre élite” seleccionadas como donantes de propágulos (Figura 15), también conocidas como “pie de clon” (Green et al, 2001; Frank y Rosenthal, 2009). Es así como, la selección de plantas madre idóneas es fundamental, ya que todas sus características tanto positivas como negativas se replicarán en su descendencia clonal.

Así también, este tipo de multiplicación vegetal (clonación), en cierta forma permite la reducción de costos al eliminar lotes de plantas donantes de polen, zonas específicas para polinizaciones controladas y complejos protocolos de polinización entre plantas parentales élite con resultados inciertos debido a procesos de segregación de sus poblaciones descendientes y, más aún, con la incertidumbre del sexo de sus plántulas en los casos de no realizar feminización de polen y semillas.

Figura 15
Plantas madre de cannabis



Nota: En la imagen A se puede observar un lote de plantas madre para la obtención de explantes. En la imagen B constan plantas sometidas a fotoperiodos para desarrollo vegetativo (>18 horas luz), altura de plantas ≈3 m, variedad Cherry Oregon. Cannandes, Tabacundo.
Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

Cuadro 7
Ventajas y desventajas de la propagación y uso de plantas clonales

Ventajas	Desventajas
Selección y propagación de individuos élite	Monocultivo (clones idénticos)
Poblaciones uniformes (clones idénticos)	Tasa lenta de propagación
Cosechas precoces y uniformes (control de fases ontogénicas)	Escasa variabilidad genética para mejoramiento y selección de nuevos materiales
	Riesgo potencial de transmisión de patógenos sistémicos-vasculares desde las “plantas madre”
	Insuficiente diversidad genética para resistencia-tolerancia de nuevas plagas y patógenos
	Probabilidad latente de potenciales mutaciones
Incremento de valor comercial de plantas y cosechas (homogeneidad)	Mayor costo por unidad de propágulo al compararse con semillas
	Pérdida de vigor de plantas madre por producción de generaciones sucesivas

Nota: Adaptado parcialmente de Hartmann y Kester's (2014), *Plant Propagation: Principles and Practices (8th Edition)* (Hartmann, 2014).
Adaptación: Paúl Mejía Bonilla, INIAP.

Se debe considerar que este tipo de multiplicación es más costosa por unidad de propágulo al ser comparada con la convencional reproducción por semillas, debido a que se necesitan ambientes controlados especializados que mantengan humedad, temperaturas y reactivos que previenen la deshidratación de los propágulos y fomenten procesos de generación de órganos adventicios como raíces, brotes y otros órganos (Hartmann, 2014).

3.2.1.4. Obtención de esquejes o propágulos, enraizamiento y desarrollo de plántines

Las tijeras, los bisturís o las navajas que se usarán para extraer propágulos deben desinfectarse (alcohol 70 %). Los esquejes serán obtenidos de brotes o ramillas apicales y subapicales con hojas completamente expandidas de plantas femeninas “madres”, cabe la posibilidad que haya plantas regulares, es decir, que son plantas dioicas (masculinas y femeninas). En este último caso las plantas que hayan llegado a prefloración permitirán determinar su sexo y posteriormente deben ser sometidas a fotoperíodos de 24 horas de luz para reiniciar el crecimiento vegetativo con intensidad lumínica de 750 mmol·m⁻²·s⁻¹, lámparas de sodio: 400W (Chandra et al, 2020; McLeod et al., 2022), además previamente deben tener manejo fitosanitario que garanticen un adecuado estatus sanitario.

Los propágulos tendrán longitudes aproximadas ocho a 15 cm con dos a cuatro nudos contados a partir del ápice de la ramilla y un diámetro no menor a 0,3 cm; los cortes basales tendrán un ángulo aproximado de 45° para incrementar el área de enraizamiento y se harán aproximadamente a un cm bajo del último nudo, se recortará a 1/3 el área de sus hojas apicales y se eliminarán las hojas basales para evitar deshidratación (Figura 16).

Los esquejes serán mantenidos en contenedores limpios, frescos, húmedos, herméticos y oscuros, para evitar problemas de deshidratación, oxidación y contaminación de tejidos. Las porciones basales de los esquejes deben ser tratadas con hormonas vegetales de enraizamiento del tipo auxinas con formulaciones en polvo, debido a su fácil manejo y buenos resultados, las aplicaciones se harán directamente al corte fresco usando ácido indolbutírico (IBA: 1000 – 3000 ppm), ácido naftalenacético (NA: 500 ppm) o la combinación ambos ingredientes activos (Campbell et al., 2021; McLeod et al., 2022) u otros productos comerciales, es recomendable realizar cortes superficiales longitudinales que faciliten la absorción de los tratamientos enraizantes.

Los esquejes tratados deben ser enterrados aproximadamente a dos cm en bandejas de germinación (alveolos ≈ 48*48*62 mm) con sustratos estériles para enraizamiento (Figura 16), es decir, de texturas ligeras en las que predominen materiales como lana de roca, pomina, arena, vermiculita, turba, perlita, fibra molida de coco u otros insumos comerciales, con parámetros que fluctúen entre 5,4 – 6,2 de pH y densidades entre 0,05 – 0,18 g cm⁻³ (Green et al, 2001; Frank y Rosenthal, 2009; Campbell et al., 2021). Para evitar pérdidas de propágulos por pudriciones, el sustrato debe mantenerse húmedo, pero no saturado; además para reducir la transpiración del tejido vegetal, el ambiente del sitio de enraizamiento debe tener luz moderada evitando luz solar directa, temperaturas de ≈ 22° C (noche: ≈ 15° C; día: 26° C), restringir corrientes de aire y mantener una humedad relativa alta (%) con el uso de domos o cubiertas individuales por explante o en los lotes de propágulos ubicados en las bandejas (McLeod et al., 2022).

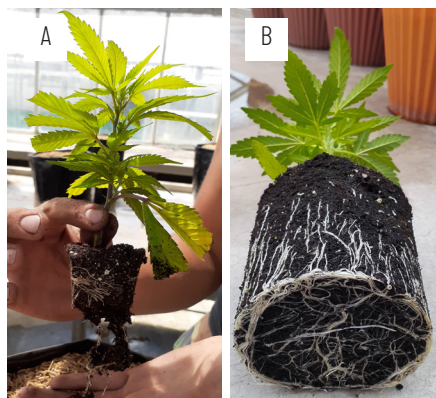
Figura 16
Propágulos apicales de cannabis



Nota: Propágulos apicales mantenidos en contenedores con agua para evitar deshidratación (flecha roja) y propágulos con reducción de área foliar y depositados en piloneras con sustrato de enraizamiento previamente tratados con soluciones enraizantes, variedad Cherry Oregon. Cannandes, Tabacundo. Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

La generación y desarrollo de raíces, aproximadamente tomará entre siete y 28 días después de plantarlo en el sustrato (DDP), generando raíces adventicias de hasta 2,5 cm de longitud (Figura 17). A partir de los 21 días, las plántulas deben ser monitoreadas diariamente; una vez que las raíces llenen el contenedor deben ser trasplantadas a contenedores de mayor volumen o al sitio definitivo de cultivo en condiciones idóneas para su desarrollo vegetativo que consisten en 20 - 25° C y 18 a 24 horas de luz (Green et al, 2001; Frank y Rosenthal, 2009).

Figura 17
Propágulo apical enraizado



*Nota: En la imagen A se evidencia una plántula de 30 DDP con óptima generación y desarrollo de raíces, proveniente de un propágulo apical, extraído de una bandeja de enraizamiento. En la imagen B se observa una plántula de 45 DDP trasplantada a contenedor definitivo para su cultivo, variedad de Cherry Oregon. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina.
Fotografía: Paúl Mejía Bonilla. .*

Es importante resaltar que la primera fertilización sólo se hará cuando las plántulas tengan al menos cuatro hojas plenamente extendidas y fotosintéticamente activas (maduras) sin importar su origen, ya sean plántulas de semillas o clones para evitar intoxicaciones causadas por baja o nula metabolización de nutrientes, como nitrógeno (fiebre de primavera).

En trabajos preliminares de recopilación de información realizados por el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP) y el Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG) en el año 2024 (datos no publicados), en las provincias de Carchi, Pichincha, Cotopaxi, Tungurahua, Pastaza y Guayas, se recopiló información en ocho campos comerciales dedicados a la producción de cáñamo medicinal y se estableció que el 50 % usaban semilla feminizada, el 37,5 % almacenaban semilla en condiciones de 2 % de humedad relativa, 6°C (refrigeración), por periodos de siete a 12 meses y porcentaje de germinación promedio después de guarda de 60 %. Los procesos de germinación se realizaban en condiciones promedio de 87,5 % de humedad relativa, 20,3°C de temperatura, oscuridad y porcentajes de germinación finales de 80,8 %, usándose mayoritariamente turba como sustrato y en ciertos casos adicionando perlita en un 25 % del volumen total del sustrato. Todas las unidades productivas visitadas informaron el uso de semillas como fuente de origen del material vegetal. En ningún caso se registró el uso de plántulas resultado del enraizamiento de esquejes.

3.2.1.5. Propagación in vitro o micropropagación

La micropropagación es una técnica biotecnológica eficaz para asegurar alta productividad en el cultivo de cannabis, manteniendo condiciones fitosanitarias óptimas y un fenotipo uniforme (Lata et al., 2016). En esta industria es crucial

mantener un genotipo superior para lograr concentraciones estables de los cannabinoides de interés. La propagación clonal tradicional mediante esquejes requiere mucho espacio, mientras que los cultivos in vitro, aunque requieren una inversión inicial alta, ofrecen una solución más eficiente, ya que necesitan menos espacio, menos plantas madre, y pueden producir plantas libres de patógenos con mayores tasas de multiplicación (Rosslee, 2020; Lubell-Brand et al., 2021).

El éxito del cultivo de plantas in vitro depende en gran medida del genotipo, el tipo de explante y las fitohormonas utilizadas en el medio de cultivo (Kodym y Leeb, 2019; Monthony et al., 2021). A pesar de que se han publicado varias investigaciones sobre el cultivo de cannabis en condiciones in vitro, aún es difícil adaptar un protocolo para la micropropagación general para cáñamo, teniendo en cuenta la variedad de genotipos, tipos de explante y fitohormonas utilizadas por distintos autores. La variabilidad en la respuesta de los genotipos a los medios de cultivo ha limitado la posibilidad de establecer un sistema de micropropagación para el cannabis que sea comercialmente escalable (Boonsongcheep y Pongkitwitoon, 2020; Lubell-Brand et al., 2021; Zarei et al., 2021).

Por esta razón, y con el fin de maximizar la producción y avanzar en la investigación sobre la especie, especialmente en fitomejoramiento y propagación a gran escala, es fundamental estandarizar los protocolos de micropropagación por variedad (Mestinek et al., 2020; Holmes, et al., 2021; Wrobel et al., 2022; Halstead et al., 2022). En general, un medio de cultivo está compuesto por una mezcla de macronutrientes, micronutrientes, vitaminas, hormonas, un agente gelificante, azúcar y agua. Los protocolos de micropropagación más comunes han utilizado medios basales como los de Driver & Kuniyuki (1984) y Murashige & Skoog (1962), que han demostrado ser los más efectivos (Holmes et al., 2021; Page et al., 2021). Además, se ha investigado el impacto del carbón activado (Lata et al., 2016; Holmes et al., 2021), la interacción entre hormonas (Wrobel et al., 2022) y la intensidad de luz (Pepe et al., 2021). Algunos estudios sugieren que eliminar el uso de hormonas podría ser beneficioso, ya que *C. sativa* puede ser muy sensible a estas, lo que puede causar problemas como la hiperhidricidad y una producción excesiva de callo. Alternativamente, estimular la producción de hormonas endógenas mediante el uso de luz y azúcar en el medio podría permitir una propagación eficiente de ciertos genotipos (Kodym y Leeb, 2019; Pepe et al., 2021).

De acuerdo con Monthony et al. (2021), las fases del proceso de micropropagación son las siguientes,

Fase 0: Selección y mantenimiento de plantas madre. El proceso de micropropagación de cannabis comienza con la selección de plantas madre de alta calidad, cuyas características genéticas influyen en la calidad de los clones. La selección se basa en criterios como la capacidad de germinación y enraizamiento, tamaño, estructura, rendimiento, vigorosidad, resistencia y perfil de cannabinoides y terpenos. Estas plantas deben mantenerse en la fase vegetativa con un ciclo de 18 horas de luz y seis horas de oscuridad para evitar la floración.

Es esencial manejar las plantas madre adecuadamente para maximizar la producción de esquejes. Esto incluye realizar podas apicales para estimular el crecimiento de ramas secundarias y proporcionar una fertilización rica en nitrógeno, fósforo, calcio y micronutrientes para fomentar el crecimiento y la división celular. También se debe implementar un plan de manejo integrado de plagas y enfermedades para preservar la salud de las plantas, ya que cualquier patógeno podría transferirse a los clones. Para evitar la pérdida de vigor con el tiempo, las plantas madre deben ser renovadas periódicamente. Esto se logra manteniendo plantas en diferentes fases y realizando siembras cada dos meses para asegurar un suministro continuo de esquejes para la producción en invernadero.

Fase 1: Iniciación y establecimiento de cultivos estériles. Una vez que las plantas madre están listas para la clonación, se toman explantes y se llevan al laboratorio. Allí, en una cabina de flujo laminar, se desinfectan superficialmente con



agentes desinfectantes como hipoclorito de sodio y etanol. Luego, los explantes se cortan e introducen en cajas para cultivo in vitro con un medio de cultivo nutritivo estéril. El proceso de iniciación dura aproximadamente cuatro semanas, durante las cuales las plantas se establecen y se adaptan a las condiciones in vitro.

Fase 2: Multiplicación. Después de la fase de iniciación, se introducen los explantes en cajas de cultivo in vitro con un medio de cultivo de multiplicación, que incluye reguladores de crecimiento tipo citoquininas. Dentro de las más usadas reportadas en la literatura están la metatopolina, thidiazuron, kinetina y bencilaminopurina. Estos aditivos estimulan la elongación de brotes y la producción de hojas. Durante un período de cuatro a cinco semanas, se realizan varios cortes semanales para multiplicar las plantas élite de cannabis.

Fase 3: Enraizamiento. Después de la fase de multiplicación, que favorece el desarrollo de la parte aérea, la fase de enraizamiento se enfoca en estimular la formación de raíces. Los explantes que ya tienen una elongación adecuada se colocan en cajas de cultivo in vitro con un medio de cultivo de enraizamiento que contiene una auxina. Dentro de las más usadas están el ácido naftalenacético y el ácido indolbutírico. Una vez que se generan los primordios radicales, las plantas se transfieren a plugs de algún sustrato poroso, donde completan su proceso de enraizamiento en condiciones controladas.

Fase 4: Endurecimiento. La fase final de la micropropagación implica trasladar las plantas completas producidas in vitro a un invernadero. Durante este proceso, se ajustan gradualmente las condiciones de temperatura, humedad e iluminación para que las plantas se adapten a las condiciones normales del invernadero o exterior. Esto permite que las plantas desarrollen su capacidad fotosintética y funciones estomáticas que le permitan sobrevivir en condiciones de campo.

3.3. Labores previas a la implementación del cultivo y plantación

Previo a la implementación del cultivo es necesario seleccionar localidades que se ajusten a los requerimientos climáticos y edáficos específicos para la o las variedades a ser producidas (Fike et al, 2019). De esta manera se minimizarán trabajos, obras, infraestructura y costos que procuren un acondicionamiento o enmienda para mitigar condiciones limitantes en el desarrollo y producción de esta especie. En este sentido es importante considerar que el cáñamo tiene un sistema radicular que puede profundizar desde 10 cm en suelos fértiles y húmedos hasta 180 cm en condiciones secas y sin riego (Rosenthal, 2009), con mayor concentración de raíces a profundidades entre 20 y 50 cm (Fike et al., 2020).

Es importante resaltar que la región del Asia central (zona norte, Himalayas) es considerada como la de mayor biodiversidad de cannabis y por lo tanto su centro de origen y posible domesticación (Brown, 1998; Long et al., 2016). Es así como esta planta evolucionó en suelos fértiles y ricos en materia orgánica, llegando a ser descrita como una especie “nitrófila” (Long et al., 2016) por su alta demanda de nutrientes como el nitrógeno que puede variar entre 110-160 kg ha⁻¹ (Cherney y Small, 2016; Small, 2016). El cultivo y la producción de cáñamo medicinal es muy versátil; puede realizarse tanto a campo abierto como bajo la protección de un invernadero o cubierta, así también puede cultivarse fuera del suelo en bolsas, macetas, hidroponía o directamente sobre el suelo (Frank y Rosenthal, 2009, Potter, 2014; Small, 2016).

3.3.1. Preparación de sustratos y contenedores

Según Rosenthal (2009) el tamaño del contenedor depende de la iluminación que recibirán las plantas para su desarrollo y la variedad a cultivar, es así como la mayoría de los productores de esta especie usan contenedores o macetas plásticas con agujeros para garantizar un drenaje adecuado y volúmenes entre ocho litros (15-25 watts m⁻²; <12 h luz) y 18 litros (>25 watts m⁻²; >12 h luz); estos tipos de contenedores proporcionarán condiciones óptimas para el crecimiento de raíces, suministro de agua y nutrientes, además de tener características adecuadas por su peso y tamaño para realizar movimiento de plantas, optimizar espacio y reducir costos. Otros autores sugieren el uso de macetas con volúmenes entre seis y 12 litros (Green et al., 2001).

El cáñamo medicinal puede cultivarse en varios tipos de suelos y mezclas de sustratos como turba, perlita o pomina, vermiculita, entre otros materiales que contribuyen de manera individual a modificar características como drenaje, aireación, retención de agua y otras; tomando en cuenta que los suelos y sustratos usados no presenten resistencia u obstáculos mecánicos para el crecimiento de raíces y percolación (Frank y Rosenthal, 2009, Potter, 2014); además, es importante tomar en cuenta un valor de pH adecuado (≈ 7 , 6-8,5), presencia de elementos nutritivos para corregir posibles déficit con fertilización, contenido de materia orgánica (<10 %), y características físicas del suelo como drenaje adecuado, bien estructurado, friable, textura equilibrada o franca evitando altos contenidos de arcilla (<40 %) que podría generar suelos de características pesadas como hipoxia y mal drenaje (Green et al., 2001; Frank y Rosenthal, 2009).

Frank y Rosenthal (2009), recomiendan varios tipos de mezclas en función de las características del suelo del sitio y de ser necesario corregir pH ácido con carbonato de calcio, a continuación, se detallan dichas opciones:

- Opción uno. En proporciones 8:2:3:1 respectivamente: suelo del sitio, perlita o pomina, arena, estiércol descompuesto y la adición de un fertilizante completo y balanceado (10-10-10).
- Opción dos. En proporciones 4:2:1:2:1:1/2 respectivamente: suelo del sitio, perlita o pomina, arena, humus, vermiculita, gallinaza descompuesta.
- Opción tres. En proporciones 6:3:1:2:2:1/2:1/2:1/2:1/2 respectivamente: suelo del sitio, perlita o pomina, arena, vermiculita, Jiffy-Mix (turba esfango, vermiculita), gallinaza descompuesta, harina de hueso, estiércol descompuesto, ceniza de madera.

Es importante resaltar que las certificaciones internacionales restringen el uso de fertilizantes de origen animal, puesto que pueden contener trazas de microorganismos como E. coli y otros patógenos. La presencia de estos microorganismos invalida el producto para usos medicinales.

En estudios realizados en Ecuador, Arcos-Molina (2023) evaluó el comportamiento de la variedad Cherry Oregón, en la provincia de Pichincha, cantón Mejía, localidad Cutuglahua (3059 msnm, invernadero, 20° C, 76 % HR), usando bolsas de vivero blancas de 22 litros (30*30*25 cm) y una densidad poblacional de una planta por metro cuadrado, con sustrato estéril que consistió en una mezcla de: turba (50 %), cascarilla de arroz (30 %) y pomina (20 %) y fertilización con variantes de la solución nutritiva universal de Steiner (NO₃=60, H₂PO₄=5, SO₄-2=35, K+=35, Ca+2=45, Mg+2=20 mM I-1), obteniéndose bajos porcentajes de mortalidad (<2,4 %), alturas de plantas entre 70 y 90 cm, cosecha a los $\approx$ cuatro meses, <12 % de plantas masculinas, rendimientos en rangos de 310 a 810 g m⁻² (3,1-8,1 t ha⁻¹) y contenidos de CBD y THC que oscilaron entre 12,87-15,15 % y 0,04-0,07 % respectivamente, siendo las concentraciones de solución de Steiner recomendadas las de 100 y 125 % (Figura 18).

Figura 18
Ensayo de Cannabis



Nota: La imagen A muestra un ensayo con variantes de la solución nutritiva universal de Steiner. La imagen B muestra una planta de tres meses con fertilización de 125 % solución de Steiner, variedad Cherry Oregon. INIAP, Estación Experimental Santa Catalina. Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

En la misma variedad de cáñamo medicinal, Merino y otros autores (2024) en las provincias de Pichincha (Tabacundo) e Imbabura (Urcuquí), estudiaron el comportamiento de plantas cultivadas en bolsas de vivero de dos y 10 litros con una densidad de siete plantas m⁻² (Figura 19), usando como sustrato el suelo propio de cada lugar que registró características en rangos para cada localidad respectivamente: pH de 8-8.4, materia orgánica 2,5-5,9 %, texturas franco arenosas, contenido de nutrientes entre bajos y medios (N: 45,50-97 ppm; P: 20,28-301 ppm; K: 1,46 – 5,83 meq 100 g⁻¹; Ca: 16,43-31,81 meq 100 g⁻¹; Mg: 4,49-6,81 meq 100 g⁻¹; S: 11,82-39,00 ppm y Fe: 13,0-5,7 ppm) y con el aporte de nutrientes y agua mediante sistema de fertirriego.

Dichos autores reportaron resultados en rangos para las variables: alturas de plantas 31 a 118 cm, rendimientos entre 10.68-52 g planta⁻¹ (115.97 – 364.29 g m⁻²) y contenidos de CBD y THC de ≈13-15 % y ≈0.09-0.38 respectivamente, señalando como adecuada la extensión del fotoperíodo (>cuatro horas) por tres semanas. En el trópico con luz complementaria, otros autores han reportado rendimientos adecuados a campo abierto en el rango de una a cinco toneladas⁻¹, con dos o tres ciclos productivos al año.

Figura 19
Ensayo con varios tratamientos de fotoperíodo, variedad Cherry Oregon, Cannandes, Tabacundo



Nota: Fotografía: Jorge Merino Toro.

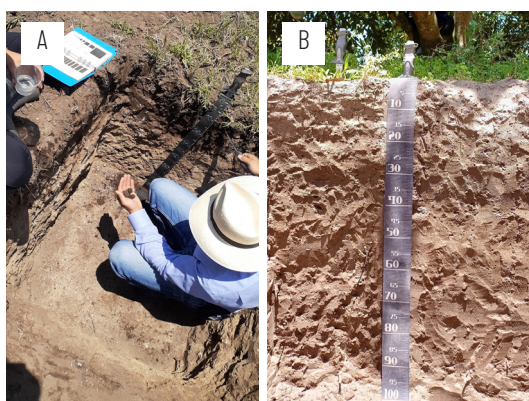
3.3.2. Preparación del suelo

Cuando es producido a campo abierto, el cáñamo es considerado como un cultivo de ciclo anual que se adapta a varios tipos de suelos y climas, semejante a otras especies de manejo extensivo como el maíz y el trigo, comparten varias características desde el punto de vista de suelos y su preparativo (Cherney y Small, 2016). Previa a la preparación del terreno es necesario realizar estudios de las características físicas y químicas del perfil del suelo mediante calicatas (Figura 20) y análisis de laboratorio a profundidades de aproximadamente 50 cm. Con base a estos resultados se diseñarán planes de fertilizaciones, abonamientos, enmiendas y otros que cubrirán los déficits y limitaciones establecidos.

En el caso de detectar horizontes compactos e impermeables, es necesario fracturar esas capas con subsoladores (≈ 50 cm) para luego continuar con trabajos de labranza estándar como arado, rastra o azadones mecánicos con profundidades de trabajo entre 20 y 35 cm (Fike et al, 2019; Coolong et al., 2023). Finalmente se realizará el trazado del campo según distancias de plantación y densidades recomendadas por los obtentores de la variedad objetivo. Las futuras hileras de plantas deben orientarse en sentido norte sur para procurar iluminación natural adecuada; solo se alterará esta orientación debido a la compensación de pendientes mediante curvas de nivel.

Figura 20

Estudio de perfiles de suelo en Tumbaco



Nota: En la fotografía A se puede observar estudio de perfiles de suelos mediante calicatas. En la imagen B se evidencia el un metro de profundidad, previo a la implementación de huertos. Granja Experimental Tumbaco-INIAP, Pichincha.

Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.

3.3.3. Plantación

La plantación comercial de cáñamo medicinal solo se hará con plántulas femeninas vigorosas (Rosenthal, 2009), con cuatro a ocho pares de hojas simples opuestas o verdaderas alternas (Green et al, 2001), con alturas aproximadas de ocho cm (Coolong et al., 2023). En el caso de detectar plantas masculinas estas deben ser eliminadas inmediatamente (Fike et al., 2020), debido al riesgo de polinización y producción de semillas (Small, 2016). Se han reportado densidades de plantación óptimas de 20 000 plantas ha⁻¹, pero también son usadas altas densidades que varían entre 30 000 a 40 000 plantas ha⁻¹, con distancias entre hileras de 12.5, 25 y 50 cm, y en el caso de usar el método de siembra directa un consumo de semilla de 30 a 50 kg ha⁻¹ (Small, 2016; Fike et al., 2020).

Antes de la plantación es recomendable hacer una fertilización de inicio con insumos de alta solubilidad considerando que es un cultivo de ciclo corto ($\approx$ dos-cuatro meses) (Rosenthal, 2009), con fórmulas adecuadas para esta etapa (N: 11; P: 10; K: 28 kg) en una cantidad aproximada de 23 kg ha⁻¹ (Coolong et al., 2023). Inmediatamente después de la plantación es indispensable regar para evitar procesos de deshidratación de las plántulas. Posteriormente se monitorea la humedad del suelo cada tres o cuatro días mediante tensiómetros; además es importante mantener la humedad relativa del lote entre 40 y 80 % (Green et al., 2001). En evaluaciones a campo abierto de variedades de cáñamo sensibles y neutrales al fotoperíodo, se reportó el uso de camas (alto: 15 cm, ancho 86 cm) para el trasplante (uso de plántulas) con densidades de 5 980 y 26 910 plantas ha⁻¹ (Coolong et al., 2023).

En el caso del cultivo de cáñamo con fines industriales para fibra, o semilla para extracción de aceite, en Norteamérica y Europa se usan técnicas de siembra directa en hileras con distancias entre siete a 20 cm dependiendo de la variedad a producir, con profundidades de siembra aproximadas de tres cm y consumo de semilla para variedades de fibra entre 45 a 70 kg ha⁻¹ y para extracción de aceite (semilla) entre 10 y 45 kg ha⁻¹. Considerando que esta especie es un monocultivo, debe entrar en ciclos de alternabilidad de cuatro años con otras especies, para evitar generar plagas y malezas resistentes y redundantes (Cherney y Small, 2016).

En el caso del Ecuador, el registro de datos realizado por el INIAP y el MAG en el año 2024, en ocho campos comerciales (tamaño de muestra), ubicados en cuatro provincias de la Sierra, una de la Costa y una de la Amazonía (datos no publicados), se estableció que en todos los casos esta especie se cultiva bajo invernadero y solo una plantación en la provincia del Guayas combinaba el cultivo bajo invernadero y en campo abierto, el 87.5 % de las unidades productivas usaban plantines como material vegetal para implementar un lote productivo y apenas el 12.5 % realizaban siembra directa (provincia de Pichincha).

Adicionalmente, se estableció que el 50 % de las unidades productivas cultivan esta especie en contenedores con volúmenes entre 20 y 30 litros (Figura 21A), con sustratos que usan como componentes dependiendo de cada caso tierra negra, turba, compost, humus, perlita y otros, los que varían en proporciones según el productor; el restante 50 % de unidades productivas establecen sus plantaciones directamente en el suelo (Figura 21B). Las densidades poblacionales en los campos productivos oscilan entre 0.5 y ocho plantas por metro cuadrado (x: 2.43 planta m⁻²). Posterior al establecimiento del cultivo es una labor común la identificación y eliminación de plantas masculinas, que en el caso de la muestra estudiada tuvo rangos entre 0 y 40 % (x: 12.83 %) de plantas de este sexo. La mortalidad de plantas se enmarca en el rango de tres al 10 %, con un valor promedio de 6 %.

Figura 21

Cultivo de cannabis en bolsas y siembra directa



*Nota: En la imagen A se observa un cultivo de cáñamo medicinal bajo invernadero en contenedores bolsas con orificios de 30 litros, Phoenixian Farm SAS., Calta, Cotopaxi. En la imagen B se observa un cultivo de cáñamo medicinal bajo invernadero en suelo con camas elevadas (altura 0,5 cm), CBD Solutions SAS., Cotacocha-Pichincha.
Fotografía: Paúl Mejía Bonilla.*

3.4. Labores previas a la implementación del cultivo y plantación

3.4.1. Producción de biomasa

Para incrementar la producción de biomasa se pueden implementar algunas técnicas, como las podas apicales y la defoliación. De acuerdo con Crispim Massuela et al. (2022) las podas permiten estructurar las plantas y enfocar el crecimiento de inflorescencias, incrementando la producción de flor seca. En otro estudio, Folina et al. (2020) analizó el uso de podas en variedades de cáñamo Fedora 23 y Futura 75 encontrando que incrementó la cantidad de inflorescencias y ramas secundarias resultando en mayor peso seco. Además, hubo variaciones en el contenido de CBD en ambas variedades y fue más notorio en la variedad Futura 75, por lo que es necesario tener en cuenta que hay diferencias entre variedades de cáñamo. Por esto es recomendable realizar pruebas de campo a pequeña escala antes de implementar cualquier técnica en todo el cultivo.

3.4.2. Producción de flor

En el cultivo de cannabis para producción de flor se utilizan diversas técnicas de manejo cultural con diferentes finalidades. Según Jin et al. (2019) el entrenamiento o entutorado y las podas resultan en una maximización de la absorción de luz en partes medias e internas de la planta. Trancoso et al. (2022) describe algunas de las técnicas más comunes utilizadas en la producción de flor:

- **Lollipop o poda de ramas bajas** - Consiste en eliminar todas las hojas y ramas pequeñas o secundarias que se encuentren en el tercio bajo de la planta. El objetivo de la técnica es redirigir los recursos de la planta a la parte alta para mayor formación de flores. Otro beneficio es que hay mayor control de humedad y flujo de aire disminuyendo vectores de infección.
- **Defoliación, entutorado y corte de ramas** - Elimina hojas viejas o grandes y ramas internas de la planta. Favorece el flujo de aire y enfoca la energía de la planta en las puntas. Permite direccionar la forma en la que la planta crece.
- **Poda apical o Pinch** - Elimina el ápice de la planta para eliminar su dominancia apical y promover la formación de mayor número de ramas. También se le puede realizar a ramas secundarias, por ejemplo, para promover mayor número de esquejes en plantas madre.
- **SCROG (Screen of Green) o Pantalla Verde** - Cultiva muchas plantas pequeñas para saturar el área de cultivo con el objetivo de producir muchos cogollos apicales. Es una técnica utilizada principalmente en indoor.
- **SOG (Sea of Green) o Mar Verde** - Utiliza pocas plantas entutorando en la medida en la que crecen, de manera que abarquen un área cuadrada más grande. Es una técnica utilizada principalmente en indoor.

3.5. Manejo de plagas

3.5.1. Enfermedades fúngicas

3.5.1.1. Moho gris (*Botrytis cinerea* Persoon: Fries)

Síntomas. La infección se manifiesta de diversas formas. Una de las señales más evidentes son las manchas marrones oscuras que aparecen en las hojas inferiores. Además, los cogollos suelen presentar una capa de moho gris característica (Moscoso et al., 2022), como se observa en la Figura 22.

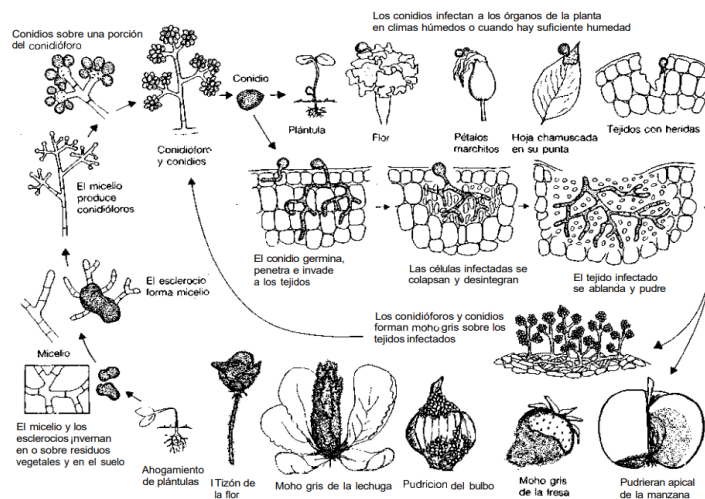
Figura 22
Botrytis cinerea en Cannabis sativa



Nota: Tomado de Utah State University

Ciclo de la enfermedad. El ciclo de vida de *B. cinerea* es complejo y se caracteriza por diversas etapas, desde la germinación de las esporas hasta la producción de nuevos conidios. Este proceso se ilustra en detalle en la Figura 23.

Figura 23
Desarrollo de las enfermedades producidas por el moho gris B. cinerea



Nota: Tomado de Agrios (1995)

Etapas del cultivo en el que se presenta la enfermedad. El hongo puede manifestarse en distintas etapas del cultivo. Durante la fase de floración, las flores son particularmente vulnerables a la infección debido a las condiciones de alta humedad y temperatura que favorecen su desarrollo. En la fase de maduración de los cogollos, el riesgo de contagio se incrementa, ya que la planta se vuelve más susceptible. Si no se controla adecuadamente, en la etapa de cosecha la enfermedad puede afectar gravemente tanto la calidad como el rendimiento de la producción (Acero Montoya, 2022).

Formas de contagio. La diseminación se da por esporas, infección a través de heridas en la planta, transmisión por contacto con plantas infectadas (Calapaqui Calle & Falconí Saá, 2023).

Consideraciones sobre la enfermedad. La presencia de la enfermedad *B. cinerea* en *Cannabis sativa* ocasiona presencia de manchas y podredumbre gris, lo que los hace visualmente poco atractivos y no aptos para su venta en el mercado. La apariencia de los cogollos es un factor clave en el valor comercial de la planta, y la presencia de *B. cinerea* puede reducir significativamente su valor en el mercado (Acero Montoya, 2022).

Está identificado que *B. cinerea* es la enfermedad más prevalente en los cultivos establecidos en el país. Este patógeno muestra una notable presencia durante la fase de cultivo como en la postcosecha. La alta incidencia de esta enfermedad se ha detectado particularmente en zonas húmedas, como las plantaciones ubicadas en la Amazonía y las áreas húmedas de la Región Costa. Esto resalta la necesidad de implementar estrategias de manejo integrado y monitoreo constante para minimizar su impacto y asegurar la calidad del producto final.

Condiciones que favorecen su presencia. La humedad relativa elevada crea un ambiente propicio para el crecimiento y desarrollo del hongo *B. cinerea*. Exposición a bajas temperaturas, estas condiciones frías permiten que el hongo se establezca y se propague más fácilmente en las plantas. La presencia de heridas en la planta es otro factor de riesgo, ya que proporcionan puntos de entrada al hongo, lo que facilita su infección y propagación en la planta (Acero Montoya, 2022).

Estrategias preventivas de control. Mantener una ventilación adecuada en el cultivo es fundamental. Esto se puede lograr mediante la instalación de sistemas de ventilación eficientes, como extractores, ventiladores y aberturas en el invernadero. La circulación constante de aire ayuda a reducir la humedad y previene la acumulación de esporas de *B. cinerea* en el ambiente (Salavarría, 2023).

Asimismo, algunas aplicaciones nutricionales pueden tener un efecto preventivo contra *B. cinerea*. Por ejemplo, la adición de silicio (Si) en la solución nutritiva ofrece protección al fortalecer la cutícula de las plantas, lo que ralentiza la penetración y propagación del hongo en las hojas (Pozo et al., 2015). Además, la fertilización regular con calcio soluble en la zona radicular ha demostrado reducir en hasta un 78 % la podredumbre poscosecha causada por la inoculación artificial de *B. cinerea* (Elad & Kirshner, 1992).

Estrategias culturales de control. La rotación de cultivos, que consiste en alternar el cultivo de *C. sativa* con otras plantas no susceptibles a la enfermedad, es una estrategia eficaz para interrumpir el ciclo de vida del hongo y reducir la presencia de esporas. Además, la eliminación de restos de plantas infectadas es crucial, ya que estos pueden actuar como fuente de esporas y favorecer la propagación de la enfermedad. También se puede realizar el manejo de densidad de siembra y podas para el control de la enfermedad.

El uso de variedades resistentes a *B. cinerea* también representa una medida efectiva para disminuir la incidencia del hongo. Estas variedades han sido seleccionadas por su capacidad para resistir los ataques del patógeno, lo que las convierte en una opción viable para los productores que buscan reducir el uso de productos químicos (Mina & Oviedo, 2022).

Estrategia de manejo biológico. *Bacillus subtilis* es uno de los microorganismos más utilizados para el control de *B. cinerea* en *C. sativa*. Este microorganismo ataca de manera específica a los hongos, incluida *B. cinerea*, y produce enzimas que degradan sus estructuras, debilitando el hongo y evitando su proliferación. Cabe destacar que *Bacillus*

subtilis es seguro y no representa ningún riesgo para las plantas de cannabis ni para los seres humanos, lo que lo convierte en una opción eficaz y respetuosa con el medio ambiente para el control de esta enfermedad (Claudio Pruna, 2023).

Otros microorganismos que han demostrado ser efectivos en el control de *B. cinerea* incluyen *Clonostachys rosea* y *Trichoderma harzianum* (Molina et al., 2006).

3.5.1.2. Pudrición blanca (*Sclerotinia sclerotiorum* Lib.)

Síntomas. Los síntomas causados por este patógeno comienzan como lesiones húmedas en tallos y ramas de plantas cerca de la madurez (Figura 24). Las lesiones colapsan en chancros y se decoloran de forma oscura. Las áreas afectadas adquieren una apariencia triturada y la médula se llena con un micelio blanco algodónoso. Las plantas permanecen en esta condición o se marchitan y se caen. Los esclerocios negros generalmente se forman en la superficie del tallo y pueden llegar a la inflorescencia. Si la floración ha comenzado, a menudo cesa (Patiño, 2022).

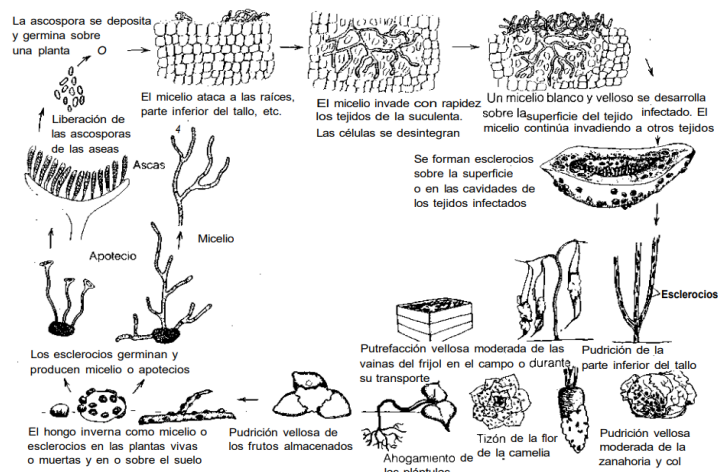
Figura 24
Sclerotinia sclerotiorum en *Cannabis sativa*



Nota: Tomado de Utah State University

Ciclo de la enfermedad. Los esclerocios, estructuras de resistencia producidas por *S. sclerotiorum*, son fundamentales para la supervivencia y propagación de este patógeno (Agris, 1995). La Figura 25 detalla las diferentes etapas de desarrollo de estos esclerocios, desde su formación en los tejidos infectados hasta su germinación y producción de nuevos inóculo.

Figura 25
Desarrollo y síntomas de las enfermedades de hortalizas y flores producidas por el hongo *S. sclerotiorum*.



Nota: Tomado de Agris (1995)

Formas de contagio. Se propaga principalmente a través de esporas que pueden ser transportadas por el viento o el agua (Patiño, 2022).

Daños que ocasionan. Muerte de las plantas ocasionando pérdidas de hasta un 40 % (Patiño, 2022).

Condiciones que favorecen su presencia. Las condiciones de alta humedad y temperaturas moderadas son ideales para su desarrollo y propagación (Patiño, 2022).

Estrategias preventivas de control. Evitar las condiciones de alta humedad alrededor de las plantas es crucial. Esto puede implicar asegurar una buena ventilación, adecuado espaciado entre las plantas y control de riego (Mcpartland, 2019).

Estrategias culturales de control. Retirar y destruir los restos de plantas infectadas para reducir las fuentes de inóculo en el área. Evitar el riego excesivo y mejorar el drenaje también puede ayudar. Limpiar y eliminar residuos de cultivo infectados para reducir las fuentes de inóculo. Rotar cultivos no susceptibles puede ayudar a reducir la cantidad de esclerocios en el suelo y disminuir la presión del patógeno (Mcpartland, 2019).

Estrategias de manejo biológico. Los hongos del género *Trichoderma* son conocidos por su capacidad para colonizar y antagonizar a varios patógenos de plantas, incluido *S. sclerotiorum*. Pueden ser aplicados al suelo, directamente a las plantas o puede mezclarse con abonos orgánicos (Martínez et al., 2013) para prevenir la infección. En específico, se ha demostrado la efectividad de *T. koningiopsis*, *T. asperelloides*, *T. atroviride* y *T. virens* (Haddad et al., 2017). *Coniothyrium minitans* es un parásito específico de los esclerocios de *S. sclerotiorum* y puede ser usado para reducir la población del patógeno en el suelo, disminuyendo así la incidencia de la enfermedad en futuros cultivos (Pankaj, 2016).

3.5.1.3. Podredumbre de la raíz o podredumbre del tallo (*Rhizoctonia solani* J.G. Kühn)

Síntomas. Aparición de lesiones en las raíces y tallos de las plantas (Figura 26). Estas lesiones son de color marrón oscuro y están rodeadas de un área de color claro. Las plántulas infectadas pueden presentar marchitamiento y, en casos más graves, pueden llegar a morir. Retraso en el crecimiento de las plantas adultas. La presencia de esta enfermedad puede afectar seriamente la producción y calidad de los cultivos de *C. sativa* (Moscoso et al., 2022)

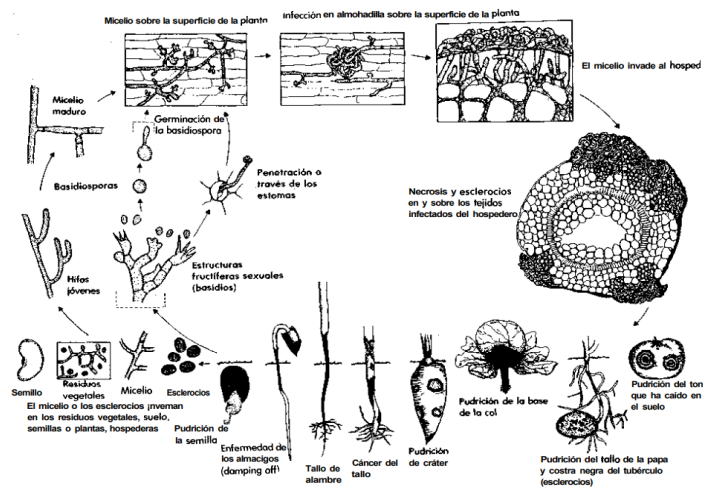
Figura 26
Planta de cannabis infectada con Rhizoctonia solani



Nota: Tomado de Michigan State University

Ciclo de la enfermedad. a *R. solani* es un patógeno fúngico de suelo con un ciclo de vida complejo y adaptable. La Figura 27 nos revela los detalles de este ciclo.

Figura 27
Ciclo de la enfermedad causada por Rhizoctonia solani



Nota: Tomado de Agrios (1995)

Etapas del cultivo en el que se presenta la enfermedad. Puede presentarse en diferentes etapas del cultivo, desde la germinación de las semillas hasta la fase de crecimiento vegetativo de las plantas adultas. Sin embargo, se ha observado que las plántulas son más susceptibles a contraer la enfermedad. Durante esta etapa, el hongo puede infectar las raíces y los tallos, lo que puede resultar en el marchitamiento y muerte de las plántulas (León-Reyes, 2022).

Formas de contagio. Puede transmitirse a través del suelo contaminado. El hongo patógeno puede sobrevivir en el suelo por largos periodos de tiempo, especialmente en climas cálidos y húmedos. Cuando las condiciones son favorables, las esporas del hongo germinan y colonizan las raíces de las plantas de *C. sativa*, atacando el sistema radicular y provocando enfermedades. Esta transmisión por suelo contaminado puede ocurrir tanto en cultivos al aire libre como en cultivos en interior si no se toman las medidas adecuadas de prevención y control (Parra et al., 2023).

La transmisión de la enfermedad causada por *R. solani* en el cultivo de cannabis también puede ocurrir a través de semillas infectadas, que pueden transportar el hongo patógeno y transmitirlo a las plántulas durante la germinación. Esto puede resultar en un retraso en el crecimiento de las plantas e incluso en la muerte de estas (Parra et al., 2023).

Daños que ocasionan. Retraso en el crecimiento de las plantas, lo que afecta su desarrollo y producción. Marchitamiento y muerte de las plántulas, lo cual reduce significativamente el rendimiento del cultivo. Lesiones en las raíces y tallos de las plantas, debilitándose y facilitando la entrada de otros patógenos. Estos daños no solo tienen un impacto económico en el cultivo de *C. sativa*, sino que también afectan la calidad del producto final (Claudio Pruna, 2023).

Condiciones que favorecen su presencia. La temperatura óptima para el desarrollo del hongo varía entre los 20 y 25 °C. La humedad relativa adecuada se sitúa alrededor del 70 al 85 %. Estas condiciones proporcionan un ambiente

propicio para el crecimiento y proliferación de *R. solani*. Los suelos con pH desequilibrado, especialmente aquellos con pH ácido o alcalino, son más susceptibles a la presencia de esta enfermedad. Un pH adecuado entre seis y siete favorece un entorno menos favorable para el desarrollo de *R. solani* (Claudio Pruna, 2023).

Estrategias preventivas de control. Es recomendable utilizar semillas certificadas y libres de enfermedades. Esto garantizará que las plántulas sean sanas desde el inicio. Se debe realizar una rigurosa desinfección de las herramientas y equipos de cultivo antes de su uso, para evitar la propagación del hongo. La rotación de cultivos también es una práctica eficaz, ya que reduce la acumulación de patógenos en el suelo. Es importante señalar que estas estrategias deben ir acompañadas de un adecuado manejo agronómico y buenas prácticas de higiene, a fin de minimizar el riesgo de infección por *R. solani* (León-Reyes, 2022).

Estrategias culturales de control. Drenaje adecuado del suelo, evitando el encharcamiento y permitiendo que el agua fluya correctamente. Esto ayudará a prevenir la proliferación del hongo en el suelo. El uso de prácticas de manejo integrado de plagas también es recomendado, ya que permite mantener un equilibrio en el ecosistema del cultivo y reduce el riesgo de infestación por patógenos como *R. solani*. Esto implica promover la presencia de enemigos naturales, como insectos benéficos y organismos antagonistas, que pueden ayudar a controlar la enfermedad (Rodríguez Prieto, 2020)

Estrategia de manejo biológico

Trichoderma spp. Es uno de los biocontroladores más estudiados y utilizados. Estos hongos colonizan rápidamente las raíces y el suelo, compitiendo con los patógenos por espacio y nutrientes, además de producir enzimas que degradan las paredes celulares de los patógenos (Chiriboga et al., 2015). Especies como *Trichoderma harzianum* (Parra & Pavone, 2012), *Trichoderma viride*, y *Trichoderma virens* (Hicks et al., 2014) han demostrado ser efectivas contra pudriciones ocasionadas por *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Pythium*; y patógenos formadores de esclerocios como *Sclerotinia* y *Sclerotium* (Chiriboga et al., 2015).

Bacillus spp. Especies como *Bacillus subtilis* y *Bacillus licheniformis* son conocidas por su capacidad para suprimir *R. solani* (Sosa et al., 2011). Producen una variedad de antibióticos y enzimas que inhiben el crecimiento del patógeno, además de promover el crecimiento de la planta y estimular su sistema inmune (Jiménez et al., 2018).

Pseudomonas spp. Especies como *Pseudomonas fluorescens* y *Pseudomonas putida* tienen la capacidad de producir metabolitos secundarios que suprimen a *R. solani*. También pueden inducir resistencia sistémica en las plantas, mejorando su capacidad para defenderse de los patógenos (Álvarez et al., 2020).

Streptomyces spp. Estos actinomicetos son conocidos por su capacidad para producir una amplia gama de compuestos antimicrobianos. Especies como *Streptomyces griseoviridis* y *Streptomyces lydicus* pueden ser efectivas en el control de *R. solani* en el suelo y en las raíces de las plantas (Pal, 2006).

Micorrizas. Aunque no son directamente antagonistas de *R. solani*, las micorrizas pueden mejorar la salud general y la resistencia de las plantas al mejorar la absorción de nutrientes y agua, lo cual puede ayudar a las plantas a resistir mejor los ataques de patógenos (Pal, 2006).

3.5.1.4. Marchitez por fusarium (*Fusarium spp*)

Síntomas. Inicialmente se observan pequeñas manchas acuosas o necróticas en las hojas, las cuales, con el tiempo, se expanden y coalescen. Posteriormente, se presenta un marchitamiento generalizado, donde las hojas se vuelven amarillas e incluso llegan a desprenderse fácilmente (Figura 28). Las plantas afectadas tienen un crecimiento lento y las hojas tienden a ser más pequeñas de lo normal (Moscoso et al.2022).

Figura 28

Planta de cannabis infectada por Fusarium spp.

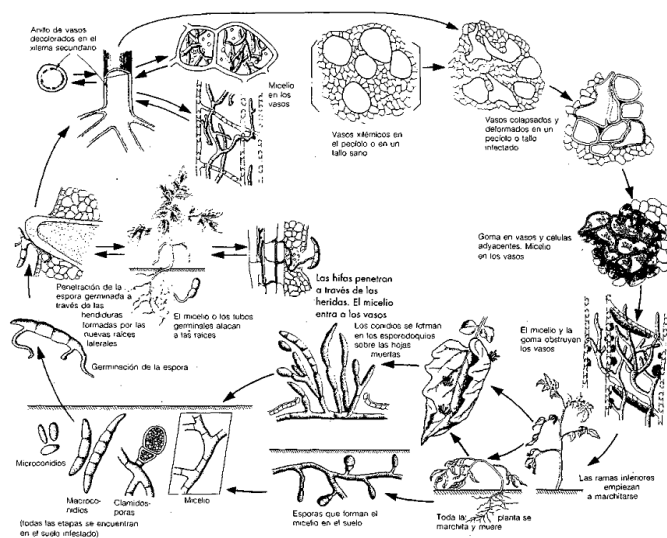


Nota: Tomado de Utah State University.

Ciclo de la enfermedad. La figura 29 nos ofrece una representación gráfica del ciclo de vida de *Fusarium oxysporum*, permitiendo comparar las distintas estructuras fúngicas involucradas en la infección de las plantas, como las clamidosporas y el micelio.

Figura 29

Ciclo patológico de la marchitez del tomate ocasionada por Fusarium oxysporum Schlechtendahl



Nota: Tomado de Agrios (1995)

Etapas del cultivo en el que se presenta la enfermedad. La enfermedad *Fusarium* spp. puede presentarse en diferentes etapas del cultivo de *Cannabis sativa*. Una de las fases en las que puede aparecer es durante la fase de floración y un posible desarrollo en la etapa de germinación. En esta etapa, las plantas son particularmente susceptibles a la infección por *Fusarium* spp. (Sánchez Llamozas & Rincón Parra, 2021).

Formas de contagio. Las principales formas de contagio son a través de semillas infectadas, diseminación por esporas en el aire y contaminación del suelo por restos de plantas infectadas (Moscoso et al., 2022).

Daños que ocasionan. Reducción en la producción de cogollos. La enfermedad puede debilitar las plantas, volviéndose más susceptibles a otras enfermedades y plagas. Pérdida total del cultivo si no se toman las medidas adecuadas para controlar y prevenir la enfermedad (Claudio Pruna, 2023).

Condiciones que favorecen su presencia. La alta humedad relativa es uno de los factores que propicia su presencia y propagación en el cultivo de *Cannabis sativa*. Las temperaturas cálidas también juegan un papel importante en la propagación de la enfermedad. El *Fusarium* spp. se favorece en climas cálidos, donde las altas temperaturas proporcionan las condiciones óptimas para su crecimiento. Los suelos mal drenados también pueden contribuir a la presencia y propagación de esta enfermedad. Por tanto, es fundamental mantener un adecuado drenaje del suelo para prevenir la presencia de la enfermedad (Huayanay Buleje, 2024).

Estrategias preventivas de control. Utilizar semillas certificadas y libres de enfermedades garantiza que las plantas no estén infectadas desde el inicio y reduce la posibilidad de propagación de la enfermedad. Mantener una adecuada ventilación en el cultivo ayudar a controlar la humedad y mantener un ambiente desfavorable para el desarrollo del *Fusarium* spp. Realizar rotaciones de cultivo es otra estrategia eficaz. Al cambiar las plantas de ubicación, se evita que el patógeno se acumule en el suelo y se reducen las posibilidades de reinfección (Moscoso et al. 2022).

Estrategias culturales de control. Un enfoque importante es la eliminación de plantas enfermas, ya que estas son una fuente de propagación de la enfermedad. Además, la desinfección regular de herramientas y equipos utilizados en el cultivo es crucial para evitar la contaminación cruzada y la reintroducción de esporas (Marini et al., 2020).

Estrategias de manejo biológico

***Bacillus subtilis*,** una bacteria que actúa como agente de control biológico al producir compuestos antimicrobianos que inhiben el crecimiento del hongo patógeno. Esta bacteria puede aplicarse tanto en el suelo como en las plantas y su uso se ha mostrado efectivo en la reducción de los síntomas de la enfermedad (Valdez et al., 2022).

***Trichoderma* spp.,** un hongo beneficioso que compete con *Fusarium* spp. por los recursos y produce enzimas que degradan las paredes celulares del hongo patógeno. Estos microorganismos ofrecen una alternativa sostenible y amigable con el medio ambiente para controlar la enfermedad de forma biológica (Valdez et al., 2022).

3.5.1.5. Alternariosis o Tizón foliar (*Alternaria* spp.)

Síntomas. Como se observa en la Figura 30, esta enfermedad puede afectar hojas, tallos, flores, frutos y semillas (Agrios, 1995). En las hojas, los síntomas comienzan como pequeñas manchas en la superficie, que gradualmente se convierten en manchas marrones con halos de color amarillo claro (Tang et al., 2021) y anillos concéntricos (Agrios, 1995). Estas manchas irregulares se expanden hasta cubrir toda la hoja; el centro de las manchas se perfora

fácilmente (Tang et al., 2021). En las inflorescencias, aparece un moho de color marrón grisáceo claro (Jerushalmi et al., 2020), y en los tallos se forman canchales que pueden extenderse, envolver el tallo y causar la muerte de la planta (Agrios, 1995). Cuando se utilizan semillas infectadas con *Alternaria* spp. provoca ahogamiento, lesiones en el tallo y la pudrición del cuello en plántulas (Roberts & Punja, 2022).

Figura 30

Planta de cannabis infectada por Alternaria spp.

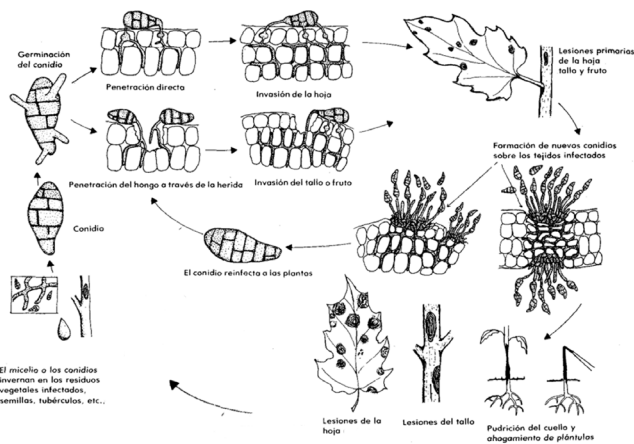


Nota: En la fotografía A se puede observar A. Alternaria spp. en tallo; en la B Alternaria spp. en hoja, en la C Alternaria spp. en cogollo. Tomado de Buirs & Punja (2024); Roberts & Punja (2022); Salami (2016).

Ciclo de la enfermedad. La figura 31 nos presenta una representación visual completa del ciclo de vida de *Alternaria* spp., desde la germinación de los conidios hasta la producción de nuevos conidios, pasando por las etapas de infección y colonización del hospedante.

Figura 31

Desarrollo y síntomas de las enfermedades producidas por Alternaria spp.



Nota: Adaptado de Agrios (1995).

Etapas del cultivo en el que se presenta la enfermedad. *Alternaria* spp. puede afectar a *Cannabis sativa* en cualquier fase de su desarrollo, ya que se ha demostrado que este hongo puede infectar flores, tallos y hojas mediante inoculaciones (Buir & Punja, 2024). Además, es capaz de infectar tanto plantas de cannabis grandes y maduras como esquejes de *C. sativa* enraizados (Roberts & Punja, 2022)

Formas de contagio. Los conidios se dispersan por el viento, la lluvia, herramientas (Agrios, 1995), semillas (Roberts & Punja, 2022) y otros medios. Al germinar, se convierten en esporas que penetran en los tejidos susceptibles, ya sea directamente o a través de heridas, y en poco tiempo generan nuevas infecciones (Agrios, 1995).

Daños que ocasionan. La principal afectación de *Alternaria* spp se observa en el rendimiento (Jerushalmi et al., 2020). En 2020, en China, se reportó una pérdida del 20 % del rendimiento del cannabis debido a esta enfermedad (Tang et al., 2021). Cuando *Alternaria* spp. afecta las hojas, puede provocar su secado completo (Pavón et al., 2015), lo que reduce la tasa de fotosíntesis y, por ende, afecta el rendimiento de los cultivos, ya que la producción de materia seca depende directamente de este proceso (Buenrostro Rodríguez et al., 2023). Por otro lado, cuando la infección se produce en las flores, el daño es directo, ya que la exposición a *Alternaria* spp. se ha asociado con asma, rinosinusitis alérgica e infecciones cutáneas en humanos (Jerushalmi et al., 2020). Por lo tanto, el consumo o uso de flores infectadas con este patógeno es peligroso.

Condiciones que favorecen su presencia. La temperatura ideal para el crecimiento de *Alternaria* spp. oscila entre 22 y 30 °C (Roberts & Punja, 2022; Jerushalmi et al., 2020). Además, su micelio es capaz de invernar en restos vegetales bajo condiciones de refrigeración o congelación (Agrios, 1995), ya que puede crecer en un rango de temperatura que va desde -3 °C hasta 35 °C (Pavón et al., 2015).

Según Silva et al. (1997), la dispersión de *Alternaria* spp. es mayor entre las 08:00 y las 12:00 horas, así como entre las 19:00 y las 20:00 horas, mostrando en general una tendencia a dispersarse durante las horas diurnas. La máxima esporulación y dispersión de sus conidios ocurre en condiciones de escasas precipitaciones, temperaturas moderadas y una humedad relativa intermedia del 50 % (Silva et al., 1997). Sin embargo, también ha mostrado preferencia por niveles elevados de humedad (Jerushalmi et al., 2020).

Estrategias preventivas de control. La falta de vigor, una nutrición deficiente o condiciones adversas, como las mencionadas por Agrios (1995), pueden llevar a que las plantas presenten *Alternaria* con mayor frecuencia. Por ende, es importante mantener a las plantas libres de estrés. Además, es recomendable mantener bajos niveles de humedad ambiental mejorando la ventilación, la calefacción y la circulación del aire. La falta de detección de patógenos en semillas y esquejes puede resultar en su propagación. Por ello, es fundamental utilizar plantas madre sanas y realizar pruebas de rutina para detectar y prevenir la infección (Buir & Punja, 2024).

Agrios (1995) sugiere que el uso de cubiertas de invernadero que absorban la luz ultravioleta puede ser una estrategia efectiva para reducir las infecciones por *Alternaria* spp. al inhibir la formación de esporas, responsables de la propagación de la enfermedad.

Estrategias culturales de control. Según Agrios (1995), la rotación de cultivos, la eliminación de residuos vegetales infectados y el control de malezas son prácticas fundamentales para reducir la cantidad de inóculo presente en el suelo y, por consiguiente, disminuir el riesgo de infección en nuevas plantas susceptibles. Además, el saneamiento, gestión del riego, nutrición y seguimiento de enfermedades es parte de control cultural (Buir & Punja, 2024).

Estrategias de manejo biológico. El uso de aplicaciones preventivas de agentes de control biológico microbiano y productos biorracionales de riesgo reducido también puede reducir el desarrollo de enfermedades en todas las etapas de producción (Buirs & Punja, 2024). En el cuadro 8 se presentan los microorganismos que han demostrado ser eficientes en el control de *Alternaria* spp.

Cuadro 8
Microorganismos probados para el control de *Alternaria* spp.

Tipo	Nombre
Hongo	<i>Trichoderma harzianum</i> (Rajput et al., 2013)
	<i>Trichoderma asperellum</i> (Gakegne & Martínez, 2019).
	<i>Trichoderma viride</i> (Rajput et al., 2013)
	<i>Aspergillus niger</i> (Rajput et al., 2013)
	<i>Bacillus subtilis</i> (Reinoso Pozo et al., 2007)
Bacteria	<i>Bacillus lichiformis</i> (Reinoso Pozo et al., 2007)
	<i>Paenibacillus polymyxa</i> (Reinoso Pozo et al., 2007)
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (Rodríguez Maza & Stefanova Narimova, 2005)
	<i>Pseudomonas protegens</i> (Gakegne & Martínez, 2019).

3.5.2. Enfermedades bacterianas

Solo cuatro especies de bacterias patógenas verdaderas son responsables de causar enfermedades en plantas vivas de cannabis. De ellas, el tizón bacteriano, causado por *Pseudomonas syringae* pv. *cannabina* (Stapp), es el problema más frecuente, mientras que otras enfermedades menos comunes incluyen la agalla de la corona provocada por *Agrobacterium tumefaciens* (Smith & Townsend), el marchitamiento bacteriano por *Erwinia tracheiphila* Smith y la mancha foliar por *Xanthomonas campestris* Pammel (McPartland, 1996).

Síntomas

***Pseudomonas syringae*.** Como se observa en la Figura 22, los síntomas de esta enfermedad inician como pequeñas manchas aguadas sobre el envés de las hojas y luego se extienden hasta formar grandes áreas necróticas (Agrios, 1995).

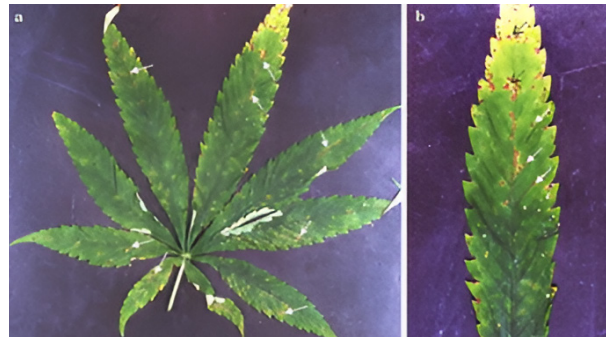
Figura 32
Síntomas ocasionados por *Pseudomonas syringae*



Nota: Tomado de Dewildt (2018).

***Xanthomonas campestris*.** La mancha foliar causada por *X. campestris* a menudo se confunde con el tizón bacteriano de *P. syringae* (McPartland et al., 2000). Inicialmente, aparecen manchas cloróticas en forma de “V” en los bordes de las hojas que se extienden hacia la nervadura central. Algunas nervaduras y venas dentro de estas manchas se ennegrecen, y finalmente, el tejido afectado se seca y marrón, provocando la caída prematura de las hojas (Agrios, 1995). Estos síntomas se ilustran claramente en la Figura 33.

Figura 33
Mancha foliar causada por *Xanthomonas campestris*



Nota: Tomado de Netsu et al., (2013).

***Agrobacterium tumefaciens*.** También conocida como agalla de la corona (Agrios, 1995), *A. tumefaciens* es una bacteria que habita en la rizosfera y provoca la formación de tumores en los tejidos de las plantas afectadas (Millas & France, 2017). Estos síntomas se ilustran claramente en la Figura 34. Este patógeno se encuentra comúnmente en plantas leñosas (Agrios, 1995). Las agallas tienen una consistencia relativamente más suave que un callo de cicatrización, y aunque los síntomas aéreos no son fácilmente visibles, en plantas jóvenes y después del trasplante pueden aparecer signos como clorosis, enrojecimiento de las hojas y una disminución en el crecimiento (Millas & France, 2017).

Figura 34
Síntomas ocasionados por *Agrobacterium tumefaciens*



Nota: Tomado de Holmes & Punja (2023).

***Erwinia tracheiphila*.** Causa marchitez bacteriana, que se manifiesta con manchas verdes opacas en las hojas, marchitamiento y necrosis (Kingsley, 2024). Los tallos afectados al principio se ablandan y decoloran, pero más tarde se endurecen y secan; los síntomas se desarrollan lentamente y pueden ir acompañados de un menor crecimiento. Al cortar y presionar los tallos infectados se puede observar un exudado bacteriano blanco que se adhiere a los dedos o a las secciones del corte (Agrios, 1995). Estos síntomas se ilustran claramente en la Figura 35.

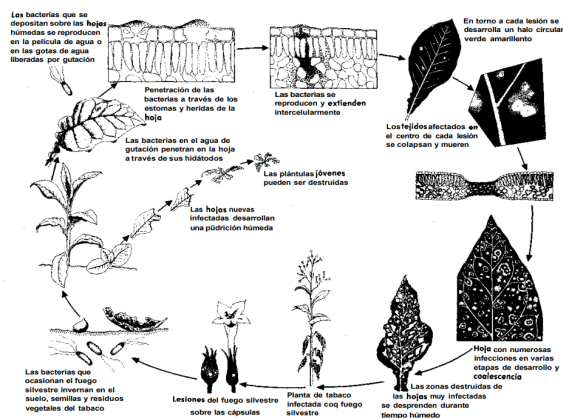
Figura 35
Síntomas ocasionados por *Erwinia tracheiphila*



Nota: Tomado de Shapiro et al., (2018)

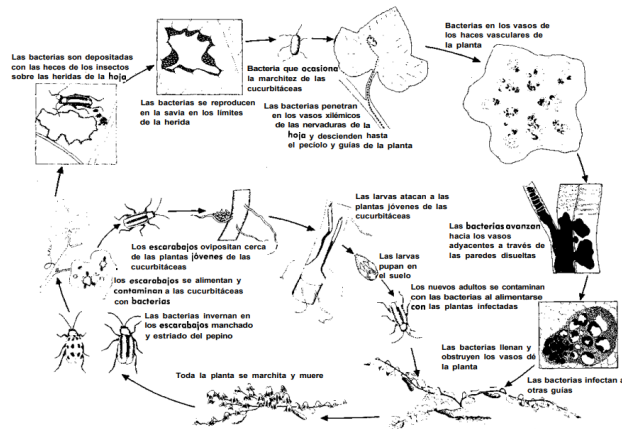
Ciclo de la enfermedad. El ciclo y desarrollo de *Pseudomonas*, *Erwinia*, *Agrobacterium* y *Xantomonas* se pueden observar en las figuras 36, 37, 38 y 39 respectivamente.

Figura 36
Ciclo patológico del fuego silvestre del tabaco producido por *Pseudomonas tobac*



Nota: Tomado de Agrios (1995).

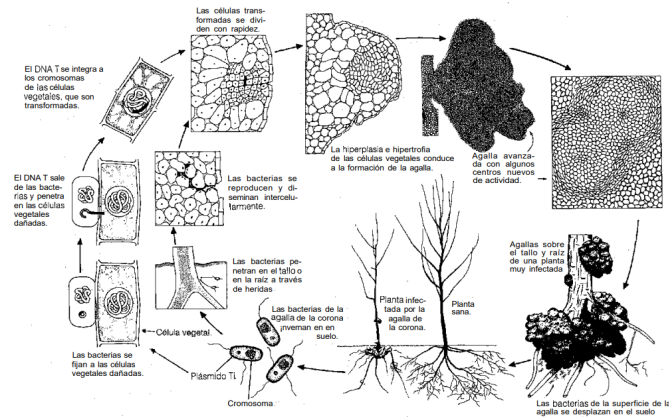
Figura 37
Ciclo patológico de la marchitez bacteriana de la familia Cucurbitaceae producida por *Erwinia tracheiphila*



Nota: Tomado de Agrios (1995).

Figura 38

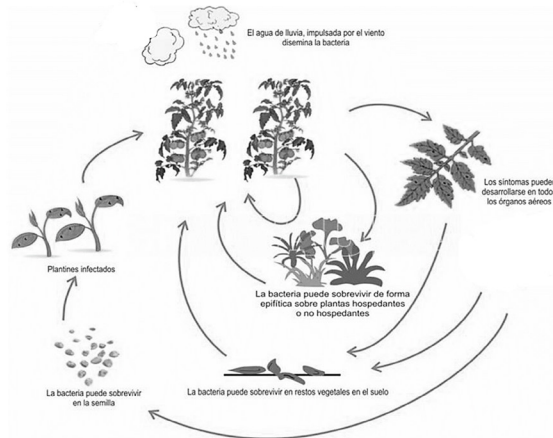
Ciclo patológico de la agalla de la corona producida por Agrobacterium tumefaciens.



Nota: Tomado de Agrios (1995).

Figura 39

Ciclo de Xantomonas campestris



Nota: Tomado de Ritchie (2000).

Formas de contagio. La mayoría de las bacterias fitopatógenas se desarrollan principalmente como organismos parásitos en las plantas hospederas y parcialmente en el suelo como saprofitos (Agrios, 1995). Por ello se pueden dispersar tanto por agua como por aire, mediante herramientas que contengan restos de tierra contaminada. Se propaga por la lluvia impulsada por el viento y pasa el invierno en los restos de los cultivos. Enfermedades como *A. tumefaciens* se pueden propagar a través de infecciones transmitidas por semillas (McPartland et al., 2000). En el caso de *E. tracheiphila* es común su propagación por insectos, ya que pasan a través de los excrementos de los insectos, entrando mediante las heridas de alimentación o las estomas de las hojas (Agrios, 1995).

Daños que ocasionan. La mayoría de las enfermedades causan disminución en el crecimiento, rendimiento y, en plantas jóvenes o muy débiles, la muerte de la planta (Millas & France, 2017). Debido a su alta capacidad de transmisión y a la escasez de tratamientos eficaces, la *E. tracheiphila* causa graves daños a los cultivos, generando pérdidas económicas considerables y una alta mortalidad de plantas en poco tiempo. (Ordax, 2008).



Condiciones que favorecen su presencia

***Pseudomonas syringae*:** El ataque en las yemas se produce cuando las temperaturas son bajas (<15 °C) y hay una elevada humedad relativa o lluvia (Torés et al., 2016).

***Xanthomonas campestris*:** La enfermedad empeora en los veranos con altas temperaturas y alta humedad (McPartland et al., 2000). Según Stapp (1961), la temperatura óptima de crecimiento de esta bacteria es de 30 a 32 °C, la máxima es de 38 a 39 °C y la mínima de 5 °C.

***Agrobacterium tumefaciens*:** Suelos pesados, alcalinos y con exceso de humedad favorecen el desarrollo de la enfermedad (Cruz, 2022). El desarrollo de tumores en plantas después de la infección por *A. tumefaciens* era óptimo a temperaturas de alrededor de 22 °C y no ocurría a temperaturas superiores a 29 °C (Fullner & Nester, 1996).

***Erwinia tracheiphila*:** El ambiente se considera favorable si es húmedo y con temperaturas suaves superiores a los 18 °C (Ordax, 2008).

Estrategias preventivas de control. El método de control preventivo más recomendado es plantar en sustratos no infectados y usar plantas de vivero libres del patógeno (Millas & France, 2017). En el caso de *E. tracheiphila*, la estrategia consiste en el control de sus vectores (CIPF, 2015).

Estrategias culturales de control. Son muy importantes las medidas sanitarias que permiten disminuir la cantidad de inóculo en un área de cultivo al trasladar y quemar las plantas o ramas infectadas, la desinfección de las herramientas y manos después de haber manipulado plantas enfermas (Agrios, 1995). En suelos con antecedentes de la enfermedad se deben hacer rotaciones por tres años o más, con especies no hospederas (Millas & France, 2017). La aplicación de potasio al suelo, con dosis moderadas de nitrógeno, aumenta la resistencia a los grietas y daños por heladas, dificultando la entrada de la bacteria (Cruz, 2022).

Estrategias de manejo biológico. Las enfermedades bacterianas de las plantas comúnmente son muy difíciles de controlar y con frecuencia, se requiere de una combinación de varios métodos para su control. En el Cuadro 9 se presentan los antagonistas reportados para bacterias fitopatógenas.

Cuadro 9
Antagonistas de bacterias fitopatógenas

Patógeno	Antagonista
<i>Pseudomonas syringae</i>	<i>Pantoea agglomerans</i> (Braun et al., 2007; Kotan & Sahin, 2006)
	<i>Alcaligenes piechaudii</i> (Kotan & Sahin, 2006)
	<i>Bacillus subtilis</i> (Salerno & Sagardoy, 2003)
<i>Xanthomonas campestris</i>	<i>Rahnella aquatilis</i> (Hoda et al., 2005)
	<i>Agrobacterium radiobacter</i> k84 (Vicedo et al., 1993)
<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	<i>Agrobacterium radiobacter</i> k84 (Vicedo et al., 1993)
<i>Erwinia tracheiphila</i>	<i>Pseudomonas fluorescens</i> A506(Williams, 2013)

3.5.3. Enfermedades víricas

Los virus son nucleoproteínas extremadamente pequeñas, invisibles al microscopio óptico, que solo se multiplican dentro de células vivas y tienen la capacidad de causar enfermedades (Agrios, 1995). Se han identificado muchos virus vegetales con capacidad de infectar al cáñamo. Por ejemplo, El virus de la parte superior rizada de la remolacha (BCTV), el virus del rayado del cáñamo (HSV), el virus del mosaico del cáñamo (HNV), el virus del mosaico de la alfalfa (AMV), el virus del mosaico del pepino (CMV), el virus X de la papa (PVX), el virus de la mancha anular del tomate (TomRSV), el virus Y de la papa (PVY), el virus del marchitamiento de la haba (BBWV), el virus del mosaico arabis (ArMV) y el virus de la mancha anular de la frambuesa (RpRSV), el virus críptico del cannabis (CanCV), el viroide latente del lúpulo (HLVd), el virus de la clorosis de la lechuga (LCV) (Chiginsky et al., 2021).

Sin embargo, los virus más comunes son el virus del rayado del cáñamo (HSV) y el virus del mosaico del cáñamo (HNV), como se muestra en la Figura 40 (McPartland, 1996; Giladi et al., 2020; Grunwald et al., 2024).

Figura 40
Principales virus que afectan al cannabis



Nota: En la fotografía A se puede observar el virus del rayado del cáñamo (HSV), y en la B el virus del mosaico del cáñamo (HNV). Tomado de Fastbuds, (2023); Vicente Sierra, (2014).

Síntomas. La mayoría de los síntomas causados por virus son similares a los generados por mutaciones, deficiencias, toxicidades, secreciones de insectos, otros patógenos y factores diversos (Agrios, 1995). Por ello, el diagnóstico se basa en descartar todas las demás posibles causas de la enfermedad.

3.5.3.1. Virus del rayado del cáñamo (HSV)

Los síntomas foliares comienzan como una clorosis internerval de color verde pálido (Righetti et al., 2018). A veces aparecen motas necróticas marrones con un halo verde pálido a lo largo de los márgenes y las puntas de las hojas más viejas (McPartland et al., 2000). Cuando los síntomas avanzan se ven los márgenes de las hojas arrugados, las puntas de las hojas enrolladas hacia arriba y los folíolos enroscados en espirales (McPartland et al., 2000).

3.5.3.2. Virus del mosaico del cáñamo (HMV)

Las hojas presentan un enrollamiento característico en la parte superior de la planta y se observa un “adelgazamiento foliar”; además, aparecen pequeñas lesiones puntiagudas y cloróticas que progresan hacia la necrosis y se fusionan, lo que finalmente conduce al marchitamiento completo de la hoja (McPartland, 2000).

Ciclo de vida. A diferencia de las células, los virus no se multiplican por división, sino que se ensamblan a partir de sus componentes estructurales (NIH, 2024). Son parásitos obligados que solo se activan y replican dentro de células infectadas, ya que carecen de la maquinaria necesaria para sintetizar proteínas y producir energía, por ende, dependen de otros organismos o del ambiente para su diseminación (Gergerich, 2007).

Etapas del cultivo en el que se presenta la enfermedad. Esta enfermedad puede presentarse en cualquier etapa del cultivo.

Formas de contagio. El pulgón es uno de los principales vectores de los virus (McPartland, 2000). No obstante, también se ha informado que la mosca blanca y los trips actúan como vectores (Miotti, N., et al., 2023). Además, las semillas y el polen de plantas infectadas pueden generar descendencia enferma (McPartland, 1996; Miotti, N., et al., 2023).

Daños que ocasionan. En el cultivo de cannabis, los virus representan una amenaza importante para la salud y el rendimiento de las plantas. Aunque los virus rara vez causan la muerte del cannabis, su impacto puede ser devastador en términos de rendimiento (McPartland, 1996). Las plantas enfermas tienden a ser más pequeñas, lo que afecta directamente la calidad y cantidad de la fibra y las semillas, recursos clave en la producción de cannabis (Grunwald et al., 2024).

Condiciones que favorecen su presencia. Diversos factores de estrés abiótico parecen influir en el desarrollo y agravamiento de los síntomas en las plantas, según lo señalado por Righetti et al. (2018). Las plantas macho, en particular, tienden a ser más susceptibles a la infección que las plantas hembra, de acuerdo con las observaciones de McPartland (2000). Además, el tipo de síntoma que predomina está estrechamente relacionado con las condiciones climáticas: en climas húmedos predominan los síntomas de rayas, mientras que en condiciones secas se manifiestan principalmente los síntomas de manchas (McPartland, 1996).

Estrategias preventivas de control. Actualmente, no existen compuestos antivirales capaces de curar a las plantas, por lo que las medidas de control más efectivas se centran en la prevención y mitigación de los daños. Una estrategia prometedora es el desarrollo de resistencia en las plantas frente a los virus. Investigaciones han demostrado que las cutículas de algunas plantas ofrecen una barrera natural contra estos patógenos (McPartland, 2000).

En los últimos años, se han creado productos que inducen a las plantas a activar sus propios mecanismos de defensa contra diversas enfermedades, como hongos, nematodos, plantas parásitas y virus (Méndez et al., 2010; Hernández Santiago et al., 2020). Estos mecanismos pueden activarse mediante la aplicación de moléculas exógenas que estimulan la resistencia, como el ácido salicílico, el etileno, el acibenzolar S-metil (Méndez Leiva et al., 2010), así como el bisulfito de sodio de menadiona (vitamina K3) y los fosfitos.

3.5.4. Otras enfermedades

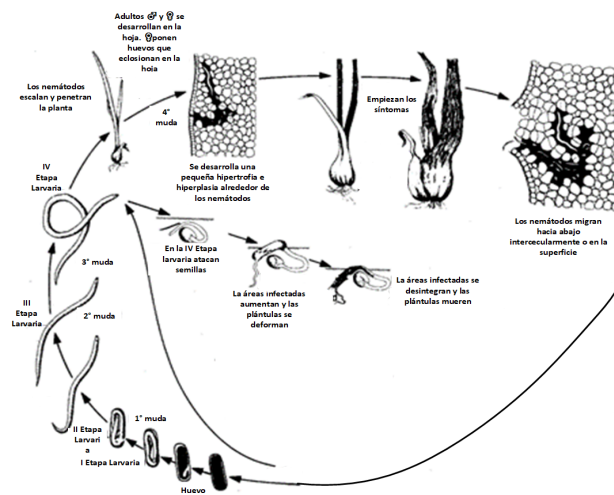
3.5.4.1. Nemátodo del tallo (*Ditylenchus spp.*)

Síntomas. Los síntomas de la infestación suelen manifestarse en forma de áreas atrofiadas, malformaciones, entrenudos cortados y retorcidos, agallas (Escuer, 1998; Hernández et al., 2017), manchas color castaño oscuro, ramas secas, hojas deformes y clorosis (Nombela, 1985). En las zonas más secas del tejido afectado los nematodos tienden a agruparse y forman masas lanosas blanquecinas (Escuer, 1998).

Ciclo de vida. El ciclo biológico de *D. dipsaci* dura de 19 a 23 días a 15 °C y las hembras ponen de 207 a 498 huevos (Nombela, 1985). Todos los estadios de desarrollo (huevo, larva y adulto) son capaces de infestar la planta, aunque el cuarto estado juvenil es la forma infectiva más importante debido a la capacidad de desecarse y mantenerse en estado de anaerobiosis, como se muestra en la Figura 41 (Escuer, 1998).

Figura 41

Ciclo de vida de la enfermedad del nematodo del tallo Ditylenchus spp.



Nota: Obtenido de Agrios (1995)

Etapas del cultivo en el que se presenta la enfermedad. Se puede dar en cualquier etapa, pero la etapa crítica se produce en la edad temprana, inmediatamente antes de emerger del suelo, cuando la planta está brotando, ya que puede ocasionar la muerte de la planta (Escuer, 1998).

Formas de contagio. La dispersión habitual de muchas especies de *Ditylenchus*, que tiene formas de resistencia, ocurre principalmente a través de semillas (Escuer, 1998). La presencia de este nematodo en semillas y material vegetal seco es crucial para su dispersión pasiva a largas distancias. Además, puede propagarse mediante el agua de riego o el transporte de suelo infestado (SEF, 2020).

Daños que ocasionan. *Ditylenchus spp* puede ocasionar defoliación y muerte de plántulas (Hernández et al., 2017). Además, el ataque del nematodo favorece la posterior entrada de hongos y bacterias que son los que dan color oscuro a las lesiones (Escuer, 1998).

Condiciones que favorecen su presencia. Su resistencia es mayor en los suelos arcillosos y emergen a la superficie después de la lluvia (Nombela, 1985).

Estrategias preventivas de control. Los sistemas de rotación con plantas resistentes son un método efectivo para prevenir esta plaga (Nombela, 1985). Otro método es la utilización de material vegetal exento de nematodos (Escuer, 1998).



Estrategias culturales de control. Como se mencionó previamente, los nematodos tienden a estar más presentes en suelos arcillosos. Por ello, una de las estrategias culturales más comunes es la aplicación de enmiendas orgánicas para aumentar la cantidad de materia orgánica del suelo y mejorar su textura (Andrés, 2000). Otros métodos utilizados para el control de nemátodos son: aplicación de calor húmedo o seco, la desecación y solarización (Andrés, 2002).

Estrategias de manejo biológico. *Pseudomonas fluorescens* ha demostrado ser eficaz en la supresión de *Ditylenchus* spp., lo que la convierte en una herramienta biológica prometedora para el control de nematodos en cultivos afectados (Turatto et al., 2018). De manera similar, se ha observado que *Bacillus firmus* y *B. subtilis* también presenta una alta efectividad en la reducción de estas poblaciones de nematodos (Turatto et al., 2018). Además, el hongo nematófago *Arthrobotrys robusta* ha mostrado su capacidad para capturar y reducir nematodos en el suelo, proporcionando otra opción biológica viable para su control (Rondón, 1997). Estas bacterias y hongos representan alternativas sostenibles frente a los métodos químicos tradicionales, ofreciendo soluciones más respetuosas con el medio ambiente.

3.5.4.2. Fitoplasmas

Estos organismos son similares a las bacterias, pero carecen de paredes celulares cuando se observan bajo un microscopio electrónico (Agrios, 1995). En el cannabis se ha detectado la presencia de *Candidatus Phytoplasma trifolii* (Bové) Lee, Gundersen & Holmes (McPartland et al., 2000).

Síntomas: Los principales síntomas son enrollamiento de las hojas, moteado, clorosis, escoba de bruja, retraso del crecimiento y acortamiento de los nudos (Feng et al., 2019).

Formas de contagio. Los saltahojas suelen ser vectores de fitoplasmas, pero no pudieron identificar a ningún insecto específico. Los fitoplasmas también se propagan por transmisión de semillas (McPartland et al., 2000).

Estrategias preventivas. Para prevenir la agalla de la corona, evite herir las plantas cerca de la línea del suelo y evitar plantar semillas de plantas enfermas (McPartland et al., 2000).

Estrategias culturales de control. Según Leyva et al., (2006) las estrategias culturales son: deshierbe, arado profundo, solarización del suelo, evitar el exceso de humedad, optimizar la nutrición del suelo y proteger las plantas de los insectos vectores.

Estrategias de control biológico. *Agrobacterium radiobacter* Beijerinck ha sido eficiente al aplicarlo como un baño antes de la siembra, sobre las semillas y raíces de las plántulas, o empapando el suelo después de la siembra (McPartland et al., 2000).

3.5.5. Opciones para el manejo orgánico de enfermedades

El control de enfermedades, específicamente hongos, en el cultivo de *Cannabis Sativa*, también puede lograrse mediante estrategias de manejo orgánico. Estas prácticas son sostenibles y amigables con el medio ambiente, y no dejan residuos tóxicos en las plantas ni en el entorno.

Extractos vegetales con propiedades antifúngicas: La aplicación de extractos vegetales, como los obtenidos de neem, ajo, canela y clavo de olor, es una estrategia efectiva en el manejo orgánico. Estos extractos contienen compuestos naturales que inhiben el crecimiento y desarrollo de hongos patógenos. Pueden aplicarse de manera

preventiva o curativa, fortaleciendo la planta y reduciendo la incidencia de la enfermedad. Estos métodos no dejan residuos tóxicos en los cogollos ni en el medio ambiente, haciéndolos ideales para cultivos orgánicos (Rodríguez Prieto, 2020; Pankaj, 2016).

Caldo bordelés. El uso del caldo bordelés, una mezcla de sulfato de cobre y cal, sirve como inhibidor de diferentes variedades de hongos y también como nutriente para la planta y el suelo. Es crucial aplicar estos métodos de acuerdo con las condiciones específicas del campo, recomendándole probar diferentes aplicaciones y frecuencias para determinar la más adecuada para cada variedad y ubicación (Pankaj, 2016).

Aceites esenciales. Aceites como el de neem, clavo de olor y tomillo poseen propiedades antifúngicas y son efectivos para controlar el crecimiento de hongos. Estos aceites pueden ser usados en tratamientos foliares para proteger las plantas de infecciones (Pankaj, 2016).

Enmiendas orgánicas. El uso de enmiendas orgánicas, como compost, estiércol y humus de lombriz, favorece la salud del suelo y contribuye al control biológico de hongos. Es crucial emplear enmiendas de buena calidad y seguir las dosis sugeridas para obtener los mejores resultados. Además, productos orgánicos como extractos de plantas con propiedades antifúngicas pueden ser efectivos tanto de manera preventiva como curativa (Sánchez Llamozas & Rincón Parra, 2021).

Fomento de la biodiversidad. Promover la biodiversidad en el cultivo es esencial para el control de hongos. Esto incluye la siembra de plantas compañeras, la creación de refugios para insectos beneficiosos y la conservación de áreas naturales cercanas al cultivo. La biodiversidad favorece la presencia de organismos benéficos que pueden prevenir y controlar la propagación de hongos (Sánchez Llamozas & Rincón Parra, 2021). El Cuadro 10 muestra un resumen de los organismos reportados como antagonistas de los principales hongos patógenos.

Cuadro 10
Resumen control biológico con enfoque preventivo

Patógenos/ antagonistas	<i>Botrytis cinerea</i>	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	<i>Rhizoctonia solani</i>	<i>Fusarium spp.</i>	<i>Alternaria spp.</i>	<i>Ditylenchus spp.</i>
<i>Bacillus subtilis</i>	X		X	X	X	
<i>Bacillus firmus</i>						X
<i>Clonostachys rosea</i>	X					
<i>Trichoderma spp.</i>	X	X	X	X	X	
<i>Coniothyrium minitans</i>		X				
<i>Pseudomonas fluorescens</i>			X			X
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>					X	

3.6. Plagas

3.6.1. Araña roja (*Tetranychus urticae* Koch)

Para comprender mejor el ciclo de vida y la biología de *Tetranychus urticae* es fundamental observar su morfología. La Figura 42 muestra una imagen detallada de diferentes estadios de desarrollo de este ácaro.

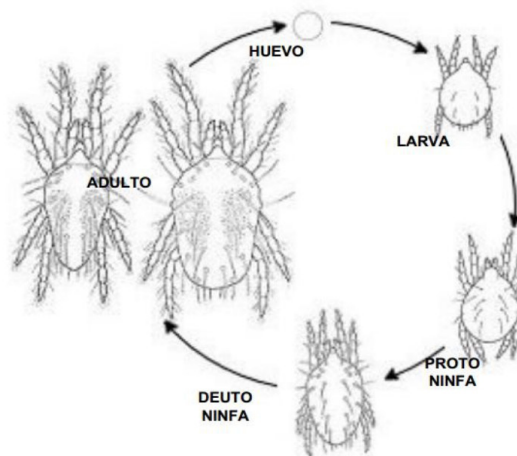
Figura 42
Tetranychus urticae en *Cannabis sativa*



Nota: Tomado de Utah State University

Ciclo de vida. Su ciclo de vida consta de cuatro etapas: huevo, larva, ninfa y adulto (Figura 43). El período de incubación de los huevos dura alrededor de tres a siete días, dependiendo de las condiciones ambientales. Las larvas emergen de los huevos y pasan por dos estadios de ninfa antes de convertirse en adultos. El desarrollo desde el huevo hasta el adulto puede tomar alrededor de una a dos semanas en condiciones favorables. Los adultos son de color rojo a verde pálido y miden aproximadamente 0,5 mm. Durante su ciclo de vida, estos ácaros se alimentan de la savia de las hojas de la planta, lo que causa daños significativos si no se controlan adecuadamente (Zambrano Triana, 2020).

Figura 43
Ciclo de vida de Tetranychus urticae



Nota: Tomado de Homoagícola (2012).

Formas de dispersión. Se dispersa principalmente con del viento. Sus pequeñas dimensiones y capacidad para producir “hilo de araña” le permiten ser transportada a largas distancias por corrientes de aire. Se dispersa a través del movimiento de plantas infestadas o el contacto directo con otros cultivos, plantas cercanas o herramientas de trabajo (Zambrano Triana, 2020).

Daños que ocasiona. Se alimenta de la savia de las hojas, lo que provoca una decoloración amarillenta y un aspecto seco en las mismas. Produce telarañas finas en las hojas y en los cogollos, lo que afecta negativamente la calidad del cultivo. Ocasiona la caída prematura de las hojas, lo que debilita a la planta y disminuye su producción. En casos severos de infestación, la araña roja puede incluso ocasionar la muerte (Jiménez Lara, 2022).

Condiciones que favorecen su presencia. La araña roja tiende a prosperar en condiciones cálidas y secas, por lo que es fundamental mantener un ambiente adecuado en el cultivo de *C. sativa* para prevenir su aparición (Jiménez Lara, 2022).

Estrategias de control. Una estrategia preventiva consiste en mantener una buena higiene y limpieza en la planta y su entorno, eliminando hierbas no deseadas y los restos de vegetación que puedan servir como refugio para los ácaros.

Mantener un adecuado riego y evitar el estrés en la planta, ya que las arañas rojas tienden a afectar más a las plantas debilitadas.

Rotación de cultivos y la destrucción de las partes de la planta infestadas.

Manejo biológico, utilizando depredadores naturales de la araña roja, como los ácaros depredadores, las mariquitas (familia Coccinellidae) o la mosca predadora (*Phytoseiulus persimilis*).

Manejo orgánico empleando productos naturales y respetuosos con el medio ambiente para combatir la plaga, como el aceite de neem o el jabón potásico.

3.6.2. Pulgones (Aphididae)

En cultivos de cáñamo, los pulgones pueden causar graves daños. La Figura 44 muestra un ejemplo de una infestación de pulgones.

Figura 44
Presencia de pulgones (*Aphis* spp.) en *Cannabis*

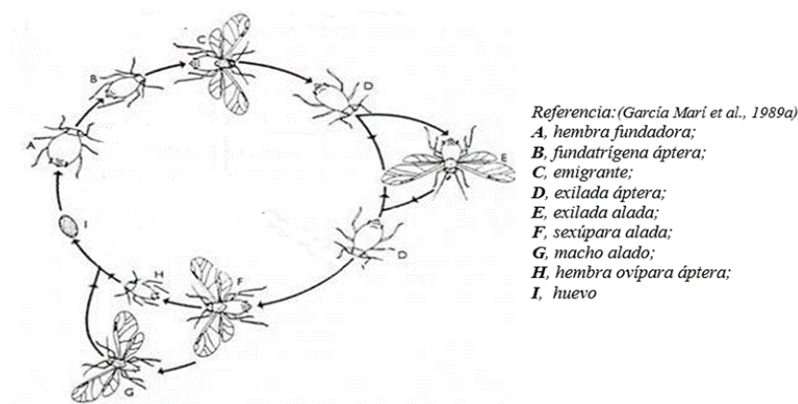


Nota: Tomado de Utah State University

Características. Se caracterizan por ser insectos pequeños, de cuerpo blando y colores que varían entre verde, amarillo o negro. Su presencia en la planta puede ser identificada por la aparición de colonias agrupadas en hojas o tallos, así como por la presencia de melaza, un líquido pegajoso secretado por los pulgones (García Blázquez, 2022).

Ciclo de vida. Comienza con la eclosión de los huevos que se encuentran en las plantas de cannabis. Las ninfas emergen de los huevos y pasan por varias etapas de desarrollo antes de convertirse en adultos (Figura 45). Durante cada etapa del ciclo de vida, los pulgones se alimentan de la savia de las plantas, causando daños significativos. La duración de cada etapa puede variar dependiendo de las condiciones ambientales, pero generalmente el ciclo completo dura alrededor de 10 a 15 días (García Blázquez, 2022).

Figura 45
Ciclo de vida del pulgón (*Aphis spp.*)



Nota: Tomado de García Mari et al. (1989).

Formas de dispersión. Pueden ser transportados por el viento o el agua. Arrastrados pasivamente por otros organismos, como aves, mamíferos y hormigas (García Blázquez, 2022).

Daños que ocasiona. Se alimentan de la savia de los tejidos de la planta, lo que puede debilitarla y afectar su crecimiento y desarrollo. Los pulgones también pueden transmitir enfermedades a las plantas, como el virus del mosaico del tabaco, que puede tener un impacto negativo en la calidad y rendimiento del cannabis. Su presencia puede atraer a otros insectos y depredadores (García Blázquez, 2022).

Síntomas. Las hojas atacadas se arrugan o abarquillan, al mismo tiempo que se amarillean. Como consecuencia los brotes atacados tendrán un bajo desarrollo, llegando a producirse grandes defoliaciones (García Blázquez, 2022).

Condiciones que favorecen su presencia. Estos insectos se ven atraídos por las plantas jóvenes y tiernas, especialmente aquellas que tienen un crecimiento vigoroso. Las temperaturas cálidas y el clima seco son ideales para su reproducción rápida. La falta de ventilación y la alta humedad relativa fomentan su presencia, ya que estos factores favorecen la proliferación de los pulgones. Presencia de plantas infectadas o plantas hospederas cercanas, ya que los pulgones pueden dispersarse fácilmente de una planta a otra en búsqueda de alimento (Saavedra & Ricardo, 2021).

Estrategias de control. Selección de variedades resistentes o tolerantes a estos insectos, rotación de cultivos, implementación de barreras físicas y podas regulares, trampas pegajosas. Eliminación de malezas y restos de plantas que puedan servir como refugio para los pulgones. El monitoreo constante de las plantas de cannabis permitirá detectar la presencia de pulgones en etapas tempranas, lo que facilitará la implementación de medidas de control oportunas. Introducción de depredadores naturales de los pulgones, como las mariquitas y las avispas parasitoides. Estos insectos beneficiosos se alimentan de los pulgones y ayudan a mantener su población bajo control (Gutiérrez Caiza & Vallejo Vaca, 2023).

3.6.3. Mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Westwood)

La mosca blanca es una plaga común en muchos cultivos, tanto en invernaderos como al aire libre. Su pequeño tamaño y su capacidad de reproducirse rápidamente la convierten en una amenaza constante para los agricultores. En la Figura 46 podemos apreciar la presencia de mosca blanca en el envés de la hoja.

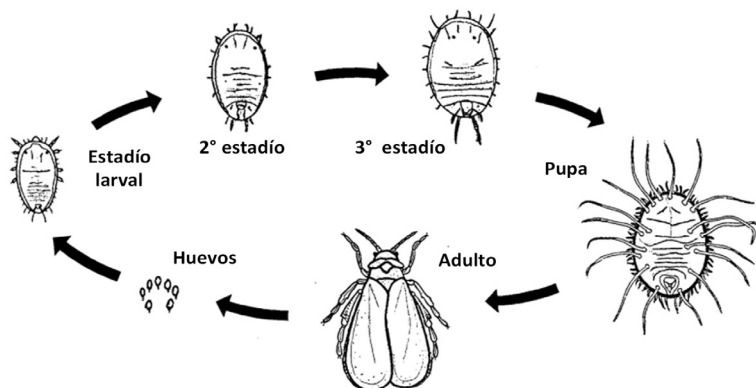
Figura 46
*Mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) en envés de las hojas*



Nota: Tomada de Utah State University.

Ciclo de vida. Consta de cuatro etapas principales: huevo, larva, pupa y adulto (Figura 47). Después de la puesta de los huevos por la hembra en el envés de las hojas, estos eclosionan en aproximadamente una semana. Las larvas emergen de los huevos y comienzan a alimentarse de la savia de las plantas, provocando daños en su desarrollo. Durante la etapa de pupa, la mosca blanca se encuentra inactiva dentro de una cubierta protectora y se produce su transformación final en adulto. Los adultos emergen de las pupas y vuelan hacia las hojas más jóvenes para alimentarse y reproducirse, completando así su ciclo de vida. Este ciclo puede durar entre tres y seis semanas, dependiendo de las condiciones ambientales, lo que permite el rápido aumento de la población de mosca blanca (Chilito Guzmán, 2023).

Figura 47
Ciclo de vida de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*)



Nota: Tomado de McPartland (2000)

Formas de dispersión. A través del viento, insectos voladores como abejas o avispas visitan las plantas infestadas. Transporte de plantas infestadas, tanto a nivel local como internacional, ya sea mediante la venta y distribución de plantas o de material vegetal contaminado (Rousserie, 2022).

Daños que ocasiona. Estos insectos se alimentan de la savia de las hojas, lo que puede debilitar y dañar la planta. Manchas amarillas o plateadas en las hojas, hojas marchitas, retorcidas o deformadas, y un crecimiento lento. La secreción de melaza por parte de las moscas blancas puede promover el crecimiento de hongos fumagina, lo que resulta en una capa negra y pegajosa que cubre la planta (Ortega Cevallos, 2022).

Condiciones que favorecen su presencia. Temperaturas cálidas, entre 20 °C y 30 °C, que son ideales para su reproducción y desarrollo. La humedad alta en el ambiente, alrededor del 70 % o más, también favorece su proliferación. La falta de ventilación adecuada dentro del cultivo y la acumulación de hojas y restos vegetales en el suelo proporcionan refugio y alimento para la mosca blanca. La presencia de plantas infectadas previamente con virus transmitidos por la mosca blanca puede aumentar su presencia en el cultivo (Chilito Guzmán, 2023).

Estrategias de control. Implementación de barreras físicas como mallas protectoras, la desinfección regular de herramientas de trabajo y la limpieza adecuada del entorno de cultivo para eliminar cualquier residuo vegetal que pueda servir como refugio para la plaga. Trampas adhesivas amarillas que atraigan a las moscas blancas. Aceite de neem y jabón potásico. Insectos parasitoides, como las avispas parasitoides y los ácaros depredadores. Estos organismos beneficiosos se alimentan de las larvas y los huevos de la mosca blanca, ayudando a reducir su población de manera natural.

3.6.4. Trips (*Thysanoptera*)

Los trips son plagas comunes en la agricultura que pueden causar graves daños a los cultivos. Sus picaduras dejan pequeñas manchas plateadas en las hojas. En la Figura 48 se observan claramente estas lesiones características en una hoja.

Figura 48

Presencia de trips (Thysanoptera) en Cannabis.

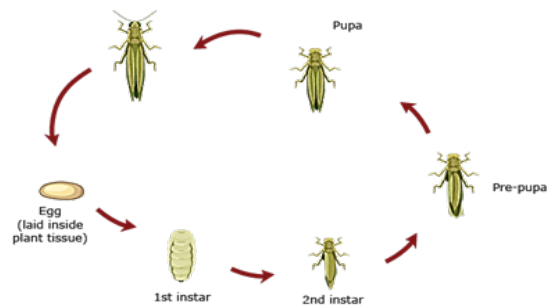


Nota: Tomado de Utah State University.

Ciclo de vida. Comienza con los huevos, que son depositados individualmente dentro de las hojas de la planta. Aproximadamente después de una semana, los huevos eclosionan en larvas. Las larvas atraviesan dos instares antes de pasar a la etapa de pupa. Durante la fase de pupa, la larva se transforma en adulto (Figura 49). Los adultos de trips son de pequeño tamaño y alados, y tienen una vida útil de aproximadamente un mes. Durante este tiempo, los adultos se alimentan de los tejidos de la planta, causando daño a medida que se alimentan. Después de la fase adulta, las hembras ponen huevos nuevamente, reiniciando así el ciclo de vida del trips en Cannabis sativa (Vargas Cardona, SF).

Figura 49

Ciclo de vida de trips (Thysanoptera)



Nota: Tomado de CropLife Latin América.

Formas de dispersión. A través del viento, insectos o por el movimiento humano (Coremberg, SF).

Daños que ocasiona. Se alimentan de tejidos vegetales, principalmente en las hojas y los brotes jóvenes. Manchas blancas y plateadas en las hojas, así como también la deformación y el enrollamiento de estas. Aparición de marcas blancas o amarillentas sobre el haz de las hojas, que en ocasiones pueden venir acompañadas de manchas negras. Excrementos negros en la planta, lo que puede causar un aspecto poco atractivo (García Blázquez, 2022).

Condiciones que favorecen su presencia. Temperaturas cálidas y constantes, con valores óptimos entre los 25 °C y 30 °C. Humedad relativa elevada, en torno al 80 %, favorece su desarrollo. El uso excesivo de fertilizantes nitrogenados

vegetal rica en nitrógeno. La presencia de malezas en los alrededores del cultivo puede contribuir a la proliferación de estos insectos, proporcionándoles refugio y alimento. Estrés de la planta, causado por deficiencias nutricionales o condiciones ambientales desfavorables (Saavedra & Ricardo, 2021).

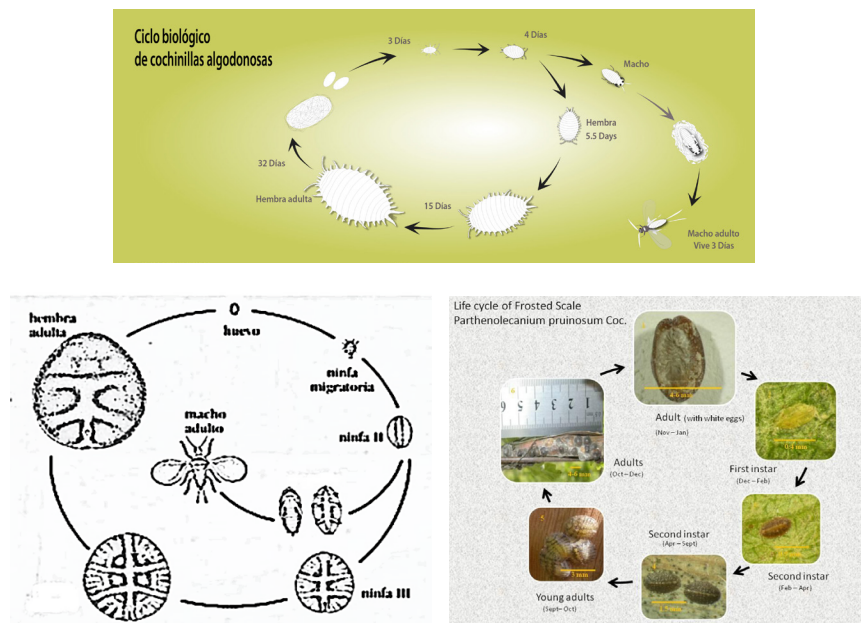
Estrategias de control. Eliminación de malezas que sirven como refugio y alimento para los insectos; así como la rotación de cultivos para evitar la acumulación de plagas y el mantenimiento de un sistema de riego adecuado para prevenir el estrés de las plantas. Trampas azules y barreras físicas para evitar la entrada del trips a los cultivos. Uso de pulverización de remedios caseros a base de nicotina, neem y jabón potásico. Introducción de depredadores y parásitos que se alimenten de los insectos, como ciertos ácaros y avispas parasitoides (Jiménez Lara, 2022).

3.6.5. Cochinillas y escamas

En cannabis se han reportado las siguientes especies: Cochinilla cola larga (*Pseudococcus longispinus* Targioni-Tozzetti), Fruta europea lecanium (*Parthenolecanium corni* Bouché) y Escala hemisférica (*Saissetia coffeae* Walker).

Ciclo de vida. Las cochinillas presentan un marcado dimorfismo sexual. Tanto *Pseudococcus longispinus* como *Saissetia coffeae* lo poseen; sin embargo, *Parthenolecanium corni* no posee tal dimorfismo (Figura 50).

Figura 50
Ciclo de vida de cochinillas y escamas



Nota: En la imagen A se puede observar el ciclo de vida de *Pseudococcus longispinus*; en la imagen B de *Saissetia coffeae* y en la imagen C de *Parthenolecanium pruinosum*. Tomado de Simbiken, 2015; Prado et al., 2003; BIOBEE, (2018).

Formas de dispersión. La dispersión se da a partir de restos vegetales infectados que se utilizan en el campo (Villegas et al., 2009).

Daños que ocasiona. Las cochinillas y las escamas absorben la savia de las plantas, y su presencia engoma las superficies de las plantas con melaza que atrae a las hormigas y favorece el crecimiento de la fumagina (McPartland, 2000). Las cochinillas harinosas representan una seria amenaza para la producción agrícola, ya que pueden dañar las plantas desde su fase inicial hasta la cosecha, generando pérdidas económicas significativas (Jiménez, 2009)

Condiciones que favorecen su presencia. *Pseudococcus longispinus* es capaz de desarrollarse todo el año, pudiendo alcanzar cuatro generaciones al año y su umbral térmico es de 12,5 °C (Cho et al., 2014). Para *Saissetia coffeae* las temperaturas óptimas de desarrollo son de 24-28 °C (Li ChenYi & Su TsongHong, 2002) y en el caso de *Parthenolecanium corni* resiste un amplio rango de temperaturas, por lo que se considera una temperatura base de 12 °C (Camacho, E. et al., 2017).

Estrategias de control. Entre los controles culturales y mecánicos se encuentra el arado profundo y la extracción manual (McPartland et al., 2000). Algunos estudios relacionados al control de *Pseudococcus longispinus* han encontrado que la dispersión de pesticidas de las pulverizaciones aéreas en esos campos de algodón alteró el equilibrio biológico y provocó brotes de la población de cochinillas (Swirski et al., 1980).

El control de escamas y cochinillas mediante Coccinélidos como *Harmonia axyridis* y *Lindoris lophanthae* ha sido un éxito a nivel internacional, mientras que los parásitos *Leptomastix dactylopii* y *Anagrus pseudococci* han demostrado eficacia al parasitar escamas. Además, el hongo *Lecanicillium lecanii* es capaz de eliminar tanto escamas como cochinillas, aunque su efectividad es mayor contra pulgones y moscas blancas (McPartland, 2000).

3.6.6. Saltamontes y sus parientes

Según McPartland (2000), las especies de ortópteros identificados en *Cannabis sativa* son: *Zygina pallidifrons*, *Graphocephala coccinea*, *Empoasca fabae* y *Stictocephala bupalus*.

Ciclo de vida. El ciclo de vida de los saltamontes consta de huevo, ninfa y adulto (Figura 51) todos los saltamontes depositan sus huevos en la tierra, en la forma de vainas con agrupación apretada. La puesta de huevos se puede concentrar en determinados sitios con textura, pendiente y orientación del terreno favorables, produciendo racimos de huevos.

Figura 51

Ciclo de vida de los saltamontes (Orthoptera)



Nota: Tomado de Formative (2019).



Daños que ocasiona. Los saltamontes, las langostas y los grillos se comen hojas, tallos, ramas, meristemas apicales y plantas jóvenes (McPartland, 2000).

Condiciones que favorecen su presencia. Los saltamontes suelen preferir suelos relativamente secos, sin labranza o riego (Cranshaw & Hammon, 2020). Según Wu et al. (2021) se ha observado que, en saltamontes, la tasa de eclosión de huevos se incrementa significativamente cuando la humedad del suelo oscila entre el 2 % y el 11 %, y la temperatura alcanza los 35°C. Estas condiciones ambientales óptimas no solo favorecen el proceso de eclosión, sino que también aceleran el ciclo de vida de los saltamontes, lo que agrava el impacto que estos insectos pueden tener sobre los cultivos.

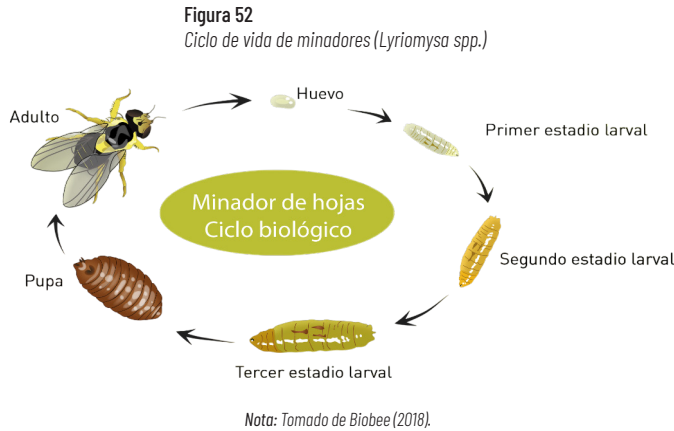
Estrategias de control. Entre las estrategias culturales de control se consideran el arado profundo, eliminación de herbáceas, evitar rotar después del pasto, evitar la sequía y la eliminación manual (McPartland, 2000). Para el control biológico en el Cuadro 11 se observa una lista de controladores biológicos.

Cuadro 11
Controladores biológicos de saltamontes

Tipo	Nombre
Entomopatógenos	<i>Metarhizium anisopliae</i>
	<i>Beauveria bassiana</i>
	<i>Metarhizium flavoviride</i> (McPartland, 2000)
	<i>Entomophthora grylli</i> (McPartland, 2000)
	<i>Melanoplus sanguinipes entomopoxvirus</i> (McPartland, 2000)
	<i>Steinernemu scapterisci</i> (McPartland, 2000)
Depredadores	Aves (Cranshaw & Hammon, 2020)

3.6.7. Moscas minadoras (Lyriomyza spp.)

Los minadores identificados en Cannabis sativa pertenecen al orden Diptera. En específico las especies: Liriomyza strigata, Liriomyza eupatorii, Liriomyza cannabis y Agromyza reptans.



Daños que ocasiona. Aunque los Agromyzidae son mejor conocidos como minadores, todas las partes de la planta pueden ser atacadas, incluyendo tallos, semillas y más escasamente raíces y brotes en el caso de árboles (Vélez et al., 1980).

Condiciones que favorecen su presencia. Las condiciones ideales para el desarrollo de minadores son: a temperatura media de 27.23 °C, humedad relativa de 65.39 a 80.25 %, hora de sol/día de 3.39 a 8.49 horas/día y precipitación de 375.30 mm (Chaudhuri & Senapati, 2004). De igual manera, se han realizado estudios de la temperatura según los estadios del minador y se ha encontrado que las temperaturas superiores y óptimas para los estadios huevo, larva, pupa y estadios inmaduros fueron 37,8; 31,7; 34,9 y 30,1°C respectivamente (Tran et al., 2007).

Estrategias de control. Las estrategias culturales de control recomendadas son: saneamiento, arado profundo, esterilización o pasteurización del suelo, rotación de cultivos contra el *Liriomyza cannabis*, recoger las hojas infestadas y compostarlas, y atraparlas con cinta adhesiva amarilla (McPartland, 2000). Las especies utilizadas para el control biológico se mencionan en el Cuadro 12.

Cuadro 12
Controladores biológicos de moscas minadoras

Tipo	Nombre
Entomopatógenos	<i>Metarhizium robertsii</i> (Mugala et al., 2021)
	<i>Dacnusa sibirica</i> (Ridland et al., 2020)
Parasitoides	<i>Diglyphus isaea</i> (McPartland, 2000)
	<i>Opius pallipes</i> (McPartland, 2000)

decuado de implementar medidas de control biológicos, químicos o culturales, optimizando los recursos y reduciendo el impacto en el medio ambiente. En el Cuadro 13 se encuentran los índices de severidad para minadores

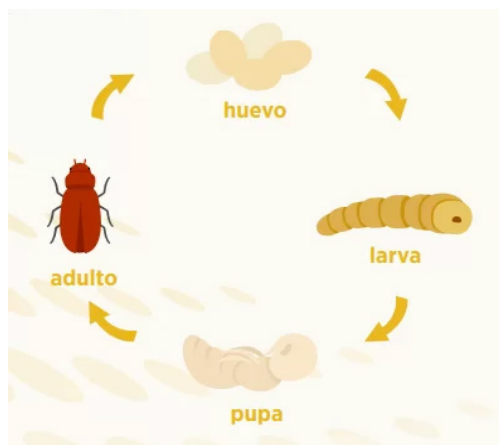
Cuadro 13
Índice de severidad de la infestación para minadores

Ligero	Se ven pocas minas en las hojas
Moderado	Muchas minas en pocas plantas
Severo	Hojas que comienzan a enroscarse en las plantas o 10-99 minas por planta
Crítico	Plantas que pierden vigor y se marchitan O >100 minas por planta

3.6.8. Escarabajos de hojas

Según Moscoso et al. (2023) los coleópteros plaga asociados a *Cannabis sativa* son: *Systema* sp., *Conoderus* sp., *Ancognatha scarabaeoides* Fabricius, *Anomala* sp., *Astaena pygidialis* Fabricius, *Astaena* sp., *Cyclocephala fulgurata* Olivier, *Cyclocephala sexpunctata* Linnaeus, *Cyclocephala* sp., *Phyllophaga obsoleta* Say, *Plectris* sp. y *Ptilodactyla* sp. De manera general, el ciclo de vida de los coleópteros es huevo, larva, pupa y adulto (Figura 53).

Figura 53
Ciclo de vida de un coleóptero



Nota: Tomada de Schiavo (2023).

Daños que ocasiona. Las plántulas crecen entre 30 y 60 cm de altura antes de mostrar síntomas, tras lo cual se marchitan, amarillean y finalmente mueren, el daño aparece en parches dispersos a lo largo de los campos infestados y las raíces pueden estar ligeramente roídas o completamente destruidas (McPartland, 2000). Al Alimentarse, las especies transmiten virus pertenecientes a los géneros Bromovirus, Carmovirus, Comovirus, Machlomovirus, Sobemovirus y Tymovirus (Garrido & Brito, 2016).

Condiciones que favorecen su presencia. El daño a los cultivos aumenta en climas cálidos y secos, ya que los adultos son más activos en días cálidos y soleados, mientras que en tiempo nublado o húmedo se refugian en las grietas del suelo, debajo de terrones de tierra o en la superficie inferior de las hojas (McPartland, 2000).

Estrategias de control. Las estrategias de control mecánico incluyen el arado profundo, deshierbe, sacudir las plantas temprano en la mañana mientras los escarabajos están rígidos por el frío y colocar trampas pegajosas blancas. En el Cuadro 14 se describen los controladores biológicos más utilizados para coleópteros.

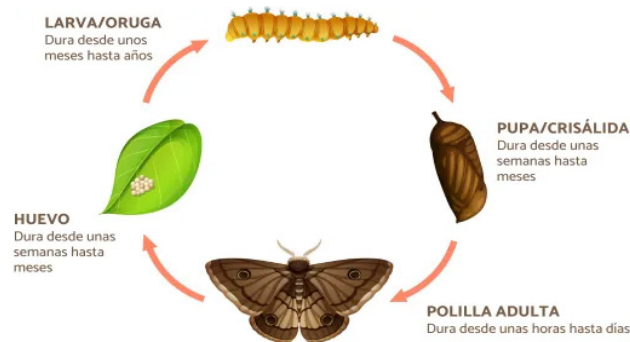
Cuadro 14
Controladores biológicos usados en coleopteros

Tipo	Nombre científico
Hongo	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Morocho et al., 2020)
	<i>Beauveria bassiana</i> (McPartland, 2000)
Bacteria	<i>Paenibacillus popilliae</i> (McPartland, 2000)
Nematodo	<i>Heterorhabditis</i> spp. (Ruíz et al., 2012)
	<i>Steinernema</i> spp. (Ruíz et al., 2012)

3.6.9. Mariposas y polillas

Según Moscoso at al. (2023) los lepidópteros plagas asociados a Cannabis sativa son: Chrysodeixis sp., Mythimna sp., Spodoptera cf. ornithogalli Fabricius, Agrius cingulata Fabricius y Xylophanes tersa Linnaeus. En la Figura 54 se puede observar el ciclo de vida y desarrollo de un lepidóptero.

Figura 54
Ciclo de vida de un lepidóptero



Nota: Tomado de Romero (2022).

Daños que ocasiona. Los gusanos cortadores emergen del suelo durante la noche para alimentarse de los tallos de las plántulas, dejando a la mañana siguiente plantas muertas tiradas en el suelo, cortadas a la altura de la superficie; en plantas más viejas, pueden no cortar completamente, pero las hacen inclinarse, marchitarse y morir. Cuando no hay plántulas disponibles para cortar, trepan por las plantas para alimentarse de hojas y flores, y algunas especies, al acumularse en grandes cantidades, se desplazan en masa por los campos, devorando todo a su paso (McPartland, 2000).

Estrategias de control. Los métodos considerados para el control cultural son: arado profundo, deshierbe y trampas de luz nocturnas. En cuanto al control biológico, en el Cuadro 15 nombran los principales.

Cuadro 15
Controladores biológicos para lepidópteros

Tipo	Nombre científico
Hongo	<i>Beauveria bassiana</i> (Jiménez, 2009)
	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Jiménez, 2009)
	<i>Cordyceps</i> spp. (Jiménez, 2009)
Bacteria	<i>Bacillus thuringiensis</i> (McPartland, 2000)
Insecto	<i>Chelonus oculator</i> (Cabello, 2009)
	<i>Cotesia vestalis</i> (Cabello, 2009)

4 Cosecha, postcosecha y almacenamiento del cáñamo medicinal e industrial

La cosecha, poscosecha y el almacenamiento son etapas cruciales en la producción de cáñamo medicinal. Estas etapas determinan la calidad y valor del material vegetal que será usado en procesos de extracción de compuestos medicinales (Hogenboom et al., 2015; Amaducci et al., 2016). En este capítulo se abordarán las prácticas recomendadas en la bibliografía y las actividades y procedimientos que llevan a cabo las empresas ecuatorianas, de acuerdo con las fichas técnicas recolectadas por el MAG, resultado de las visitas de campo a productores.

4.1. Prácticas previas a la cosecha

El método de cosecha puede variar dependiendo del producto final a obtener, pudiendo este ser, flor seca, biomasa seca para extracción de CBD o biomasa seca para fibra. Sin embargo, para realizar esta labor se recomienda tener en cuenta lo siguiente:

Determinar el momento óptimo de cosecha es crucial para obtener la máxima concentración de compuestos medicinales. Para esto, se debe observar indicadores visuales como el cambio de color de las flores y brácteas, la caída del polen y la textura de los tallos (Figura 55) (Andre et al., 2016; Callaway et al., 2015).

Figura 55

Monitoreo del estado de la flor previa a cosecha



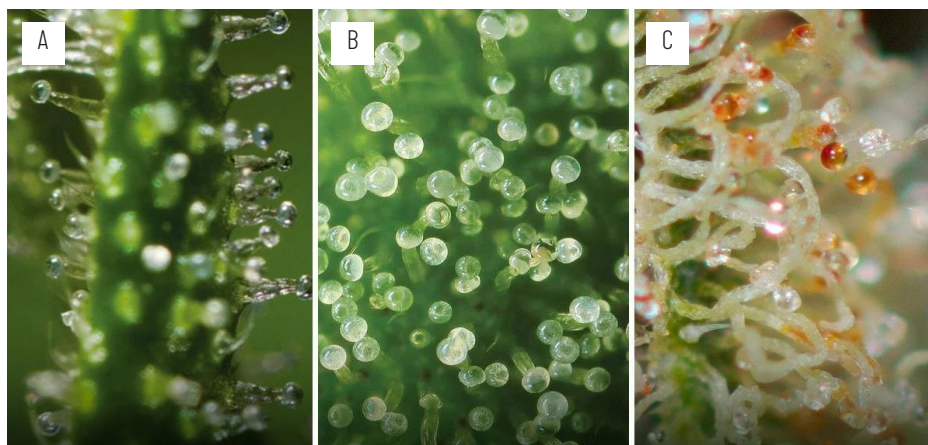
Nota: Fotografía: Jorge Merino.

Es importante planificar la cosecha con anticipación, considerando el clima, la disponibilidad de mano de obra, los recursos necesarios para el transporte y el almacenamiento de la cosecha. También se debe preparar el área de cosecha, que debe estar limpia, libre de malezas y escombros para facilitar el trabajo y evitar la contaminación del material vegetal; se deben disponer de las herramientas y equipos adecuados para la cosecha, como tijeras, guantes, contenedores y vehículos de transporte (Amaducci et al., 2016; Hogenboom et al., 2015). Además, con el fin de reducir la humedad e incidencia de Botrytis, se recomienda suspender el riego al menos dos semanas antes de la cosecha.

4.2. Cosecha

Las condiciones del área poscosecha de localidades visitadas presentan una humedad relativa entre el 40 % y 55 % y una temperatura de entre 12° y 20° centígrados. Autores como Das et al. (2022) mencionan que el rango de temperaturas óptimas para el secado de la flor de cannabis está entre 18° a 21°C y una humedad relativa entre el 50 % y el 55 %. Este proceso llamado “secado lento” tarda entre cinco y seis días. Se procura que el área sea lo más oscura posible para proteger de la oxidación de los metabolitos por efecto de la luz.

Figura 56
Estado de maduración de tricomas



Nota: En la fotografía A se puede observar tricomas transparentes inmaduros; en la imagen B tricomas nublados o lechosos, en este punto se tiene la concentración más alta de metabolitos, y en la imagen C tricomas ámbar listos para cosecha cuando alcanzan un 10 a 20 %.
Fotografía: ebgrow.

Antes de cosechar las plantas de cáñamo se realiza una poda y limpieza de hojas grandes y medianas (Figura 57), al igual que ramas y excesos no aptos para la cosecha, para concentrar nutrientes en las flores y reducir humedad, así como conseguir mayor aireación y disminuir el riesgo de contaminación de Botrytis. Para la producción de biomasa esta labor no es necesaria.

Figura 57
Poda de hojas bajas previo a la floración



Nota: Fotografía: Roberto León.

Usualmente la cosecha se realiza por camas, se corta la planta al ras y es trasladada al área de poscosecha. Se separan diferentes porciones de la planta principal y se las lleva al cuarto de poscosecha. La madurez de cosecha se determina cuando el 10 a 20 % de las flores o cogollos, presentan un color marrón en sus pistilos visibles; a más de ello, se puede corroborar la madurez revisando los tricomas con una lupa o microscopio de bolsillo: los tricomas pasarán de un color lechoso a ámbar.



Un problema habitual es la presencia de Botrytis, por lo que se debe identificar el grado de incidencia convirtiéndose esta en un indicador para cosechar, en este caso la cosecha se realiza por ramas secundarias, identificando las ramas que tienen Botrytis para eliminarlas y descartarlas, de forma que no se contamine el resto de la planta. En caso de que se pase el punto de cosecha antes mencionado la calidad, tanto de la flor como de sus componentes activos, se verá afectada por una disminución del contenido de CBD, en el caso del cáñamo industrial y medicinal.

El material cosechado debe colocarse inmediatamente en contenedores limpios y secos para evitar la pérdida de humedad y la proliferación de microorganismos (Amaducci et al., 2016 y Hogenboom et al., 2015).

Los productores locales recomiendan que se transporte en el menor tiempo posible al área de secado para evitar pérdida de calidad. En el caso de flores se debe evitar el maltrato.

4.3. Poscosecha

Las condiciones del área poscosecha de localidades visitadas presentan una humedad relativa entre el 40 % y 55 % y una temperatura de entre 12° y 20° centígrados. Autores como Das et al. (2022) mencionan que el rango de temperaturas óptimas para el secado de la flor de cannabis está entre 18° a 21°C y una humedad relativa entre el 50 % y el 55 %. Este proceso llamado “secado lento” tarda entre cinco y seis días. Se procura que el área sea lo más oscura posible para proteger de la oxidación de los metabolitos por efecto de la luz.

También se recomienda que sea un cuarto cerrado con ventilación para evitar que agentes externos del medio ambiente se adhieran al producto y afecte su calidad. Una vez en el área postcosecha, se trocean las ramas para obtener ramas pequeñas, las cuales se cuelgan sobre cuerdas o mallas, evitando el contacto entre ellas y el suelo.

Algunos productores secan la planta completa. La selección de la metodología dependerá del espacio y eficiencia del secador, ya que las ramas más pequeñas tienden a secarse más rápido.

El área de poscosecha y secado en las fincas de los licenciarios de las provincias de Imbabura y Pichincha son de tipo artesanal, ya que se realiza con estructura de madera cubiertas por plástico negro con ventanas abatibles y en algunos casos ventiladores y deshumificadores para la circulación del aire y manejo de la temperatura y humedad.

4.4. Secado

En el área de postcosecha se da el proceso de secado del material vegetal, el cual debe realizarse de forma rápida y eficiente para evitar la fermentación y el deterioro por exposición a la luz (Figura 58). Se pueden utilizar métodos como el secado al aire libre bajo sombra, el secado artificial con ventiladores o el secado por congelación (Amaducci et al., 2016; Hogenboom et al., 2015).

Figura 58
Zona de secado de Cannabis



Nota: En la fotografía A se puede observar en el secado de plantas en galpón adaptado; en la B se observa el secado en estructura de invernadero con plástico negro y poli sombra.
Fotografía: Roberto León.

Para mantener los parámetros de temperatura y humedad se utiliza aire acondicionado y ventiladores, el secado dura de entre 10 a 15 días, tiempo en el que se recomienda realizar inspecciones de temperatura y de Botrytis. Un indicador cualitativo de que el secado se ha realizado con éxito es que, al quebrar las ramas, estas hacen un crujido. El valor óptimo de humedad para el punto de secado es de entre 10 a 13 %. A partir de este punto de secado, se seleccionan las materias primas en flor premium, flores de extracción, biomasa, tallos y hojas.

Pasada la semana de secado se realiza el proceso de “trimeado” o “manicurado” y un posterior curado que dura aproximadamente de cuatro a ocho semanas (Figura 59). El trimeado, término que se deriva del inglés “trimming” que traduce recorte o poda, consiste en eliminar las hojas que rodean las flores llamadas hojas de azúcar, llamadas así porque en su superficie se puede observar los tricomas como azúcar espolvoreada. Esta actividad se realiza para darle una mejor presentación a las flores.

Figura 59
Manicurado de Cannabis



Nota: En la imagen A se puede observar trimeado de cogollo para mercado de flor; en tanto que en la imagen B la biomasa en bolsa de polipropileno para almacenamiento y transporte.
Fotografía: Roberto León.

4.5. Molienda

Cuando el fin de la cosecha sea la obtención de biomasa, una vez concluido el proceso de secado se realiza el desvarillado, que es la remoción del tallo y ramas principales, proceso que puede ser manual o a máquina. Se debe considerar que, dependiendo del modelo de negocio y las especificaciones del mercado, se puede incluir o no a los tallos de la planta de cáñamo dentro de la trituración. La inclusión o exclusión de los tallos influirá en los porcentajes de cannabinoides; si se incluyen tallos los porcentajes serán menores (MAG, 2024).

La biomasa que se obtiene del material vegetal seco se muele hasta obtener un polvo fino para facilitar su almacenamiento y posterior extracción de compuestos medicinales (Figura 60) (Amaducci et al., 2016 y Hogenboom et al., 2015). Es de crucial importancia para preservar la calidad del producto que toda manipulación se realice con guantes y demás implementos de bioseguridad.

Figura 60
Proceso postcosecha de Cannabis



Nota: Tomado de Botany and Biotechnology.

4.6. Almacenamiento

El material vegetal debe almacenarse en un lugar fresco, seco, oscuro y con ventilación adecuada. La temperatura ideal de almacenamiento se encuentra entre 10 y 15°C y la humedad relativa debe ser menor al 60 % (Amaducci et al., 2016; Hogenboom et al., 2015). Sin embargo, las condiciones registradas en los almacenes de los productores son de entre 50 % y 60 % de humedad relativa y temperaturas ambiente de entre 16 - 25 °C. Es recomendable que se realicen verificaciones periódicas para asegurar que no se encuentren signos de moho y humedad excesiva.

En el caso de las flores, una vez que se terminó el trimeado, se almacenan en diferentes empaques según el mercado o propósito. Se utilizan empaques al vacío para alimentos y bebidas, bolsas plásticas o de aluminio y contenedores plásticos. Para el caso de biomasa se suele empacar en bolsas plásticas negras o sacos de polipropileno llamados "BIG BAGS" o "Súper sacos" usados para la exportación (Figura 61). Se deben utilizar contenedores herméticos a prueba

de plagas para proteger el material vegetal de la contaminación, la humedad y los insectos (Amaducci et al., 2016; Hogenboom et al., 2015).

Figura 61
Flores y biomasa empacadas



*Nota: En la fotografía A se observa flores empacadas al vacío en empaque de plástico y aluminio; en la fotografía B se observa biomasa envasada en súper sacos "Big Bags".
Fotografía: Roberto León.*

Se registra la experiencia de un productor ecuatoriano, quien ha mantenido almacenada la flor por un año en las condiciones de bolsas plásticas de aluminio selladas al vacío con inyección de nitrógeno. Bajo este empaque no se ha presentado disminución de cannabinoides ni la pérdida de terpenos. En otro caso un productor almacenó flor durante un año y medio; el producto ingresó al almacenamiento con un 23 % de CBD y después de año y medio registró una disminución al 12 % de CBD. Y con respecto al contenido de los terpenos, se perdieron en el lapso de almacenamiento señalado. Lo ideal es no tener almacenada mucho tiempo la flor, debido a que todos los nichos de mercados consideran importante el contenido de terpenos.

4.7. Etiquetado o rotulado

El material vegetal almacenado debe estar debidamente etiquetado con información de fecha de cosecha, ubicación geográfica del lote, la variedad del cáñamo, el tipo de material (flores, brácteas, polvo, biomasa), porcentaje de cannabinoides y las condiciones de almacenamiento (Amaducci et al., 2016 y Hogenboom et al., 2015), con la finalidad de llevar un sistema de trazabilidad de todo el proceso.

5 Mejoramiento genético

El mejoramiento genético es el punto de partida de cualquier sistema de producción de Cannabis para asegurar un producto final de calidad de acuerdo con el objetivo y el mercado al que se desee llegar. Cannabis es una planta prevalentemente alógama y dioica, lo que significa que se reproduce predominantemente a través de polinización cruzada entre individuos diferentes (Moliterni, et al., 2004).

Gracias a este tipo de reproducción se promueve la variabilidad genética dentro de la especie y se presentan fácilmente fenómenos de heterosis o vigor híbrido, que implica que al cruzar individuos con características contrastantes es posible obtener una progenie con características superiores a las de sus parentales (Dimitriev, et al., 2022).



Aunque en Cannabis pueden existir plantas monoicas o hermafroditas y pueden ocurrir eventos de autopolinización, la especie es en su mayoría alógama, es decir, depende de la polinización cruzada entre individuos. Sin embargo, en situaciones donde se favorece la autopolinización repetida, como en cultivos controlados o en presencia de plantas hermafroditas, podría ocurrir depresión por endogamia. Esto se refiere a la pérdida de variabilidad genética debido a la reproducción entre individuos emparentados, lo que puede resultar en menor vigor de las plantas, mayor susceptibilidad a enfermedades y reducción de la productividad (Zheng, 2022).

El fenotipo, es decir, las características físicas observables y cuantificables de la planta son producto de la interacción del genotipo con el ambiente. El cáñamo es una especie muy plástica fenotípicamente, lo que significa que tiene la capacidad para mostrar variaciones en sus características físicas y químicas en respuesta a diferentes factores ambientales (Campbell et al., 2019).

Por ende, una planta de cáñamo puede cambiar su altura, tamaño de las hojas, producción de flores, cantidad de resina, contenido de cannabinoides, etc., dependiendo de las condiciones en las que crezca, como la luz, el agua, la temperatura, la humedad relativa, el suelo, los nutrientes, y otros factores del entorno.

5.1. Recursos de germoplasma

Para iniciar con cualquier programa de fitomejoramiento es necesario tener variabilidad genética como punto de partida, es decir, diversidad en los alelos (variantes de genes) que existen dentro de una población. Esta variabilidad es crucial para la evolución y la adaptación de los organismos a diferentes ambientes y condiciones cambiantes.

Un banco de germoplasma es una colección organizada que almacena y conserva una amplia variedad de material genético vegetal. Este material genético puede incluir semillas, esquejes, tejidos vegetales, polen, o cualquier otra forma de propagación vegetativa que contenga información genética única de diferentes especies, variedades y poblaciones de plantas.

Por lo general, un banco de germoplasma de Cannabis está compuesto por variedades comerciales mejoradas, variedades silvestres, híbridos, líneas puras, etc., que contengan variedad de cannabinoides específicos o características de interés de acuerdo con los objetivos del programa. En Cannabis existe germoplasma para fibra, para grano, para aceite y para alto contenido de cannabinoides.

5.2. Caracterización del germoplasma

La caracterización de germoplasma consiste en el estudio de las características moleculares, bioquímicas, morfológicas y agronómicas de las diferentes muestras o accesiones que componen el banco de germoplasma. Este análisis es clave para entender la diversidad genética disponible, identificar rasgos deseables y utilizar esta información para la mejora genética y la preservación de las variedades de cáñamo (Backer et al., 2019). Esta caracterización debe estar sustentada por métodos estadísticos a través del análisis de variables cuantitativas y cualitativas, cuyos datos son obtenidos de experimentos de campo y de laboratorio.

Desarrollo de poblaciones, recombinación o segregación

Una vez caracterizado el banco de germoplasma es posible determinar si dentro de las accesiones con las que se cuenta hay suficiente diversidad genética para realizar programas de mejoramiento genético. Si es el caso, se pone

en marcha una estrategia de mejoramiento poblacional, a través de la selección masal, la selección recurrente o la selección entre y dentro de familias, cuyo objetivo es maximizar la mejora genética aumentando la proporción de alelos deseables mediante cruzamientos entre los mejores parentales de las accesiones seleccionadas para las características de interés. La inducción de mutaciones o la obtención de variantes somaclonales son algunas de las estrategias para incrementar la diversidad genética cuando el investigador o productor lo requieran.

Los métodos comúnmente usados en el mejoramiento genético de Cannabis son la selección de líneas puras seguida de la hibridación para explotar efectos heteróticos (vigor híbrido) y el retrocruzamiento que permite introducir un rasgo específico sin alterar significativamente el genoma de la población original. Por otra parte, la edición genética, la transgénesis, la inducción de poliploides y de dobles haploides, así como la selección de rasgos fenotípicos por marcadores moleculares son algunos de los métodos que podrían permitir acelerar los procesos de mejoramiento genético (Zheng, 2022).

5.3. Caracterización y selección

Es una etapa crucial para identificar los individuos o líneas mejoradas y asegurar que los objetivos de mejora genética se hayan cumplido. La caracterización implica evaluar a los individuos o poblaciones resultantes en función de los rasgos fenotípicos, genotípicos y de comportamiento bajo diferentes condiciones ambientales. Esto se realiza con el fin de determinar la expresión de los caracteres deseados y su estabilidad.

Después de la caracterización, la selección implica elegir los mejores individuos o líneas que mostrarán las características deseadas de manera consistente. Los criterios de selección dependen del tipo de mejoramiento y los objetivos específicos del programa de mejoramiento.

5.4. Obtención de nuevas líneas

Líneas genéticamente estables y homogéneas que presenten las características deseadas de manera consistente y que puedan ser utilizadas como base para nuevos programas de mejora genética, ya sea para la producción de híbridos o variedades comerciales. Por lo anterior, un programa de mejoramiento implica una inversión inicial alta y el retorno de dicha inversión se verá reflejado después de varias generaciones de cruzamientos y selección que podrían tardar de tres a cinco años o incluso más, dependiendo de los materiales.

6 Química del cannabis

6.1. Componentes químicos y bioactivos del cannabis

Cannabis sativa es una planta con flores que contiene más de 530 diferentes compuestos químicos conocidos hasta la fecha, de los cuales 120 forman parte de la familia de los terpenos y aproximadamente 100 son fitocannabinoides. Es importante indicar que la mayoría de estas biomoléculas aún no se han caracterizado adecuadamente para determinar su actividad biológica, por lo cual la planta de cannabis constituye un tesoro farmacológico por descubrir. (Radwan et al., 2021; ElSohly et al., 2014).

Desde el punto de vista medicinal, los cannabinoides son los principales componentes biológicamente activos de la planta; son compuestos químicos que presentan una estructura terpenofenólica formada por 21 átomos de carbono

con grupos funcionales carboxilo e hidroxilo, a los cuales se les atribuye en gran parte su actividad terapéutica (Cuadro 16).

Los más estudiados a nivel mundial son el Delta-9-Tetrahidrocannabinol (THC) y el Cannabidiol (CBD), pero en el tiempo se ha demostrado el potencial médico de otros cannabinoides como el Cannabinol (CBN), la Tetrahidrocannabivarina (THCV) o el Cannabigerol (CBG).

En las diferentes variedades de la planta, los cannabinoides se encuentran en sus formas ácidas (conocidas como THCA, CBDA, respectivamente). En este estado no presentan actividad psicoactiva y/o medicinal, pero mediante la aplicación de calor los cannabinoides ácidos se descarboxilan y pasan a su forma neutra o fenólica, la cual si presenta actividad psicoactiva y/o medicinal. En el Cuadro 16 se describen los efectos terapéuticos de los cannabinoides más importantes de la planta de cannabis (El Sholy et al., 2014; Karila et al., 2014).

Cuadro 16
Fitocannabinoides y sus propiedades medicinales

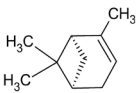
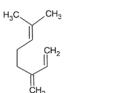
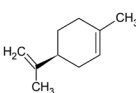
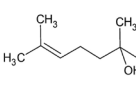
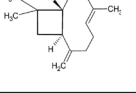
Fitocannabinoide	Estructura química	Propiedades medicinales
Delta-9-Tetrahidrocannabinol (THC)		Efecto analgésico, antiinflamatorio, antiemético, orexígeno, antitumoral, antiepiléptico y espasmolítico.
Cannabidiol (CBD)		Propiedades ansiolíticas, analgésicas, inmunomoduladores, antibacterianos y antifúngicas, neuro protectoras, artirreumáticas e inductoras del sueño.
Cannabinol (CBN)		Efecto relajante muscular, inductor del sueño, anticonvulsivante y estimulador del apetito,
Tetrahidrocannabivarina (THCV)		Efectos sobre el metabolismo y la homeostasis de lípidos.
Cannabigerol (CBG)		Antibacteriano, relajante muscular, antidepresivo, antiinflamatorio, analgésico, analgésico.
Cannabicromeno (CBC)		Efectos antibacterianos Gram (+) y Gram (-), antifúngicos y antiinflamatorios, antidepresivos y modulador del estado de ánimo.

Nota: Tomado de Kratz et al., (2018)

Es importante remarcar que esta planta, a más de los cannabinoides, contiene otros compuestos químicos con potencial terapéutico, entre los que se destaca los terpenos que son responsables de las propiedades organolépticas del cannabis y otras familias de moléculas químicas, que incluyen los flavonoides, alcaloides, fitoesteres, etc. Estos principios activos, presentan acción farmacológica y actúan de forma sinérgica y/o asinérgica con los cannabinoides.

Los dos grupos más estudiados hasta el momento son los flavonoides y los terpenos. Los flavonoides son pigmentos naturales, derivados de los fenilpropanoides de los vegetales; estudios *in vitro* les atribuyen propiedades terapéuticas como antioxidantes, antiinflamatorios y antialérgicos entre otros. Los terpenos son compuestos orgánicos derivados del isopreno, que se originan por la polimerización enzimática de dos o más unidades de isopreno y se les atribuye ciertas propiedades terapéuticas, que varían según el tipo de terpeno (El Sholy et al., 2014; Karila et al., 2014). En el Cuadro 17 se describen los efectos terapéuticos de los terpenos más importantes de la planta de cannabis.

Cuadro 17
Terpenos y sus propiedades medicinales

Terpenos	Estructura química	Propiedades medicinales
α -Pino		Antiinflamatorio, broncodilatador, antibacteriano.
β -Mirreno		Analésico, antiinflamatorio, antitumoral, efecto sedante, hipnótico.
Limoneno		Antibacteriano, antidepresivo, antitumoral.
Linalool		Sedativo, antidepresivo, ansiolítico, Inmunopotenciador.
β - Cariofileno		Antiinflamatorio, citoprotector, antipalúdico.

Nota: Tomado de Kratz et al., (2018)

6.2. Extracciones de cannabinoides y compuestos bioactivos

En los últimos años se ha incrementado el interés por el uso de la planta de cannabis con fines farmacológicos, por lo cual se ha hecho necesario desarrollar métodos que permitan extraer y cuantificar los compuestos bioactivos, dado que estos son responsables de propiedades muy interesantes que permiten generar nuevos productos derivados del cannabis, que se pueden aplicar en diferentes ámbitos como el farmacéutico, cosmético, alimentación, industrial, entre otros. (Lazarjani et al., 2021; Pattnaik et al., 2022; Al Ubeed et al., 2022).

Los procesos de extracción de los principales compuestos químicos de la planta de cannabis incluyen diversos métodos, desde los convencionales como la maceración con solventes orgánicos, hasta procesos innovadores como la extracción por fluidos supercríticos, en los cuales se reduce el uso de solventes y el impacto al medio ambiente (figura 61) (Martínez et al., 2023).

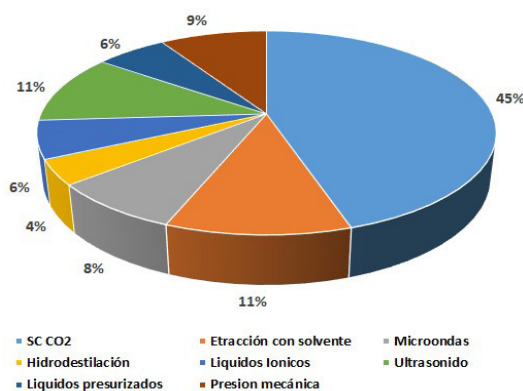
Sin embargo, independientemente del método de extracción seleccionado, las muestras deben tener un tratamiento previo adecuado, para lo que la materia vegetal se somete a un proceso de secado a temperaturas inferiores a 70 °C, posteriormente se procede a moler y pasar por un tamiz hasta obtener un tamaño de partícula inferior a un mm (UNODC, 2020). Estos procesos permiten optimizar y obtener altos rendimientos de extracción, puesto que, por ejemplo, utilizar muestras con tamaños mayores de partículas puede aumentar el tiempo de extracción significativamente. Por otra parte, partículas muy pequeñas pueden causar que el extracto se ponga más compacto o espeso.

El método más sencillo de extracción de compuestos bioactivos de la planta de cannabis es la maceración de la planta con solventes orgánicos hasta la disolución completa de los constituyentes; este método en general presenta ventajas como el bajo costo y la facilidad de trabajar con ellos, lo cual evita el uso de equipos sofisticados.

Sin embargo, su inflamabilidad y potencial toxicidad pueden conllevar serios riesgos para la salud, además de presentar un considerable impacto medioambiental. Por otra parte, si en el procedimiento de extracción se aplican temperaturas elevadas, diferentes componentes de la planta pueden experimentar modificaciones químicas debido a su carácter termolábil. En la Figura 62 se describen los métodos de extracción más utilizados en la actualidad.

Figura 62

Distribución de técnicas de extracción reportadas en planta de Cannabis. SC CO2; Extracción de fluidos supercríticos con CO2



Nota: Tomado de Martínez et al., (2023).

6.2.1. Maceración dinámica con solventes

Este método de extracción sólido-líquido utiliza una amplia variedad de solventes y mezclas de estos, directamente sobre el material en polvo (tamaño de partícula <1 mm), acompañado de agitación mecánica para facilitar la disolución de los compuestos solubles de la muestra sólida en el disolvente; es uno de los métodos más utilizados para la extracción de cannabinoides y compuestos bioactivos de las diferentes partes de la planta de cáñamo (Ramírez et al., 2019).

Los solventes más utilizados para la extracción de cannabinoides y compuestos bioactivos del cáñamo son soluciones acuosas de etanol desde el 70 % al 100 % (v/v). Es importante remarcar que la eficacia de la extracción depende de factores como la concentración del solvente, la masa de muestra a utilizar, volumen de solvente, tiempo de agitación, velocidad de agitación entre otras, por lo cual es importante realizar ensayos de optimización de la extracción y establecer las condiciones de proceso que son particulares para caso de estudio y de los recursos que se tenga para

la agitación, que puede realizarse con agitadores magnéticos, agitadores Ultraturax, procesos de licuado, agitadores de paletas, entre otros. Se recomienda utilizar relaciones masa de planta/volumen de solvente de 10/100, es decir, 10 gramos de planta por cada 100 mL de solución de extracción (etanol al 100 %).

Los extractos obtenidos con solventes deben ser sometidos a un proceso de concentración, mediante destilación al vacío para eliminar el solvente residual y obtener un extracto puro y concentrado que se puede utilizar con diferentes fines. De igual manera, con la finalidad de utilizarlos directamente para usos medicinales, cosméticos entre otros, generalmente funciona bien la extracción de los compuestos activos de la planta en aceite de oliva a temperaturas entre los 70 y 110 °C.

6.2.2. Extracción asistida por ultrasonido

La extracción asistida con ultrasonidos (UAE) es un proceso de extracción sólido-líquido basado en la aplicación de ultrasonidos de potencia, una forma de energía que se genera a partir de vibraciones que se propagan en medio líquido en forma de expansiones-compresiones, las cuales facilitan la disgregación del sólido a partir de las elevadas temperaturas y altas presiones alcanzadas. Es muy habitual el uso de esta técnica ya que, en general, el tiempo de extracción requerido disminuye significativamente respecto a técnicas tradicionales como maceración dinámica (Danlami et al., 2024).

En esta técnica de extracción se puede utilizar sondas ultrasonido o baños ultrasonido, los cuales generan una disolución completa de los compuestos químicos de la muestra en el disolvente. Los factores que influyen en el proceso de extracción son el tiempo, la potencia y la temperatura, los que se debe optimizar para obtener un rendimiento de extracción de los metabolitos hasta el 100 % del material vegetal. De igual manera que en maceración dinámica, una vez finalizado el proceso de extracción se debe concentrar los extractos por destilación al vacío, para eliminar el solvente y obtener extractos refinados y con características para ser usado en la generación de diferentes productos.

Es importante remarcar que utilizar procesos combinados de extracción mejoran el rendimiento de extracción y disminuyen los tiempos, así que se recomienda realizar un proceso de maceración dinámica y a continuación una extracción con ultrasonido para terminar de solubilizar los componentes bioactivos de la planta y obtener el máximo de rendimiento, seguido de una etapa de filtrado y concentración. Esto permitirá obtener un extracto 100 % puro y refinado con alto contenido de cannabinoides y compuestos bioactivos como polifenoles y flavonoides de la planta.

A nivel de laboratorio y piloto se ha desarrollado un método de extracción combinado, utilizando maceración dinámica y extracción asistida por ultrasonido, a partir de 10 gramos de material vegetal con 100 mL de etanol al 95 %. Esta mezcla se sometió a un proceso de extracción en licuadora por tres minutos a alta velocidad; posteriormente se pasó a un baño ultrasonido por 15 minutos a una potencia de 400W, se filtró el extracto y se procedió a concentrar por destilación al vacío. Este procedimiento permitió obtener rendimientos de extracción entre el 90 al 100 % de metabolitos como cannabinoides, polifenoles, flavonoides, etc. y a costos muy accesibles.

6.2.3. Extracción por fluidos supercríticos

Actualmente se ha propuesto un método de extracción innovador y a la vez respetuoso con el medioambiente, basado en el uso de fluidos supercríticos (SFE). Los fluidos supercríticos se caracterizan por presentar valores tanto de temperatura como de presión superiores a su punto crítico, que otorga una densidad similar a un fluido ordinario, siendo capaces de disolver un amplio espectro de compuestos, manteniendo las propiedades características de un gas (Peach et al., 2014).

En este método de extracción, los cambios de temperatura o presión cerca del punto crítico causan cambios significativos en la densidad del fluido supercrítico, lo que facilita la separación entre el disolvente y el extracto. Normalmente se utiliza como fluido supercrítico el CO₂ por sus ventajas respecto a otros compuestos. En particular, el CO₂ destaca por ser muy abundante, no inflamable y relativamente inerte. Es importante indicar que se han reportado diversos estudios de la extracción de cannabinoides con el método de fluidos supercríticos; sin embargo, se debe recalcar que por el costo de esta tecnología es muy complicado utilizarla a escala industrial (Qamar et al 2021).

En general todos los procesos de extracción requieren de una optimización, que permita obtener las condiciones más idóneas, de relación masa/solvente, temperatura, velocidad de agitación, tiempo, presión, etc., dependiendo del tipo de extracción que se realice, para obtener el 100 % de rendimiento de los compuestos bioactivos de la planta y que pueda ser económicamente viable para poder ser operado a gran escala.

6.3. Análisis de cannabinoides y compuestos bioactivos

Como se ha mencionado la planta de cannabis presenta más de 500 compuestos químicos y solo en la última década se han identificado cerca de 100 moléculas bioquímicas en los extractos de cannabis. El análisis de las diferentes biomoléculas involucra desde métodos sencillos colorimétricos que permiten ver la presencia o ausencia de diferentes sustancias, hasta métodos instrumentales de cromatografía líquida HPLC y GC acoplada a detectores convencionales (Arreglo de diodos DAD, espectrofotometría Uv-visible) y detectores específicos de espectrometría de masas. Debido a que los extractos contienen una serie de metabolitos, las técnicas más utilizadas para identificación y cuantificación del perfil de componentes bioactivos y cannabinoides es la cromatografía HPLC o GC.

Para el análisis de cannabinoides se ha determinado que el método de cromatografía líquida HPLC es la más adecuada, puesto que permite determinar tanto los cannabinoides ácidos como neutros de la planta. Este método se basa en la separación de los metabolitos secundarios del extracto, mediante una interacción con una fase estacionaria (columna cromatográfica) y una fase móvil. En este sentido, es importante tener en cuenta las polaridades tanto de las fases móvil y estacionaria, como de los analitos, con el objetivo de seleccionar las fases más adecuadas que permitan una correcta separación y elución de la columna. La selección del tipo de columna y del detector apropiados son fundamentales para la obtención de buenos resultados.

Para análisis del perfil de cannabinoides existe el método oficial AOAC 2018.11 "Cuantificación de cannabinoides en planta seca, concentrados y aceites", por cromatografía líquida (HPLC) acoplado a detector de arreglo de diodos DAD y/o espectrometría de masas, el que utiliza como fase estacionaria una columna de fase reversa C18 y como fase una mezcla de una solución de formiato de amonio 20 mM pH 3.2 y Acetonitrilo. En este método se utiliza extractos con etanol al 100 % y la identificación y cuantificación se realiza con detector DAD a una longitud de onda de 240 nm. Es importante indicar que mediante este método se pueden identificar y cuantificar el perfil completo de cannabinoides que incluye los contenidos de: ácido cannabidivarinico (CBDVA), cannabidivarina (CBDV), ácido cannabidiólico (CBDA), ácido cannabigerólico (CBGA), cannabigerol (CBG), Cannabidiol (CBD), tetrahidrocannabivarina (THCV), cannabinal (CBN), Δ^8 - tetrahidrocannabinol (Δ^8 -TCH), Δ^9 -tetrahidrocannabinol (Δ^9 -THC), ácido tetrahidrocannabinólico (THCA), cannabicromeno (CBC).

Cabe remarcar que este método es el oficial para determinar estos cannabinoides y, de acuerdo con la normativa vigente en el Ecuador, se debe demostrar que para que una planta sea de uso medicinal su contenido de THC debe ser inferior al 1 %; caso contrario la planta es considerada como psicoactiva.

Por otra parte, es importante indicar que actualmente existen métodos predictivos de análisis que permiten obtener los contenidos de cannabinoides en cinco minutos, mediante la obtención de un espectro infrarrojo directamente sobre la planta. Para esto se utilizan equipos de espectroscopia infrarroja cercano (NIRS), pero se debe precisar que para la cuantificación se utiliza una base de datos obtenida mediante la medición de espectros de muestras reales de planta de cannabis y la cuantificación del contenido de los mismos por cromatografía HPLC, es decir; los datos cuantitativos se deben obtener con el método de referencia oficial (Cromatografía HPLC). Para la cuantificación en estos métodos se realiza por interpolación de los espectros en una curva de calibración, la que es obtenida por técnicas quimiométricas de regresión múltiple.

Desde otro punto de vista, la planta de cannabis contiene compuestos antioxidantes, como flavonoides y compuestos fenólicos. Se caracterizan por presentar la función de proteger al organismo de la acción de los radicales libres, que son causantes de los procesos de envejecimiento y de algunas otras enfermedades (Gutiérrez Zavala et al., 2007). Esta característica permite inactivar radicales libres, lo cual genera una acción de protección contra la oxidación celular típica de procesos cancerígenos. En este sentido es importante evaluar el contenido de polifenoles totales, flavonoides totales y su actividad antioxidante.

Para la determinación de estos compuestos antioxidantes en los extractos (etanol al 100 % o hidroetanolicos (80 %), se puede determinar el contenido de polifenoles totales (antioxidantes totales), utilizando un método colorimétrico con el reactivo de Folin & Ciocalteu's. Para esto se toma en un tubo de ensayo de 15 mL una alícuota de un mL de extracto diluido, se adiciona seis mL de agua destilada, un mL de reactivo de Folin & Ciocalteu's y se deja en reposo por tres minutos. Posteriormente, se adicionan dos mL de carbonato de sodio al 20 % y se calienta a 40°C por dos minutos. Esta reacción produce un cromóforo de color azul, que es analizado en un espectrofotómetro UV/VIS a una longitud de onda de 760 nm. Los resultados se expresan como miligramos de ácido gálico, equivalentes por cada gramo de muestra seca.

Por otra parte, para el caso del contenido de flavonoides totales en estos extractos, se puede utilizar la metodología propuesta por Zhishen et al., 1999. Para esto se toma en un tubo de ensayo de 15 mL una alícuota de un mL de extracto diluido, se adiciona cuatro mL de agua destilada, 0,3 mL de nitrito de sodio al 5 % y se deja en reposo por cinco minutos. Posteriormente, se adiciona 0,3 mL de cloruro de amonio al 10 % y se deja en reposo por cinco minutos; finalmente se adiciona dos mL de hidróxido de sodio 1N. Esta reacción produce un cromóforo de color rosa, que se analiza en un espectrofotómetro UV/VIS a una longitud de onda de 490 nm. Los resultados se expresaron como miligramos de catequina equivalentes por cada gramo de muestra seca.

Finalmente, para el caso de la estimación de la actividad antioxidantes in vitro, se ha probado experimentalmente que funciona el método ABTS+ y DPPH. Se basa en la inactivación de radicales libres por transferencia de iones hidrógeno en el método DPPH y la capacidad de estos radicales de atrapar el catión ABTS+ respectivamente. La cuantificación de capacidad antioxidante por el método DPPH se basa en la metodología descrita por (Bobo et al., 2014), para lo cual se toma en un tubo de ensayo de 15 mL una alícuota de 60 µL de extracto diluido, se adiciona 2,94 mL de la solución de DPPH 60 µmol/L y se deja en reposo por 60 minutos en la oscuridad. Esta reacción produce un cromóforo de color violeta, que se lo analiza en un espectrofotómetro UV/VIS a una longitud de onda de 515 nm. Los resultados se expresaron como micromoles de trolox equivalentes por cada gramo de muestra seca.

Para el caso del método ABTS +, La cuantificación de la capacidad antioxidante se basa en la metodología descrita por (Re et al., 1999). Se toma en un tubo de ensayo de 15 mL una alícuota de 200 µL de extracto diluido, se adiciona 3,8 mL de la solución de trabajo (ABTS activada) y se deja en reposo por 45 minutos en la oscuridad. Esta reacción



produce un cromóforo de color azul, que se lo analiza en un espectrofotómetro UV/VIS a una longitud de onda de 734 nm. Los resultados se expresaron como micromoles de trolox equivalentes por cada gramo de muestra seca.

7 Usos del cáñamo

7.2. Cáñamo medicinal

La *C. sativa* es originaria de Asia y su uso para producir fibras y confeccionar diversos productos textiles data del 4 000 a.C., mientras que su registro de uso en la medicina tradicional data de 2 700 a.C. De acuerdo con el conocimiento popular se le han atribuido propiedades analgésicas, relajantes musculares, antidepresivas, hipnóticas, inmunosupresoras, antiinflamatorias, ansiolíticas, broncodilatadoras, entre otras. Es una de las plantas más antiguas que producen efectos psicotrópicos (Ortega Cevallos, 2022).

El uso de la planta de cannabis es ampliamente utilizada e industrializada desde el siglo XIX en la reducción del sufrimiento humano, función confirmada por nuevos estudios realizados a nivel mundial. Con el desarrollo de investigaciones en el cuerpo humano se ha descubierto la existencia del sistema receptor cannabinoide y la producción de cannabinoides endógenos. Estos descubrimientos confirman el potencial terapéutico que tienen los componentes de la planta del género cannabis y su conexión con el cuerpo humano (Ortega Cevallos, 2022).

Para la producción de cáñamo con fines medicinales se tiene como objetivo conseguir plantas con un alto contenido de CBD (cannabidiol), por lo cual es necesario llevar un manejo riguroso en el cultivo. Por esta razón este se debe desarrollar en condiciones de atmósfera controlada o bajo invernadero, para de esta manera también mantener niveles bajos de THC (tetrahidrocannabinol), el componente psicoactivo de la planta.

Componentes del cannabis. Los cannabinoides son sustancias que suelen tener una estructura carbocíclica con 21 carbonos y están formados generalmente por tres anillos, ciclohexeno, tetrahidropirano y benceno. Los principales cannabinoides son '9 -tetrahidrocannabinol ('9 -THC o THC), '8 - tetrahidrocannabinol ('8 -THC), cannabidiol (CBD) y cannabinol (CBN). Otros cannabinoides presentes en la planta son el cannabicromeno (CBC), cannabiciolol (CBL), cannabigerol (CBG), monometileter del cannabigerol (CBGM), cannabielsoina (CBE), cannabinodiol (CBND), cannabitriol (CBT), dehidrocannabifurano y cannabicitrano, que aparecen en cantidades diferentes, según la variedad de Cannabis sativa valorada (Ortega Cevallos, 2022).

Aunque la Cannabis sativa contiene 480 compuestos, solo 66 son cannabinoides con efectos. La principal sustancia psicoactiva es el delta-9- tetrahydro-cannabinol (THC), que genera relajación y posibilidades paliativas y que con el cannabidiol (CBD) son los mayoritariamente acumulados. Este último no psicoactivo y por tanto de mucho interés en investigación terapéutica (Ortega Cevallos, 2022).

Según expertos en la materia, Ecuador presenta excelentes condiciones para el desarrollo de este afortunado negocio. Por un lado, las condiciones de ubicación geográfica y meteorológica permiten un mayor rendimiento en la siembra y producción. Adicional a esto, la regulación y los costos relativos al pago de tasas presentan una gran ventaja comparativa aún con países vecinos como Colombia, donde se apunta a un gran crecimiento de la industria (Ortega Cevallos, 2022).

Las hojas de la planta de cannabis contienen alrededor de 400 compuestos. La acción de estos compuestos en el organismo es mediada a través de receptores CB1, presentes principalmente en el sistema nervioso central (SNC), y por receptores CB2 en el sistema nervioso periférico, tracto gastrointestinal, bazo y sistema inmune, conformando el sistema endocannabinoide.

Este sistema está involucrado en un amplio número de procesos fisiológicos tales como la percepción del dolor, el aprendizaje y la memoria, a nivel neuronal, cardiovascular, reproductivo e inmunológico, por lo que se presume que está involucrado en ciertas patologías psiquiátricas, neurológicas, psicomotoras, comportamentales, alteración de los ciclos de sueño, vigilia y regulación del estrés, entre otras afecciones.

Sus usos son amplios, tanto en indicaciones aprobadas como en otras: antiemético, analgésico, antiepiléptico, anorexia, espasticidad y algunas enfermedades autoinmunes (lupus, psoriasis y artritis reumatoidea) (Galarraga, 2018).

7.3. Cáñamo industrial (Información bibliográfica)

7.3.1. Propiedades de la planta del cáñamo y sus derivados

Del cáñamo se obtienen tres materias primas: fibras, pulpas y semilla. Las fibras son resistentes, suaves, aislantes y absorbentes, y se emplean en el sector textil para la confección de vestimenta, redes, cuerdas, etc. La pulpa se utiliza para la elaboración de celulosa y papel. Las semillas sirven para hacer biocombustibles, lubricantes, bioplásticos, alimentos y cosméticos. (Escobar, 2022).

7.3.1.1. Textiles

En general, hay dos calidades de textiles de cáñamo que pueden ser fabricados. La fabricación de telas, jeans, uniformes de trabajo, medias, zapatos, y carteras de mano, por ejemplo, requiere de fibras finas de alta calidad. Por otro lado, para fabricar sogas, redes, alfombras, lonas o geotextiles, fibra de baja calidad es suficiente. Los estudios realizados sobre el cáñamo en el suroeste de California sugieren que el rendimiento sobre una superficie específica es diez veces mayor comparado al rendimiento que ofrece la planta en el algodón; además tiene el beneficio adicional de que la ropa hecha con fibras de cáñamo es 10 veces más resistente que el algodón.

El algodón es una planta que requiere un 65 a 75 % más de agua que el cáñamo, y que a nivel mundial utiliza el 11 % de los pesticidas del mundo; es una planta que genera resistencia, por lo cual el número de aplicaciones de pesticidas es mayor a la del cáñamo; sin contar con que el cáñamo mejora los niveles de hidrógeno e irrigación del suelo (Maidana, 2020).

7.3.1.2. Biomasa

Las plantas enteras, las fibras de baja calidad o la cañamiza, por sí solas pueden ser utilizadas como biomasa para aplicaciones energéticas, para proveer calefacción, electricidad o como combustibles (Escobar, 2022).

7.3.1.3. Fito-remediación de suelos al usar el cáñamo para absorber metales y radiación

El cáñamo industrial tiene la capacidad de acumular residuos industriales y puede transformar tierras infértiles a causa de la contaminación de metales pesados o radiación, en tierras descontaminadas y cultivables.

El proceso, a través del cual la planta realiza el proceso de descontaminación, es llamado fito-remediación; consiste en el uso de la vegetación para el tratamiento de la contaminación ya sea del agua, tierra y aire.

7.3.1.4. Biochar de cáñamo industrial

El biochar, o carbón vegetal es usado como enmienda de suelos y como un remediador ambiental a través de la captura de carbono. Entre sus diversas fuentes, el biochar de cáñamo industrial se destaca por sus características únicas y su potencial para promover la agricultura sostenible y la mitigación del cambio climático (Laird et al., 2010), debido a que es rico en nutrientes: El cáñamo posee una composición nutricional rica en nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K) y otros micronutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas (Biederman & Eldor, 2009). Estos nutrientes se conservan durante el proceso de pirólisis, quedando disponibles para ser liberados lentamente en el suelo (Gómez-Galván et al., 2015).

Además, el biochar de cáñamo se utiliza para mejorar la estructura, la fertilidad y la capacidad de retención de agua del suelo. Esto beneficia a una amplia gama de cultivos, incluyendo hortalizas, frutas, cereales y pastos (Gómez-Galván et al., 2015; Laird et al., 2010). Las características descritas permiten que el biochar de cáñamo también sea utilizado para remediar suelos contaminados con metales pesados y otros contaminantes. Su alta capacidad de absorción atrapa los contaminantes, reduciendo su disponibilidad para las plantas y mejorando la calidad del suelo (Biederman & Eldor, 2009).

7.3.1.5. Materia prima para fabricar papel

El papel puede ser fabricado con celulosa de cáñamo. Como el cáñamo tiene un bajo contenido de lignina en comparación con la madera, puede convertirse en pulpa más rápido y fácil; esta pulpa naturalmente brillante no necesita blanqueo con cloro, que se utiliza en las fábricas de papel tradicionales y libera una sustancia tóxica llamada dioxina en el medio ambiente. El cáñamo también es compatible con los nuevos aglutinantes a base de soja en lugar de los aglutinantes duros que desprenden formaldehído, lo cual reduce la contaminación del aire y los peligros para la salud de la vida humana y animal.

La calidad del papel obtenido del cáñamo es más duradera y no pierde su color incluso después de muchos años. Se puede obtener mucho más de cada planta de cáñamo, ya que su papel puede ser reciclado siete u ocho veces, en comparación con sólo tres para el papel con base de árbol.

Muchos países han dictado normas, colocado impuestos, multas, etc. para preservar sus bosques y han impulsado efectivas campañas para una explotación racional y sustentable. Aun así, el problema continúa y es necesario ver al cáñamo como un sustituto ideal.

El cáñamo es una planta mucho más apropiada para la producción de papel por su alto contenido de celulosa, su aporte a la producción de O₂ y absorción de CO₂, rápido crecimiento, y aun así hoy en día, más del 90 % del

papel se fabrica de la madera y el papel de cáñamo está relegado a aplicaciones secundarias, desperdiciando inexplicablemente el gran potencial del cáñamo (Maidana, 2020).

7.3.1.6. Material de refuerzo del polipropileno

La ingeniera química y maestra en Ciencias, María Evangelina Vallejos, estudia al cáñamo como un reemplazo a otras fibras sintéticas (fibra de vidrio la más barata) que se usan como soporte a estructuras con matriz de polipropileno para abaratar costos, ya que las leyes actuales fuerzan cada vez más a la utilización de materiales más amigables con el medioambiente, sea por ser reciclables o por tener un menor impacto para con la naturaleza.

Y a pesar de haberse utilizado fibras de otras plantas y árboles, este estudio se centra en el alto beneficio y bajo costo que presta el cáñamo industrial en comparación con otras fibras naturales y también con las fibras sintéticas, diferencia que está dada por los recursos que exige el cáñamo para crecer, tiempo de crecimiento hasta su cosecha, la resistencia de las fibras y el poco impacto que tiene sobre el desgaste del suelo, lo que permite realizar muchas siembras continuadas y aprovechar aún más el suelo (Maidana, 2020). con el medioambiente, sea por ser reciclables o por tener un menor impacto para con la naturaleza.

Y a pesar de haberse utilizado fibras de otras plantas y árboles, este estudio se centra en el alto beneficio y bajo costo que presta el cáñamo industrial en comparación con otras fibras naturales y también con las fibras sintéticas, diferencia que está dada por los recursos que exige el cáñamo para crecer, tiempo de crecimiento hasta su cosecha, la resistencia de las fibras y el poco impacto que tiene sobre el desgaste del suelo, lo que permite realizar muchas siembras continuadas y aprovechar aún más el suelo (Maidana, 2020).

8 Costos de producción de cáñamo

El costo de producción es un proceso por el cual se da un valor monetario a los costos variables y fijos que componen una estructura de costos de producción, esto incluye todos los bienes y servicios necesarios para producir una mercadería o servicio.

8.2. Estructura de costos de producción

Es el conjunto ordenado de los costos variables y fijos, utilizados en un sistema productivo, con detalles en las unidades y cantidades consumidas.

Los costos pueden ser de dos tipos: costos variables son aquellos que están directamente relacionados con el nivel de producción, aumentando o disminuyendo según el volumen producido. Por otro lado, los costos fijos son independientes de la producción y se generan en un periodo de tiempo determinado; permanecen estables, independientemente de si se produce mucho, poco o nada (Figura 63).

Figura 63
Estructura de costos de producción



Nota: Tomado de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

En torno al rubro de cáñamo se maneja una estimación de costos de producción de 10 años, ya que ese es el periodo de tiempo que tiene vigencia la licencia y se encuentra dividido en dos fases de inversión:

Establecimiento del cultivo. Considera la etapa de creación de la empresa, requisitos, pagos para la obtención de licencia e insumos para la desinfección del suelo y abono previo a la siembra y/o sustrato; semilla, entre otros.

Productividad del cultivo. Considerada una temporalidad desde el año uno al año 10 de producción. Se toma en cuenta 10 años de producción ya que ese es el tiempo de duración de la licencia otorgada.

Para determinar el **costo unitario** se considera el costo de producción total (costos variables + costos fijos) dividido para el rendimiento total producido.

Es importante señalar que los costos de producción son referenciales y no pretenden reflejar la realidad de todos los sistemas productivos existentes; las diferencias climáticas y edáficas presentes en las zonas de producción del cultivo, condicionan su manejo, reflejando cambios en la estructura y por ende en los costos de producción. Por lo tanto, se recomienda realizar los ajustes necesarios a cada rubro, con base en las condiciones específicas de la zona en la que se aplique.

8.3. Rendimientos declarativos

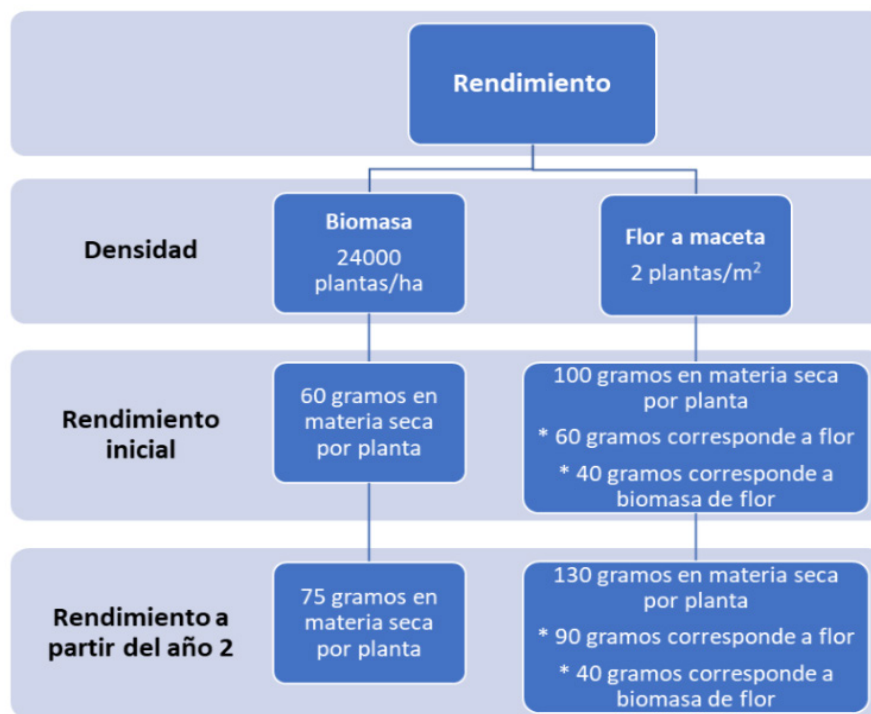
Los rendimientos corresponden a valores declarativos mínimos de biomasa y flor en materia seca, basado en la experiencia de los licenciatarios, ya que el rendimiento depende de diversos factores como: genética, utilización de sustratos y/o siembra en suelo, fertilización, condiciones climáticas del sector donde se tiene los predios en producción, entre otros. Cabe indicar que al ser una industria joven no se dispone de una amplia información productiva en los diversos pisos climáticos que presenta el país. A continuación, se presenta la Figura 64 que presenta información de:

- **Densidad de siembra:** Cantidad de plantas por hectárea en el caso de biomasa y para flor de cáñamo corresponde a la cantidad de plantas en maceta por metro cuadrado.
- **Rendimiento inicial:** Valor reportado en gramos de materia seca por planta.
- **Rendimiento a partir del año 2:** Valor reportado en gramos de materia seca por planta.

En el caso de la flor de cáñamo, dentro de su rendimiento se divide en dos subproductos primarios identificados como flor y biomasa de flor, donde:

- La **flor** corresponde a la inflorescencia y
- **Biomasa de flor** corresponde a pequeñas hojas cercanas a las flores eliminadas en el proceso de manicurado para obtener una flor limpia.

Figura 64
Rendimientos de biomasa y flor de cáñamo en materia seca



Nota: Tomado de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

A continuación, se presenta la estructura de costos de producción de biomasa de cáñamo y flor de cáñamo en las zonas que presentan mayor productividad por las condiciones climáticas presentes en base a la información declarada por personas productoras.



8.4. Costos de producción para biomasa de cáñamo

La información que se presenta a continuación menciona una producción a suelo, sin uso de luz adicional para cumplir con el requerimiento lumínico de la planta, ubicada en la provincia de Pichincha.

8.5. Inversión para el cultivo

El monto de inversión para el establecimiento del cultivo se encuentra entre los 10 000 a 15 000 USD y el monto de inversión para la productividad del cultivo por cada año (contemplando tres ciclos/año) se encuentra entre los 60 000 a 84 000 USD en distintos sistemas de producción.

Para una producción de cáñamo a suelo, sin uso de luz adicional y ubicada en la provincia de Pichincha, los costos variables y costos fijos dentro de cada fase de inversión se detallan en el cuadro 18.

Fases de producción:

- **Establecimiento:** Contiene información de costos variables y costos fijos respecto a la implementación del cultivo, donde:
 - El gasto más alto corresponde a insumos 30%; creación de la empresa + plan agrícola 20%; pago por la licencia 3 y el arrendamiento del suelo con el 12% cada rubro; importación de semilla 5%; pago por combustible, maquinaria y equipos alquilados, costo administrativo y costo financiero con 3% en el orden dado; finalmente el pago de patente municipal, pago de servicios básicos, pago por electricidad, análisis de suelo, análisis de agua, mantenimiento de equipos, pago a la junta de riego, tasa inicial de la licencia y altimetría y planimetría con el 1% respectivamente.
- Dentro del cuadro se encuentran rubros como: salario del operario fijo, salario del técnico agrícola, pago por análisis químico del test de potencia de THC y CBD; pago por transporte de biomasa y depreciación se encuentran en valores en 0 ya que en esta fase de producción no se tiene ese gasto; sin embargo, en la producción sí se encuentra con valores expresados en porcentaje.
- **Producción:** Contiene información de costos variables y costos fijos respecto a 10 años productivos, considerando el tiempo de duración de la habilitación de la licencia, donde:
 - El gasto más alto se encuentra en insumos 49%; salario del técnico agrícola 16%; salario del operario fijo 8%; el costo administrativo y costo financiero representa el 5% en el orden mencionado; mano de obra 4%; la depreciación 3%; arrendamiento del terreno el 2% y finalmente maquinaria y equipos alquilados, análisis químico del test de potencia de THC y CBD, importación de semilla, pago por electricidad, pago de servicios básicos, pago por combustible, pago a la junta de riego y transporte de biomasa con el 1% respectivamente.

Los valores de altimetría y planimetría; creación de la empresa + plan agrícola, pago de la licencia 3, pago de la tasa inicial, análisis de suelo, análisis de agua, pago de patente municipal y mantenimiento de equipos se encuentran con valores de 0 ya que en comparación con el resto de gastos dentro de cada año productivo, sus valores no llegan al tener un valor en porcentaje.

Cuadro 18

Distribución de los gastos en porcentaje por establecimiento y productividad del cultivo de biomasa de cáñamo

COSTOS VARIABLES	Fases	Establecimiento	Producción
	Inversión (USD)	15.000	840.000
	Representatividad	%	%
	Mano de obra	0	4
	Insumos	30	49
	Maquinaria y Equipos Alquilados	3	1
COSTOS FIJOS	Altimetría y planimetría	1	0
	Creación de la empresa + plan agrícola	20	0
	Salario del operario fijo	0	8
	Salario del técnico agrícola	0	16
	Licencia 3	12	0
	Tasa inicial	1	0
	Análisis de suelo	1	0
	Análisis de agua	1	0
	Análisis químico- test de potencia de THC y CBD	0	1
	Importación de semilla	5	1
	Electricidad	1	1
	Servicios básicos (agua, internet)	1	1
	Patente municipal	1	0
	Combustible	3	1
	Mantenimiento de equipos	1	0
	Pago a la junta de riego	1	1
	Arrendamiento	12	2
	Transporte de biomasa	0	1
	Depreciación	0	3
	Costo Administrativo	3	5
	Costo Financiero	3	5

Nota: Obtenido de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria – Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

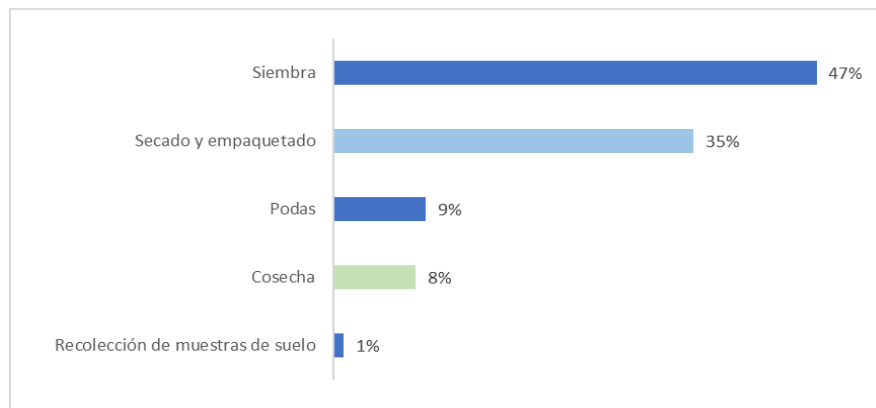
8.5.1. Costos variables

8.5.1.1. Mano de obra

La mano de obra engloba actividades de análisis de suelo, siembra, aplicación de insumos, labores culturales como eliminación de machos, podas, revisión de semilleros, cosecha y poscosecha (secado y empaquetado, Figura 65).

Figura 65

Mano de obra utilizada en el cultivo de biomasa de cáñamo por actividad y representada en porcentaje



Nota: Tomado de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria – Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

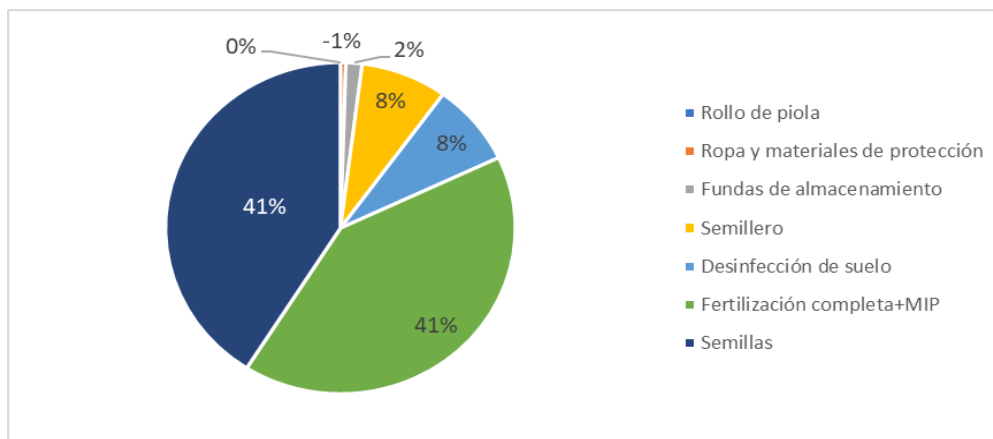
La actividad que mayor mano de obra demanda corresponde a la siembra con 47%, ya que se requiere una cuadrilla de 20 personas; la actividad de secado y empaquetado demanda el 35% de mano de obra donde se precisa cuatro personas por dos días de trabajo en cada ciclo (se considera tres ciclos al año); las podas con 9% de la mano de obra, la cosecha con 8% requiere una cuadrilla de 15 personas y finalmente la recolección de muestras de suelo que equivale a 1% de la mano de obra.

8.5.1.2. Insumos

Los insumos contemplados son elementos para la desinfección de suelos y de las semillas, materiales para germinación de las semillas, fertilizantes, insumos para el manejo integral de plagas, rollos de piola, fundas de almacenamiento (big bags); además de ropa y materiales de protección para los trabajadores (Figura 66).

El 41% de gastos en insumos corresponde a fertilización completa, más los insumos de manejo integrado de plagas; 41% en semillas; 8% en materiales del semillero e insumos de desinfección del suelo respectivamente; 2% en fundas de almacenamiento de la cosecha o big bags y finalmente menos del 1% representa el gasto en ropa, materiales de protección y rollos de piola para asegurar las big bags.

Figura 66
Insumos utilizados en el cultivo de biomasa de cáñamo

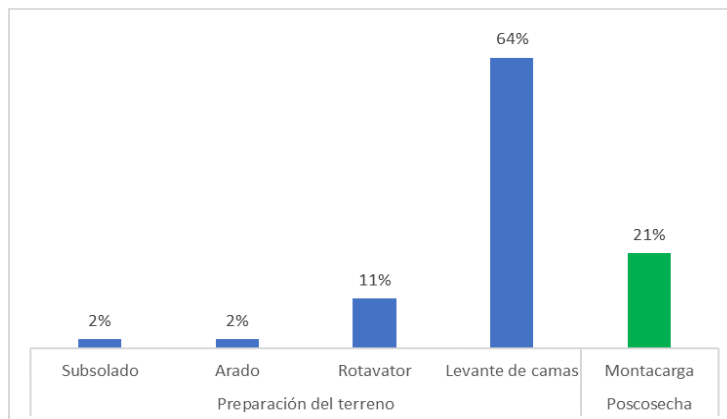


Nota: Obtenido de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria – Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

En torno a la maquinaria utilizada, esta se divide en preparación del terreno y poscosecha. La actividad de preparación de terreno se divide en cuatro acciones, donde el levante de camas demanda el 64% de maquinaria, seguido del rotavator 11%, arado 2% y subsolado 2%. Del mismo modo en la actividad de poscosecha se emplea el uso de montacargas con un 21% de la maquinaria utilizada.

Figura 67

La maquinaria alquilada utilizada en la preparación del terreno y postcosecha



Nota: Tomado de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

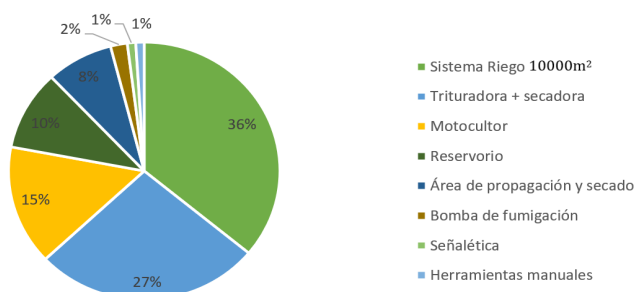
8.5.2. Costos fijos

8.5.2.1. Depreciación

La depreciación hace mención a la reducción del valor de un bien a lo largo de su vida útil. Para el caso de biomasa de cáñamo, los valores incluyen los gastos de maquinaria e infraestructura como: sistema de riego, reservorio, bomba de fumigación, infraestructura del área de propagación/secado, motocultor, señalética, máquina trituradora + secadora, tijera neumática, machetes, serrucho cola de zorro y gavetas (Figura 68).

Figura 68

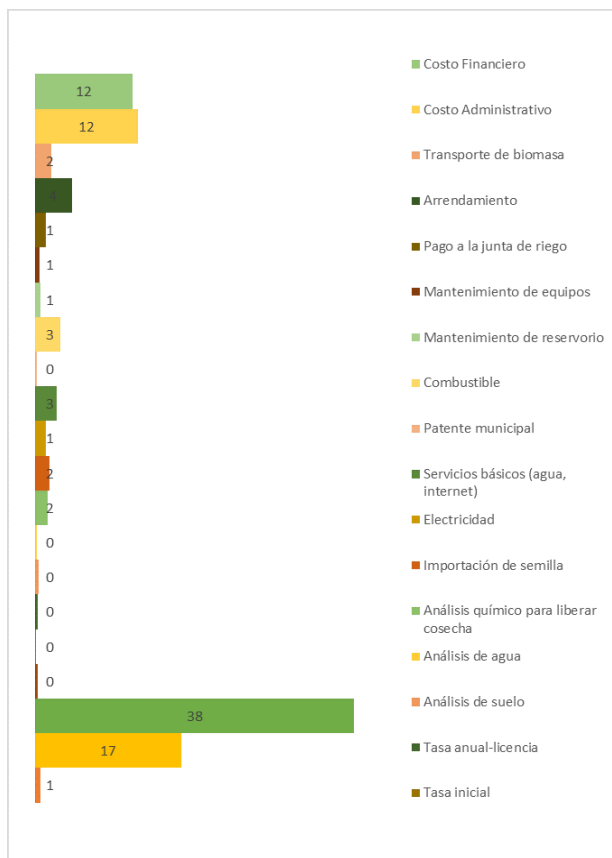
Depreciación de maquinaria e insumos propios utilizados en el cultivo de biomasa de cáñamo



Nota: Obtenido de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

Los costos fijos engloban el pago de altimetría y planimetría, creación de empresa, salario del jornal fijo, salario del técnico agrícola, pago de la licencia, tasa inicial, tasa anual de la licencia, análisis de suelo, análisis de agua, análisis químico para liberar cosecha, costo de la importación de semilla, pago de electricidad de las oficinas, pago de servicios básicos (electricidad, agua e internet), pago de patente municipal, combustible para maquinaria, mantenimiento de reservorio, mantenimiento de equipos, pago a la junta de riego, transporte de biomasa-cosecha, arrendamiento, costo administrativo y costo financiero.

Figura 69
Costos fijos utilizados en el cultivo de biomasa de cáñamo



Nota: Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

Dentro de los costos fijos, el 38% de gasto se encuentra en el análisis químico para liberar cosecha, 17% en análisis

Para la estructura de costos de producción de biomasa de cáñamo en las provincias de la Región Costa se debe tener en consideración:

- El cultivo se maneja con dos ciclos productivos al año con 20.000 plantas por hectárea
 - Rendimiento:
 - Año uno: 60 gramos en seco por cada planta
 - Año dos: 85 gramos en seco por cada planta
- **Uso de ventiladores:** cuatro ventiladores de un aproximado de 350 USD
- Para el sistema de riego se realiza la construcción de un pozo (aproximado 6.500 USD) y **bomba de motor para extracción de agua del pozo** (aproximado 1.500 USD)

- Uso de **luces** con un valor aproximado de 10.000 USD.

A continuación, se representa la estructura de costos de producción de biomasa de cáñamo para la provincia de Pichincha en el Cuadro 19.

Cuadro 19
Estructura de costos de producción de biomasa de cáñamo

Ministerio de Agricultura y Ganadería			Sistema de Información Pública Agropecuaria												ESTABLECIMIENTO		AÑO										TOTAL	
RENDIMIENTO - kg/ha:			AÑO												COSTO TOTAL (usd/ha)		COSTO TOTAL (usd/ha)										TOTAL	
RUBRO	ACTIVIDADES	UNIDAD	COSTO UNITARIO (usd/ha)																									
MANO DE OBRA	Análisis	Recolección muestras	jornal																									
	Siembra	Siembra	cuadrilla																									
	Labores Culturales	Podas	jornal																									
	Cosecha	Cosecha	cuadrilla																									
	Poscosecha	Secado y empaquetado	jornal																									
	TOTAL MANO DE OBRA																											
Insumos	Preparación de suelo	Desinfección de suelo	unidad																									
	Material vegetativo	Semillas	unidad																									
	Semillero	Sustrato	unidad																									
	Crecimiento y floración	Fertilización completa	unidad																									
	Piola	Rollo de piola	unidad																									
	Big bags	Fundas para almacenamiento	unidad																									
	Material de protección	Ropa y más materiales de protección	unidad																									
	TOTAL INSUMOS																											
	Preparación del Terreno	Subsolado	hora																									
		Arado	hora																									
		Rotavator	hora																									
		Levante de camas	tarea																									
	Poscosecha	Montacarga	hora																									
TOTAL ALQUILER MAQUINARIA/EQUIPOS																												
TOTAL COSTOS VARIABLES (USD/ha)																												



COSTOS FIJOS (C.F.) (C.F.)		ACTIVIDADES	UNIDAD	\$	ESTABLECIMIENTO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5	AÑO 6	AÑO 7	AÑO 8	AÑO 9	AÑO 10	TOTAL
SERVICIO DE TOPOGRAFÍA	Altimetría y planimetría	ha														\$
		USD														\$
	Creación de empresa	USD														\$
		USD														\$
	Jefe de producción	USD														\$
		USD														\$
	Patente municipal	USD														\$
		USD/ categoría 1														\$
	Licencia 3	USD/ categoría 1														\$
		USD/ categoría 1														\$
	Tasa inicial	USD/ categoría 1														\$
		USD/ categoría 1														\$
	Tasa anual-licencia	USD/ categoría 1														\$
		USD/ categoría 1														\$
	Análisis previo a la importación de semilla	USD														\$
		USD														\$
	Examen de liberación de semilla	USD														\$
		USD														\$
	Fitosanitario nacional	USD														\$
		USD														\$
ANÁLISIS QUÍMICO RESIDUALIDAD DE THC PARA LIBERACIÓN DE COSECHA	Análisis químico residualidad de THC para liberación de cosecha	USD														\$
		USD														\$
	Servicios luz eléctrica	USD														\$
		USD														\$
	Mantenimiento de equipos	USD														\$
		USD														\$
	Pago a la junta de riego	USD														\$
		USD														\$
	Arrendamiento	USD														\$
		USD														\$
TOTAL COSTOS FIJOS (USD/ha)	Depreciación	USD														\$
		Costo														\$
	Administrativo	10 % CV														\$
		Costo														\$
	Financiero	tasa interés %														\$
																\$
	TOTAL COSTOS FIJOS (USD/ha)															\$
	COSTO TOTAL															\$
	COSTO UNITARIO															\$

Nota: Obtenido de Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGBA

8.6. Costos de producción para la flor de cáñamo

La información que se presenta a continuación hace mención a una producción en maceta ubicada en la provincia de Pichincha.

8.6.1. Inversión para el cultivo

El monto de inversión para el establecimiento del cultivo bordea entre los 6 000 a 15 000 USD y el monto de inversión para la productividad del cultivo entre 24 000 a 84 000 USD anuales.

Para una producción de flor de cáñamo en maceta, ubicada en la provincia de Pichincha, los costos variables y costos fijos dentro de cada fase de inversión se detallan en el Cuadro 20.

Fases de producción:

- **Establecimiento:** Contiene información de costos variables y costos fijos respecto a la implementación del cultivo, donde:
 - El gasto más alto corresponde a la creación de la empresa con 52% de los gastos; 17% de pagos de servicio de luz eléctrica; 15% pago por la licencia 3; arrendamiento 5%; alquiler de maquinaria y equipos 3%; pago por el examen de liberación de semilla 3%; pago de patente municipal 2%; pago por servicio fitosanitario nacional 1%; pago de la tasa inicial de la licencia 1%; pago de servicio de altimetría y planimetría 1%.

Dentro del cuadro se encuentran rubros como: mano de obra, insumos, salario del operario fijo, salario del técnico agrícola, análisis químico de residualidad de THC para liberación de cosecha, mantenimiento de equipos, depreciación, costo administrativo y costo financiero se encuentran en valores en 0 ya que en esta fase de producción no se tiene ese gasto; sin embargo, en la producción sí se encuentra con valores expresados en porcentaje.

- **Producción:** Contiene información de costos variables y costos fijos respecto a 10 años productivos, considerando el tiempo de duración de la habilitación de la licencia, donde:
 - El gasto más alto se encuentra en insumos 39%; salario del técnico agrícola 21%; salario del operario fijo 10%; depreciación 9%; pago de mano de obra 7%; el costo administrativo y costo financiero representa el 4% en el orden mencionado; pago de servicio de luz eléctrica 2% y finalmente pago por examen de liberación de semilla, pago por el análisis químico de residualidad de THC para liberación de cosecha, mantenimiento de equipos, arrendamiento 1% respectivamente.

Dentro del cuadro se encuentran rubros como: mano de obra, insumos, salario del operario fijo, salario del técnico agrícola, análisis químico de residualidad de THC para liberación de cosecha, mantenimiento de equipos, depreciación, costo administrativo y costo financiero se encuentran en valores en 0 ya que en esta fase de producción no se tiene ese gasto; sin embargo, en la producción sí se encuentra con valores expresados en porcentaje.



Cuadro 20

Distribución de los gastos en porcentaje por establecimiento y producción del cultivo de flor de cáñamo.

COSTOS	FASES	ESTABLECIMIENTO	PRODUCCIÓN ¹
	INVERSIÓN (USD)	10.000	690.000
	REPRESENTATIVIDAD	%	%
COSTOS VARIABLES	Mano de obra	0	7
	Insumos	0	39
	Maquinaria y Equipos	3	0
	Alquilados		
COSTOS FIJOS	Altimetría y planimetría	1	0
	Creación de empresa	52	0
	Salario de operario fijo	0	10
	Salario del técnico agrícola	0	21
	Patente municipal	2	0
	Licencia 3	15	0
	Tasa inicial	1	0
	Examen de liberación de semilla	3	1
	Fitosanitario nacional	1	0
	Análisis químico residualidad de THC para liberación de cosecha	0	1
	Servicios luz eléctrica	17	2
	Mantenimiento de equipos	0	1
	Arrendamiento	5	1
	Depreciación	0	9
	Costo administrativo	0	4
	Costo financiero	0	4

Nota: Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

8.6.2. Costos variables

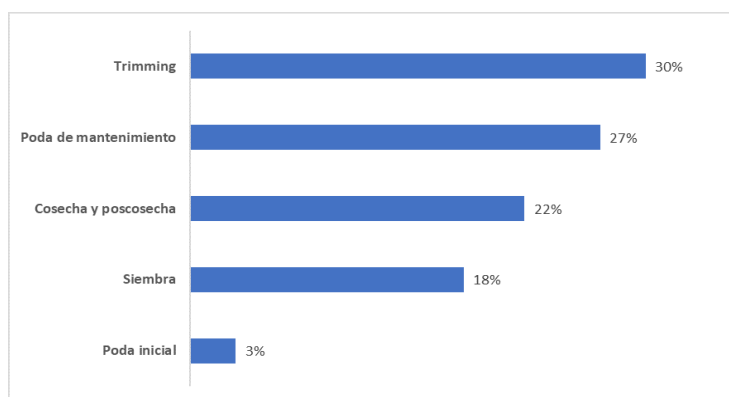
8.6.2.1. Mano de obra

La mano de obra engloba actividades de siembra, poda inicial, poda de mantenimiento, cosecha y poscosecha y trimming. (Figura 70).

[1] Para los 10 años de producción, lo que da una inversión de 69 000 USD en cada año productivo

Figura 70

Mano de obra utilizada en el cultivo de flor de cáñamo por actividad



Nota: Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

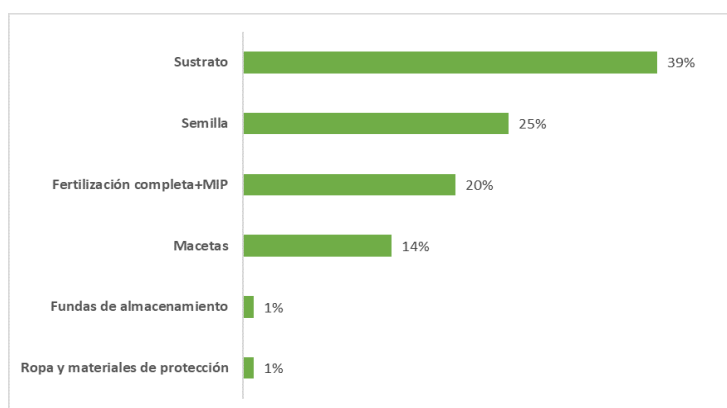
Dentro de la mano de obra para el cultivo la actividad que más requiere mano de obra es el trimming, que es el proceso de eliminación manual de las hojas resinosas cercanas a los cogollos de las flores y se realiza en dos semanas con 10 personas, actividad que representa el 30% de mano de obra, la poda de mantenimiento requiere 27% de mano de obra y se realiza con dos personas en tres ocasiones veces por cada ciclo; la cosecha y poscosecha con 22% donde se necesita 15 personas; la siembra con 18% se efectúa con una cuadrilla de cinco personas y finalmente la poda inicial que se efectúa con dos personas en un día.

8.6.2.2. Insumos

Los insumos contemplados son elementos para semilla, macetas, sustrato, fertilizantes, insumos para el manejo integral de plagas, fundas de aluminio para almacenamiento de flores y material de protección para los trabajadores (Figura 71).

El mayor gasto de insumos recae en el sustrato con 39%, semilla con el 25%, fertilización completa + insumos del manejo integrado de plagas 20%, macetas 14%, fundas de almacenamiento, junto a ropa y materiales de protección con el 1% del gasto respectivamente.

Figura 71
Insumos utilizados en el cultivo de flor de cáñamo



Nota: Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria – Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

8.6.2.3. Maquinaria

La maquinaria alquilada corresponde a la preparación del terreno con arado en el establecimiento del cultivo.

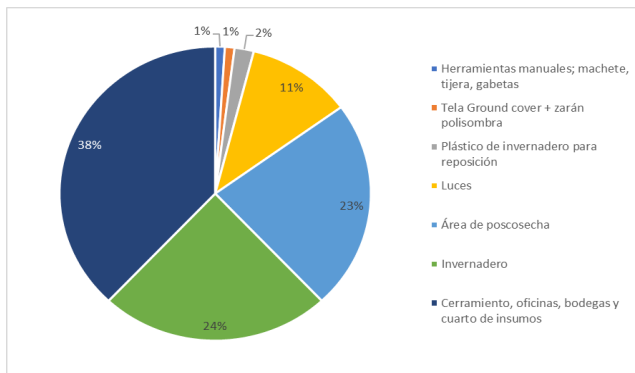
8.6.3. Costos fijos

8.6.3.1. Depreciación

La depreciación incluye los gastos de invernadero, que incluyen sistema de iluminación ventilación, control de temperatura y humedad relativa con un costo aproximado de nueve dólares/m² de infraestructura; zarán-polisombra, luces, reposición de plástico de invernadero, tela ground cover, área de poscosecha de 60 m²; cerramiento, oficinas, bodega y cuarto de insumos; machetes, serruchos cola de zorro, tijera neumática y gavetas (Figura 72).

Figura 72

Depreciación de maquinaria e insumos propios utilizados en el cultivo de flor de cáñamo

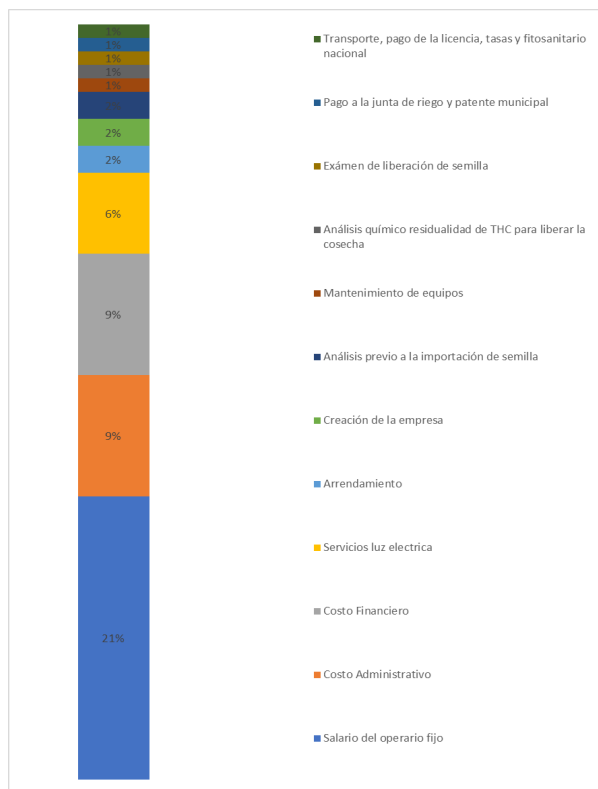


Nota: Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria – Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

Los costos fijos engloban el pago de altimetría y planimetría, creación de empresa, salario del jornal fijo, salario de técnico agrícola, pago de patente municipal, pago de la licencia, tasa inicial, tasa anual de la licencia, análisis previo a la importación de semilla, examen de liberación de semilla, pago de ingreso fitosanitario nacional, análisis químico para liberar cosecha, pago de luz eléctrica, mantenimiento de equipos, pago a la junta de riego, , arrendamiento, transporte, costo administrativo y costo financiero (Figura 73).

Figura 73

Costos fijos utilizados en el cultivo de flor de cáñamo



Nota: Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria – Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DGDA.

Para la estructura de costos de producción **de flor de cáñamo en las provincias de las regiones Costa y Amazonía** se debe tener en consideración:

- El cultivo se maneja con tres ciclos productivos al año con una densidad de siembra de:
- **Amazonía:** una planta /m²
- **Costa:** 1.5 a dos plantas /m²
- **Rendimiento:**
 - Año uno: 70 a 85 gramos en seco por cada planta de flor y entre 40 a 50 gramos en seco de biomasa de flor
 - Año dos: 70 a 85 gramos en seco por cada planta de flor y entre 40 a 50 gramos en seco de biomasa de flor
- Uso de **lucos** con un valor aproximado de 10 000 USD.

A continuación, se representa la estructura de costos de producción de flor de cáñamo para la provincia de Pichincha en el Cuadro 21.

Cuadro 21
Estructura de costos de producción de flor de cónamo

Ministerio de Agricultura y Ganadería			Sistema de Información Pública Agropecuaria									
AÑO:	ESTABLECIMIENTO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5	AÑO 6	AÑO 7	AÑO 8	AÑO 9	AÑO 10	TOTAL
RENDIMIENTO - flor seca kg/ha:												0
RENDIMIENTO - biomasa de flor kg/ha:												0
RENDIMIENTO - TOTAL kg/ha:	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
RUBRO	ACTIVIDADES	UNIDAD	COSTO UNITARIO (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	COSTO TOTAL (usd/ha)	TOTALES (usd/ha)
	Siembra	jornal										\$
	Labores culturales	jornal										\$
	Poda inicial	jornal										\$
	Poda de mantenimiento	jornal										\$
	Cosecha y poscosecha (secado)	jornal										\$
	Trimming	jornal										\$
TOTAL MANO DE OBRA				\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$
	Material propagación	unidad										\$
	Maceta	unidad										\$
	Macetas	unidad										\$
	Sustrato	unidad										\$
	Fertilizante completa con fórmula de fertilizantes	ciclo										\$
	Funda de aluminio	ciclo										\$
TOTAL INSUMOS	Material de protección	unidad										\$
	Ropa y más materiales de protección	unidad										\$
TOTAL INSUMOS				\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$
TOTAL ALQUILER MAQUINARIA/EQUIPOS	Arado	tarea										\$
				\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$
TOTAL COSTOS VARIABLES (USD/ha)			\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$

COSTOS FIJOS (C.F.)		ACTIVIDADES	UNIDAD	\$	ESTABLECIMIENTO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5	AÑO 6	AÑO 7	AÑO 8	AÑO 9	AÑO 10	TOTAL
		SERVICIO DE TOPOGRAFÍA	Altimetría y planimetría	ha												\$
			Creación de empresa	USD												\$
			operario fijo	USD												\$
			Jefe de producción	USD												\$
			Patente municipal	USD												\$
			Licencia 3	USD/ categoría 1												\$
			Tasa inicial	USD/ categoría 1												\$
			Tasa anual-licencia	USD/ categoría 1												\$
			Análisis previo a la importación de semilla	USD												\$
			Examen de liberación de semilla	USD												\$
			Fitosanitario nacional	USD												\$
			Análisis químico residualidad de THC para liberación de cosecha	USD												\$
			Servicios luz eléctrica	USD												\$
			Mantenimiento de equipos	USD												\$
			Pago a la junta de riego	USD												\$
			Arrendamiento	USD												\$
			Transporte	USD												\$
			Depreciación	USD												\$
			Costo	10 % CV												\$
			Costo	tasa interés %												\$
			TOTAL COSTOS FIJOS (USD/ha)		\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$
			COSTO TOTAL	USD/ha/año	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$	\$
			COSTO UNITARIO	USD/kg												

Coordinación General de Información Nacional Agropecuaria - Dirección de Generación de Datos Agropecuarios DSDA.

9 Bibliografía

- Acero Montoya, M. A. (2022). *Revisión sistemática de actividad antagonista y posible control biológico con levaduras sobre Botrytis cinerea, hongo que afecta los cultivos de Cannabis sativa L.* [Tesis para obtener el título de Magister en Microbiología], Universidad Colegio Mayor de Cundinamarca. <https://repositorio.unicolmayor.edu.co/handle/unicolmayor/6544>
- Acosta, X. (2001). Agroecología del cáñamo. *La Fertilidad de La Tierra*, 6, 29–32. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=2600228>
- Agrios, G. N. (1995). *Fitopatología*. Limusa, México.
- Ahmed, B., Beneš, F., Hajšlová, J., Fišarová, L., Vosátka, M., & Hijri, M. (2023). Enhanced production of select phytocannabinoids in medical Cannabis cultivars using microbial consortia. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1219836.
- Al Ubeed, H. M. S., Bhuyan, D. J., Alsherbiny, M. A., Basu, A., & Vuong, Q. V. (2022). A Comprehensive Review on the Techniques for Extraction of Bioactive Compounds from Medicinal Cannabis. *Molecules (Basel, Switzerland)*, 27(3), 604. <https://doi.org/10.3390/molecules27030604>
- Almeida, P. I. (2022). *Situación actual para la producción del cultivo Cáñamo (Cannabis sativa) en Ecuador*. [Componente práctico del examen de grado de carácter complejo para la obtención del título de Ingeniero Agrónomo], Universidad Técnica de Babahoyo. <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/13299>
- Álvarez-García, J.-A., Santoyo, G., & Rocha-Granados, M. del C. (2020). Pseudomonas fluorescens: Mecanismos y aplicaciones en la agricultura sustentable. *Revista Latinoamericana De Recursos Naturales*, 16(1), 01-10. <https://revista.itson.edu.mx/index.php/rlrn/article/view/286>
- Amaducci, S., et al. (2016). A review of hemp cultivation and processing for industrial and medicinal purposes. *Industrial Crops and Products*, 87, 17-36.
- Anderson, M., Brym, S. L. and Pearson, B. J. (2021). Evaluation of substrate composition and exogenous hormone application on vegetative propagule rooting success of essential oil hemp (Cannabis sativa L.). *Plos One*, 16(7), e0249160.
- Andre, C., et al. (2016). Hemp (Cannabis sativa L.) for fiber and seed production. *Field Crops Research*, 187, 1-17.
- Ángeles López, G. E., Brindis, F., Cristians Niizawa, S., & Ventura Martínez, R. (2014). Cannabis sativa L., una planta singular. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 45(4), 1-6.
- Andrés, M.F. (2002). Comparación de métodos físicos, químicos y culturales para el control del nematodo endoparásito Ditylenchus dipsaci en el cultivo del ajo de Castilla-La Mancha. *Revista Profesional de Sanidad Vegetal*, (138), 109-111.
- Andrés, M. F. (2000). Estrategias en el control y manejo de nematodos fitoparásitos. *Ciencia y Medio Ambiente*, 221-227.
- Arcos, M. (2023). *Optimización de la solución nutritiva Steiner a diferentes concentraciones en flor de cáñamo medicinal (Cannabis sativa L.) var. Cherry Oregon, bajo invernadero*. Sangolquí, Ecuador. [Tesis previo a la obtención del título de Ingeniero Agropecuario], Universidad de las Fuerzas Armadas - ESPE.
- Babaei, M., & Ajdarian, L. (2020). Screening of different Iranian ecotypes of cannabis under water deficit stress. *Scientia Horticulturae*, 260, 108904. <https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2019.108904>
- Bajić, I., Pejić, B., Sikora, V., Kostić, M., Ivanovska, A., Pejić, B., & Vojnov, B. (2022). The Effects of Irrigation, Topping, and Interrow Spacing on the Yield and Quality of Hemp (Cannabis sativa L.) Fibers in Temperate Climatic Conditions. *Agriculture*, 12(11), 1923. <https://doi.org/10.3390/AGRICULTURE12111923>

- Bayona, C., & Camacho, Y. (2023). *Evaluación del manejo integrado de riego y fertilización (MIRFE) en la producción de flor seca de Cannabis sativa en ambientes controlados tipo invernadero*. [Tesis previo la Obtención del Título de Agrónomo], Universidad Nacional Abierta y a Distancia. <https://repository.unad.edu.co/bitstream/handle/10596/60084/Cabayonaf.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Begg, J. & Buller, C. (1995). *Una evaluación del cáñamo como planta de cultivo económica en Australia*. Informe para el Centro de Investigación Cooperativa para la Ciencia Vegetal.
- Bendaña, G. (2022). Cáñamo: Agroindustria con gran potencial en Nicaragua. *Revista de Temas Nicaragüenses Edición*, 176, 21–31.
- Bevan, L., Jones, M., & Zheng, Y. (2021). Optimisation of Nitrogen, Phosphorus, and Potassium for Soilless Production of Cannabis sativa in the Flowering Stage Using Response Surface Analysis. *Frontiers in Plant Science*, 12, 764103. <https://doi.org/10.3389/FPLS.2021.764103/BIBTEX>
- Berrueta, C., Grasso, R., Dogliotti, S., Scarlato, M., Alliaume, F., Machado, D., & Manzoni, A. (2024). *Manejo eficiente de la fertirrigación en el cultivo de tomate bajo invernáculo*. Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria. Uruguay.
- Biederman, T. B., & Eldor, M. (2009). The charcoal effect: Denitrification, microbial activity, and N₂O flux in charcoal-amended soil. *Journal of Environmental Quality*, 38(4), 1279–1286.
- Boonsongcheep, P. & Pongkitwitoon, B. (2020). Factors affecting micropropagation of Cannabis sativa L.: A review. *Pharm Sci Asia*, 47 (1), 21-29 DOI:10.29090/psa.2020.01.019.0030
- Buenrostro Rodríguez, J. F., Covarrubias Prieto, J., Solís Moya, E., Ledesma Ramírez, L., González Figueroa, S. S., Mandujano Bueno, A., Cisneros López, H. C., & Gámez Vázquez, A. J. (2023). Efecto del estrés hídrico sobre el rendimiento, clorofila y biomasa en trigo. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 46(3), 245. <https://doi.org/10.35196/rfm.2023.3.24>
- Buirs, L., & Punja, Z. K. (2024). Integrated management of pathogens and microbes in cannabis sativa L. (cannabis) under greenhouse conditions. *Plants*, 13(6), 786. <https://doi.org/10.3390/plants13060786>
- Bravo, I., Carlos Montoya, J., & Menjivar, J. C. (2013). Retención y disponibilidad de fósforo asociado a la materia orgánica en un Typic Melanudands del departamento del Cauca, Colombia Retention and availability of phosphorus associated with organic matter in a Typic Melanudands of Cauca department, Colombia. *Acta Agronómica*, 62(3), 261–267.
- Braun-Kiewnick, A., Jacobsen, B. J., & Sands, D. C. (2000). Biological Control of Pseudomonas syringae pv. syringae, the Causal Agent of Basal Kernel Blight of Barley, by Antagonistic Pantoea agglomerans. *Phytopathology*, 90(4), 368–375. <https://doi.org/10.1094/phyto.2000.90.4.368>
- Brown, D. T. (Ed.). (1998). *Cannabis: The Genus Cannabis*. University of Portsmouth, UK: OPA (Overseas Publishers Association). ISBN 0-203-30422-5 Master e-book ISBN
- Vírseda, P., Marín-Arroyo, M. R., & Navarro. (2014). Intra-laboratory validation of microplate methods for total phenolic content and antioxidant activity on polyphenolic extracts, and comparison with conventional spectrophotometric methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(1), 204–209. <https://doi.org/10.1002/JSFA.6706>
- Boshi, C. L. & Coremberg, P. F. (2023). *Producción de plantas leñosas ornamentales*. Editorial Facultad de Agronomía de la Universidad de Buenos Aires.
- Cáceres, E., Castro, R., Colinas, M., Juárez, M., Almaraz, J., Ramírez, L., Aguirre, A., Montoya, C., & Montes, O. (2021). Edaphic source and tillage systems on yield and nutritional quality of green bean in Ecuadorian volcanic soils. *Bioscience Research*, 18(4), 3132–3142.

- Cáceres-Acosta, E. A., Aguirre-Flores, A. A., Castro-Brindis, R., Almaraz-Suárez, J. J., Colinas-León, M. T., Juárez-Hernández, Ma. de J., & Montes-Colmenares, R. O. (2024). Efecto de biofertilizantes en el recuento de rizobios e indicadores morfológicos del frijol ejotero (*Phaseolus vulgaris* L.), en Ecuador. *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences*, 40(1), 66-80. <https://doi.org/10.29393/CHJAAS40-7EBER70007>
- Calapaqui Calle, K. A. & Falconí Saá, C. E. (2023). Evaluación del efecto de dos cepas de *Bacillus subtilis* en la promoción de crecimiento del cáñamo. repositorio.espe.edu.ec. https://rraa.cedia.edu.ec/Record/ESPE_267f813067a236d29ac7f1327cd4167d
- Callaway, J. C., et al. (2015). The physiological basis of hemp (*Cannabis sativa* L.) yield variation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(16), 4171-4181.
- ampbell, S. Callaway, J. C., et al. (2015). The physiological basis of hemp (*Cannabis sativa* L.) yield variation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(16), 4171-4181.
- Campbell, L., Naraine, S., & Dusfresne, J. (2019). Phenotypic plasticity influences the success of clonal propagation in industrial pharmaceutical *Cannabis sativa*. *PLoS ONE* 14(3), 1-15. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213434>
- Camacho, E. R., Chong, J.-H., Braman, S. K., Frank, S. D., & Schultz, P. B. (2017). Life History of *Parthenolecanium* spp. (Hemiptera: Coccidae) in Urban Landscapes of the Southeastern United States. *Journal of Economic Entomology*, 110(4), 1668-1675. <https://doi.org/10.1093/jee/tox170>
- Cervantes, J. (2006). *Marijuana Horticulture the indoors/ outdoors medical grower's bible*. Van Petten Publishing.
- Cervantes, J. & Valdés, C. (2015). *Cannabis Nutrient Deficiencies & Excesses*. House of Weed. <https://houseofweed.cl/blogs/cultivo/carencias-excesos-nutrientes-cultivo-cannabis>
- Chaudhuri, & Senapati. (2004). Incidence and Biology of Leaf Miner (*Liriomyza trifolii* Burgess) on Tomato as Influenced by Weather Conditions. *Annals of Plant Protection Sciences*, 22(1), 55-58.
- Chemat, F., Rombaut, N., Sicaire, A. G., Meullemiestre, A., Fabiano-Tixier, A. S., & Abert-Vian, M. (2017). Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, 34, 540-560. <https://doi.org/10.1016/J.ULTSONCH.2016.06.035>
- Cherney, J. H., & Small, E. (2016). Industrial hemp in North America: production, politics and potential. *Agronomy*, 6(4), 58.
- Chiginsky, J., Langemeier, K., MacWilliams, J., Albrecht, T., Cranshaw, W., Fulladolsa, A. C., Kapuscinski, M., Stenglein, M., & Nachappa, P. (2021). First insights into the virus and viroid communities in hemp (*cannabis sativa*). *Frontiers in agronomy*, 3. <https://doi.org/10.3389/fagro.2021.778433>
- Cranshaw, & Hammon. (2013). *Control de saltamontes en huertos y extensiones pequeñas*. Colorado State University <https://extension.colostate.edu/docs/pubs/spanish/05536.pdf>
- Caplan, D., Dixon, M., & Zheng, Y. (2017a). Optimal rate of organic fertilizer during the flowering stage for cannabis grown in two coir-based substrates. *HortScience* 52, 1796-1803. doi: 10.21273/hortsci12401-17
- Caplan, D. M. (2018b). Propagation and root zone management for controlled environment Cannabis production (Doctoral dissertation, University of Guelph).
- Carrazón, J. (2007). *Manual práctico para el diseño de sistemas de minirriego* (A. Conrado, Ed.). Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO).
- Clarke, R., & Lu, X. (1995). The cultivation and use of hemp (*Cannabis sativa* L.) in ancient China. *Journal of the International Hemp Association*, 2(1), 26.

- Chandra, S. Lata, ElSohly, M. (2017) *Cannabis sativa* L. - Botany and Biotechnology. Springer. DOI 10.1007/978-3-39-54564-6
- Chandra, S., Lata, H., y ElSohly, M. A. (2020). Propagation of cannabis for clinical research: an approach towards a modern herbal medicinal products development. *Frontiers in plant science*, 11, 477370.
- Cheng, X., Deng, G., Su, Y., Liu, J. J., Yang, Y., Du, G. H., Chen, Z. Y., & Liu, F. H. (2016). Protein mechanisms in response to NaCl-stress of salt-tolerant and salt-sensitive industrial hemp based on iTRAQ technology. *Industrial Crops and Products*, 83, 444-452. <https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2015.12.086>
- Chilito Guzmán, M. Y. (2023). *Evaluación del Comportamiento de las Variedades FT50 y FT70 de Cannabis sativa L. no psicoactivo, Bajo Condiciones Semi Controladas y a Libre Exposición en la Vereda Juncal Bajo del Municipio de Campoalegre-Huila*. [Tesis previo la obtención del título de Agrónomo], Universidad Nacional Abierta y a Distancia. <https://repository.unad.edu.co/handle/10596/56739>
- Chow, J. L. (2016). II. Sección 2 Cálculo de requerimientos de riego. https://www.riego.elesteliano.com/ayuda/Fto2-Requerimientos_de_riego.htm
- Claudio Pruna, D. R. (2023). *Efecto de Bacillus subtilis en la promoción de crecimiento vegetal y de enfermedades en rizosfera de plantas de cáñamo (Cannabis sativa)*. [Tesis previo la Obtención del título de Ingeniero Agropecuario], Universidad Técnica de Cotopaxi. <https://dspace.utc.edu.ec/handle/27000/11646>
- Chiriboga, H., Gómez, G., & Garcés, K. (2015). *Protocolo para formulación y aplicación del bio-insumo: Trichoderma spp. para el control biológico de enfermedades*. IICA. <https://repositorio.iica.int/bitstream/handle/11324/2647/BVE17038725e.pdf;jsessionid=C855FE3D8CAEC3C7FA30DFD6FE738AE5?sequence=1>
- Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF). (2015). disponible en: https://www.ippc.int/static/media/files/publication/es/2016/01/DP_08_2015_Es_2016-01-29.pdf
- Coolong, T., Cassity-Duffey, K., & Joy, N. (2023). Role of planting date on yield and cannabinoid content of day-neutral and photoperiod-sensitive hemp in Georgia, USA. *HortTechnology*, 33(1), 138-145.
- Corredor-Perilla, I. C., Cuervo Andrade, J. L., Olejar, K. J., & Park, S. H. (2023). Beneficial properties of soil bacteria from Cannabis sativa L.: Seed germination, phosphorus solubilization and mycelial growth inhibition of Fusarium sp. *Rhizosphere*, 27, 100780. <https://doi.org/10.1016/J.RHISPH.2023.100780>
- Crispim Massuela, D.; Hartung, J.; Munz, S.; Erpenbach, F.; Graeff-Hönniger, S. (2022). Impact of Harvest Time and Pruning Technique on Total CBD Concentration and Yield of Medicinal Cannabis. *Plants*, 11, 140. <https://doi.org/10.3390/plants11010140>
- Cruz, A. (2022). *Enfermedad de amplia distribución en climas templados: la agalla de la corona en los frutales*. Instituto de Investigaciones Agropecuarias <https://biblioteca.inia.cl/server/api/core/bitstreams/91839fc9-eac2-4e20-bf8c-d821033f1dce/content>
- Danlami, J. M., Arsad, A., Ahmad Zaini, M. A., & Sulaiman, H. (2014). A comparative study of various oil extraction techniques from plants. *Reviews in Chemical Engineering*, 30(6), 605-626.
- Danziger, N. Bernstein, N. (2021) Light matters: Effect of light spectra on cannabinoid profile and plant development of medical cannabis (cannabis sativa L.). *Industrial Crops and Products*, 164. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2021.113351>
- Das, P. C., Vista, A. R., Tabil, L. G., & Baik, O. D. (2022). Postharvest operations of cannabis and their effect on cannabinoid content: A review. *Bioengineering*, 9(8), 364.

- Di Mola, I., Conti, S., Cozzolino, E., Melchionna, G., Ottaiano, L., Testa, A., Sabatino, L., Roupheal, Y., & Mori, M. (2021). Plant-based protein hydrolysate improves salinity tolerance in hemp: Agronomical and physiological aspects. *Agronomy*, 11(2). <https://doi.org/10.3390/AGRONOMY11020342>
- Dimitriev V. L., Shashkarov L. G., Yeliseeva, L. V., Yeliseev, I. P., Yakovleva M.I. y A. V. Chernov. (2022). Features of the heterosis manifestation in monoecious hybrids of cannabis-free hemp and their resistance to adverse environmental conditions. *IOP Conf. Ser.: Earth Environ. Sci.* 981, 022013 DOI 10.1088/1755-1315/981/2/022013
- Dumigan, C. R., & Deyholos, M. K. (2024). Soil and seed both influence bacterial diversity in the microbiome of the Cannabis sativa seedling endosphere. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1326294. <https://doi.org/10.3389/FPLS.2024.1326294/BIBTEX>
- Eichhorn S, Wu, B. Rufyikiri, A. Macpherson, S. Lefsrud, M. (2019) An update on plant photobiology and implications for Cannabis production. *Frontier Plant Science*, Vol. 10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00296>
- Elad, Y., & Kirshner, B. (1992). Calcium reduces Botrytis cinerea damages to plants of Ruscus hypoglossum. *Phytoparasitica; Israel Journal of Plant Protection Sciences*, 20(4), 285-291. <https://doi.org/10.1007/bf02980849>
- ElSohly M, Waseem G. Constituents of Cannabis Sativa. In: Pertwee RG, editor. *Handbook of Cannabis*. Oxford United Kingdom: Oxford University Press; 2014.p. 3-22.
- Escobar, H. L. (2022). "Regulación Normativa Del Uso Del Cáñamo Y Sus Derivados, Para Fines Industriales". Universidad Andina Del Cusco.
- Escuer, M. (1998). Nematodos del género Ditylenchus de interés fitopatológico. *Boletín de sanidad vegetal*, 24, 773-786.
- Espinosa, J., Moreno, J., & Bernal, G. (2018). *The Soils of Ecuador* (J. Espinosa, J. Moreno, & G. Bernal, Eds.). Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-25319-0>
- Falguni, P., Sonil, N., Shobhangam, M., Ajay K, D., Vivek, K., Senthil, P. & Satyanarayan, N. (2022). Cannabis: Chemistry, extraction and therapeutic applications. *Chemosphere*, 289,133012. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.133012>.
- Fang, S., Hou, X., & Liang, X. (2021). Response Mechanisms of Plants Under Saline-Alkali Stress. *Frontiers in Plant Science*, 12. <https://doi.org/10.3389/FPLS.2021.667458>
- Fassio, A., Rodríguez, M. J., & Ceretta, S. (2013). Cáñamo (Cannabis Sativa L.). Montevideo, Uruguay: Boletín de Divulgación N° 103. INIA.
- Feng, X., Kyotani, M., Dubrovsky, S., & Fabritius, A.-L. (2019). First Report of 'Candidatus Phytoplasma trifolii' Associated with a Witches' Broom Disease in Cannabis sativa in Nevada, U.S.A. *Plant Disease*, 103(7), 1763. <https://doi.org/10.1094/pdis-01-19-0098-pdn>
- Fike, J. H., Darby, H., Johnson, B. L., Smart, L., & Williams, D. W. (2020). Industrial hemp in the USA: a brief synopsis. *Sustainable agriculture reviews*, 42: Hemp production and applications, 89-109.
- Flajšman, M., Slapnik, M., y Murovec, J. (2021). Production of feminized seeds of high CBD Cannabis sativa L. by manipulation of sex expression and its application to breeding. *Frontiers in plant science*, 12, 718092.
- Frank, M., Rosenthal, E. (2009). *Marijuana Grower's Handbook: Your complete guide for medical and personal marijuana cultivation*. California (USA). Ed Rosenthal.
- Folina, A. Kakabouki, I. Tourkochorit, E. Roussis, I. Harry Pateroulakis, H. Bilalis, D. (2020) Evaluation of the Effect of Topping on Cannabidiol (CBD) Content in Two Industrial Hemp (Cannabis sativa L.) Cultivars. *Bulletin UASVM Horticulture* 77(1). DOI:10.15835/buasvmcn-hort: 2019.0021

- Fullner, K. J., & Nester, E. W. (1996). Temperature affects the T-DNA transfer machinery of *Agrobacterium tumefaciens*. *Journal of Bacteriology*, 178(6), 1498-1504. <https://doi.org/10.1128/jb.178.6.1498-1504.1996>
- Gakegne & Martínez. (2019). Eficacia de dos biofungicidas para el manejo en campo del Tizón temprano (*Alternaria solani* Sorauer) de la papa (*Solanum tuberosum* L.). *Revista de Protección Vegetal*, 34(1). E-pub.
- Gergerich, R. & Dolja, V. (2008). Introducción a los Virus Vegetales, el Enemigo Invisible. *Plant Health Instructor*, 8. <https://doi.org/10.1094/phi-i-2008-0122-01>
- Galarraga, F. (2018). Re-Conociendo a los derivados de cannabis medicinal. *Boletín Farmacológico*, 1-10.
- García, J. (2016). Ensayo de variedades de cáñamo en la vega Baja del Segura. Trabajo de grado en ingeniería Agroalimentaria y Agroambiental. Orihuela, España: Universidad Miguel Hernández.
- García-Pedroza, P., Valdez-Rodríguez, D., & Vázquez-Hernández, J. (2022). Control biológico de los hongos fitopatógenos *Alternaria* y *Fusarium* con *Bacillus subtilis* y *Bacillus pumilus* in vitro e in vivo en plantas de jitomate. [Proyecto de aplicación profesional], Universidad Jesuita de Guadalajara. <https://rei.iteso.mx/items/78fa4abb-5fb7-4df8-9110-06fb3a99f687>
- García Blázquez, L. (2022). Estudio técnico sobre la mejora del contenido en cannabidiol en *Cannabis sativa* L. [Tesis de Maestría en Ingeniería Agronómica], Universidad Politécnica de Madrid. <https://oa.upm.es/72074/>
- Garrido, M. J., & Brito, M. (2016). Transmisión de virus de plantas por coleópteros. *Revista Facultad Ciencias Agrícolas*, 42(2), 61-74.
- Gallegos Hurtado, R. (2021). Factores de riesgo para el consumo de *Cannabis Sativa* en estudiantes del Centro de Estudios Pre Universitario Pardo Cusco, 2020. Universidad de Chile. <https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/6464169>
- Gill, A. R., Loveys, B. R., Cavagnaro, T. R., & Burton, R. A. (2023). The potential of industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) as an emerging drought resistant fibre crop. *Plant and Soil*, 493(1-2), 7-16. <https://doi.org/10.1007/S11104-023-06219-9/TABLES/2>
- Giladi, Y., Hadad, L., Luria, N., Cranshaw, W., Lachman, O., & Dombrovsky, A. (2020). First report of beet curly top virus infecting *Cannabis sativa* in western Colorado. *Plant Disease*, 104(3), 999-999.
- Gómez, M., Chica, F., & Correa-Londoño, G. (2023). Comportamiento agronómico de seis genotipos *Cannabis* sp. no psicoactivo bajo invernadero, en el intertrópico andino alto de Colombia. *Ciencia Tecnología Agropecuaria*, 24(1), e2698. https://doi.org/10.21930/RCTA.VOL24_NUM1_ART:2698
- Gomez-Galvan, E., et al. (2015). Biochar amendment induces changes in soil microbial activity and nitrogen dynamics in an agricultural soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 88, 86-96.
- González, C. E., Gayoso, D. S., Salinas, A., Bich, G. A., & Castrillo, M. L. (2023). Primer revelamiento de hongos aislados de suelos e insectos plaga asociados a cultivos orgánicos de cáñamo industrial (*Cannabis sativa* L.) en Paraguay. *Investigaciones y Estudios - UNA*, 14(1), 105-111. <https://doi.org/10.57201/ieuna2313332>
- Green, G., Kryptonite, S., Chimera, B., y Ralpheme, R. (2001). *The cannabis grow bible*. Greg Green Press.
- Growealth, (2021). Everything You Need To Know About Marijuana Plant Stages. Disponible en: <https://growealth.com/blogs/articles/everything-you-need-to-know-about-marijuana-plant-stages>
- Grunwald, D. J., MacWilliams, J., Hackenberg, L., Stroschein, S., Rioux, R., Nachappa, P., & Ellison, S. (2024). A multiplex RT-PCR for the detection of three viruses and one viroid infecting hemp. *PhytoFrontiers™*, PHYTOFR-02.
- Gutiérrez Zavala, Á., Ledesma Rivero, L., García García, I., & Grajales Castillejos O. (2007). Capacidad antioxidante

- Gill, A. R., Loveys, B. R., Cavagnaro, T. R., & Burton, R. A. (2023). The potential of industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) as an emerging drought resistant fibre crop. *Plant and Soil*, 493(1-2), 7-16. <https://doi.org/10.1007/S11104-023-06219-9/TABLES/2>
- Giladi, Y., Hadad, L., Luria, N., Cranshaw, W., Lachman, O., & Dombrovsky, A. (2020). First report of beet curly top virus infecting *Cannabis sativa* in western Colorado. *Plant Disease*, 104(3), 999-999.
- Gómez, M., Chica, F., & Correa-Londoño, G. (2023). Comportamiento agronómico de seis genotipos *Cannabis* sp. no psicoactivo bajo invernadero, en el intertrópico andino alto de Colombia. *Ciencia Tecnología Agropecuaria*, 24(1), e2698. https://doi.org/10.21930/RCTA.VOL24_NUM1_ART:2698
- Gomez-Galvan, E., et al. (2015). Biochar amendment induces changes in soil microbial activity and nitrogen dynamics in an agricultural soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 88, 86-96.
- González, C. E., Gayoso, D. S., Salinas, A., Bich, G. A., & Castrillo, M. L. (2023). Primer revelamiento de hongos aislados de suelos e insectos plaga asociados a cultivos orgánicos de cáñamo industrial (*Cannabis sativa* L.) en Paraguay. *Investigaciones y Estudios - UNA*, 14(1), 105-111. <https://doi.org/10.57201/ieuna2313332>
- Green, G., Kryptonite, S., Chimera, B., y Ralpheme, R. (2001). *The cannabis grow bible*. Greg Green Press.
- Growealth, (2021). Everything You Need To Know About Marijuana Plant Stages. Disponible en: <https://growealth.com/blogs/articles/everything-you-need-to-know-about-marijuana-plant-stages>
- Grunwald, D. J., MacWilliams, J., Hackenberg, L., Stroschein, S., Rioux, R., Nachappa, P., & Ellison, S. (2024). A multiplex RT-PCR for the detection of three viruses and one viroid infecting hemp. *PhytoFrontiers™*, PHYTOFR-02.
- Gutiérrez Zavala, Á., Ledesma Rivero, L., García García, I., & Grajales Castillejos O. (2007). Capacidad antioxidante total en alimentos convencionales y regionales de Chiapas, México. *Revista Cubana de Salud Pública*, 33(1), 0-0. <https://doi.org/10.1590/s0864-34662007000100008>.
- Gutiérrez Caiza, N. L., & Vallejo Vaca, M. E. (2023). Evaluación de cinco láminas de riego en el cultivo de cannabis (*Cannabis* sp.) bajo invernadero en el Campus Salache-UTC, cantón Latacunga, provincia de Cotopaxi, 2022-2023. [Tesis previo la obtención del título de Ingeniero Agrónomo], Universidad Técnica de Cotopaxi.
- Haddad, P. E., Leite, L. G., Lucon, C. M. M., & Harakava, R. (2017). Selection of *Trichoderma* spp. strains for the control of *Sclerotinia sclerotiorum* in soybean. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, 52(12), 1140-1148. <https://doi.org/10.1590/s0100-204x2017001200002>
- Halstead, M., Garfinkel, A., Marcus, T., Hayes, P., y D. Carrijo. (2023). Hemp Growth in Vitro and in Vivo: A Comparison of Growing Media and Growing Environments across 10 Accessions. *HortScience*, 57(9), 1041-1047. DOI:10.21273/HORTSCI116651-22
- Hanna Colombia. (n.d.). Caracterización y parámetros de suelos para el cultivo de cannabis medicinal. Hanna Colombia. <https://www.hannacolombia.com/blog/post/514/caracterizacion-y-parametros-suelos-para-el-cultivo-cannabis-medicinal>
- Hartmann, H. T., Kester, D., Davis, F. & Geneve, R. (2014). *Hartmann & Kester's plant propagation: principles and practices* (8th Edition). England. Pearson Education Limited. ISBN 13: 978-1-292-02088-4
- Hernández, Leonel, Ramírez-Suárez, Angel, Alcasio-Rangel, Salomé, López-Buenfil, José Abel, & Medina-Gómez, Edgar. (2017). Detection, identification and phylogenetic inference of the stem nematode *Ditylenchus dipsaci* (Kuhn) filipjev (Nematoda:Anguinidae) affecting alfalfa *Medicago sativa* L. in Jalisco, Mexico. *Revista mexicana de fitopatología*, 35(3), 377-396. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1703-8>

- Hicks, E., Bienkowski, D., Braithwaite, M., Mclean, K., Falloon, R., & Stewart, A. (2014). Trichoderma strains suppress Rhizoctonia diseases and promote growth of potato. *Phytopathologia Mediterranea*, 53(3), 502-514. <http://www.jstor.org/stable/43871802>
- Hogenboom, G. J., et al. (2015). Hemp (*Cannabis sativa* L.) for fiber and seed production in Europe: Current status and challenges. *Industrial Crops and Products*, 75, 209-223.
- Holmes, J., Lung, S., Collyer, D., y Z. Punja. (2021). Variables Affecting Shoot Growth and Plantlet Recovery in Tissue Cultures of Drug-Type *Cannabis sativa* L. *Front Plant Sci.* 21(12), 732344. DOI: 10.3389/fpls.2021.732344.
- Huayanay Buleje, N. Y. (2024). Proceso productivo de especies ornamentales (*Duranta erecta* 'Lemon' y *Duranta erecta* 'Golden Edge') para comercialización. [Tesis de Grado], Universidad Nacional Agraria La Molina. lamolina.edu.pe
- Hu, H., Liu, H., & Liu, F. (2018). Seed germination of hemp (*Cannabis sativa* L.) cultivars responds differently to the stress of salt type and concentration. *Industrial Crops and Products*, 123, 254-261. <https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2018.06.089>
- INEC. (2021). Encuesta de Producción Agropecuaria-ESPAC. Obtenido de <https://www.ecuadorencifras.gob.ec/estadisticas/>
- Ioannidis, K., Tomprou, I., & Mitsis, V. (2022). An alternative In vitro propagation protocol of cannabis sativa L. (*Cannabaceae*) presenting efficient rooting, for commercial production. *Plants*, 11(10), 1333.
- Jerushalmi, S., Maymon, M., Dombrovsky, A., & Freeman, S. (2020). Fungal pathogens affecting the production and quality of medical cannabis in Israel. *Plants*, 9(7), 882. <https://doi.org/10.3390/plants9070882>
- Jiménez Lara, A. D. (2022). Alternativas de manejo para la araña roja (*Tetranychus urticae*), en el cultivo de cáñamo (*Cannabis sativa*. [Tesis de Grado], Universidad Técnica de Babahoyo. <https://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/11331>
- Jiménez, E. (2009). Métodos de Control de Plagas. Universidad Nacional Agraria. Nicaragua. <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENH10J61me.pdf>
- Jiménez-Delgadillo, Rocío, Valdés-Rodríguez, Silvia Edith, Olalde-Portugal, Víctor, Abraham-Juárez, Rosario, & García-Hernández, José Luis. (2018). Efecto del pH y la temperatura sobre el crecimiento y actividad antagonista de *Bacillus subtilis* sobre *Rhizoctonia solani*. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 36 (2), 256-275. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1711-3>
- Jin, D., Jin, S. & Chen, J. (2019) Cannabis Indoor Growing Conditions, Management Practices, and Post-Harvest Treatment: A Review. *American Journal of Plant Sciences*, 10, 925-946. doi: 10.4236/ajps.2019.106067.
- Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., & Bello-Amez, S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencia de su uso en la agricultura. *Idesia (Arica)*, 24(1), 49-61.
- Kakabouki, I., Mavroeidis, A., Tataridas, A., Kousta, A., Efthimiadou, A., Karydogianni, S., Katsenios, N., Roussis, I., y Papastylianou, P. (2021). Effect of *Rhizophagus irregularis* on growth and quality of *Cannabis sativa* seedlings. *Plants*, 10(7), 1333. doi: 10.3390/plants10071333
- Karila L, Roux P & Rolland B. (2014). Acute and long-term effects of cannabis of cannabis use review. *Curr Pharms Des*, 20(25): 4112-8.
- Kingsley, S. (2024). Microbial Ecology of Controlled Environment Cannabis Cultivation Facilities. The University of Guelph.
- Kodym, A. y C. Leeb. (2019). Back to the roots: protocol for the photoautotrophic micropropagation of medicinal Cannabis. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, 138, 399-402. DOI: 10.1007/s11240-019-01635-1



- Kratz, J., García de Palau, M., & Peguero, B. (2018). Manual sobre cannabis medicinal. Barcelona España: Kalapa Clinic SL.
- Kumar, N., & Reddy, M. P. (2011). In vitro plant propagation: a review. *Journal of forest and environmental science*, 27(2), 61-72.
- LABOMERSA. (2022). El cannabis y sus avances en el Ecuador. Obtenido de <https://labomersa.com/2022/04/16/el-cannabis-y-sus-avances-en-el-ecuador/>
- Laird, D. A., Fleming, P., Davis, D. D., Horton, R., Wang, B., & Karlen, D. L. (2010). Impact of biochar amendments on the quality of a typical Midwestern agricultural soil. *Geoderma*, 158(3-4), 443-449.
- Langa, S., Magwaza, L. S., Mditshwa, A., & Tesfay, S. Z. (2024). Characterization of cannabis varieties and the intrinsic and extrinsic factors affecting cannabis germination and seedling establishment: A descriptive review. *Industrial Crops and Products*, 208, 117861. <https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2023.117861>
- de inversión paso a paso. Quito, Ecuador. 280 p.
- Lata, H., Chandra, S., Techen, N., Khan, I. A., y M. El Sohly. (2016). In vitro mass propagation of Cannabis sativa L.: A protocol refinement using novel aromatic cytokinin meta-topolin and the assessment of eco-physiological, biochemical and genetic fidelity of micropropagated plants. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 3(1), 18-26. DOI:10.1016/j.jarmap.2015.12.001
- Lazarjani, M.P., Young, O., Kebede, L. et al. (2021). Processing and extraction methods of medicinal cannabis: a narrative review. *J. Cannabis Res.*, 3, 32. <https://doi.org/10.1186/s42238-021-00087-9>
- León-Reyes, A. (2022). Memorias del V Simposio en Fitopatología, Control Biológico e Interacciones Planta-Patógeno. *Archivos Académicos USFQ*, 40. <https://revistas.usfq.edu.ec/index.php/archivosacademicos/article/view/2724/3535>
- Leyva Lopez, Norma Elena & Ochoa-Sánchez, Juan & Aviña-Padilla, Katia & Martínez-Soriano, Juan. (2006). Fitoplasmas, patógenos mínimos de plantas. Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Guadalajara.
- Lisson, S. N. (1998). Una evaluación integrada del cáñamo (*Cannabis sativa* L.) y el lino (*Linum usitatissimum* L.) como fuentes de fibra para la producción de papel de periódico. [Tesis doctoral], Universidad de Tasmania.
- Li, ChenYi & Su, TsongHong. (2003). Effects of temperature on development of the hemispherical scale, *Saissetia coffeae* (Walker) (Homoptera: Coccidae), and its occurrence on cycad (*Cycas taiwanian* Carr.). *Formosan Entomologist*, 22(1) 65-74.
- Long, T., Wagner, M., Demske, D., Leipe, C., & Tarasov, P. E. (2017). Cannabis in Eurasia: origin of human use and Bronze Age trans-continental connections. *Vegetation History and Archaeobotany*, 26, 245-258.
- López, G. E., Brindis, F., Niizawa, S. C., & Martínez, R. V. (2014). Cannabis sativa L., una planta singular. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 45(4).
- Lubell-Brand, L., Kurtz, E. y M. Brand. (2021). An In Vitro-Ex Vitro Micropropagation System for Hemp, *Hort technology* 199-207. DOI:10.21273/HORTTECH04779-20
- Lujan Ramirez, C., Fanovich, M. A., Churio, M. S. (2019). Cannabinoids: Extraction Methods, Analysis, and Physicochemical Characterization. *Studies in Natural Products Chemistry*, 61, 143-173.
- Lyu, D., Backer, R., Robinson, W. G., & Smith, D. L. (2019). Plant Growth-Promoting Rhizobacteria for Cannabis Production: Yield, Cannabinoid Profile and Disease Resistance. *Frontiers in Microbiology*, 10. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2019.01761/FULL>
- Maidana, G. A. (2020). Reformas legales sobre el cultivo y uso del cáñamo industrial. Universidad Siglo 21.
- Malabadi, R. B., Kolkar, K. P., Chalannavar, R. K., Munhoz, A. N. R., Abdi, G., & Bajinath, H. (2023). Cannabis sativa: Dioecious into Monoecious plants influencing sex determination.

- International Journal of Research and Innovations in Applied Science (IJRIAS), 8(7), 82-91.
- Martínez, B., Infante, Danay, & Reyes. (2013). *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. *Revista de Protección Vegetal*, 28(1), 1-11.
- Marini, D., Maeso, D., Bustamante, A., & Prieto, H. (2020). Estado del arte de la plataforma regional para la prevención y detección precoz de enfermedades cuarentenarias en frutales en América Latina y el Caribe. FONTAGRO.
- McLeod, A., Vining, K., Hoskins, T., y Contreras, R. (2022). Impact of indole-3-butyric acid concentration and formulation and propagation environment on rooting success of '13'hemp by stem cuttings. *HortTechnology*, 32(3), 321-324.
- Mcpartland, J. M. (2019). A review of Cannabis diseases. *Journal of the International Hemp Association*, 3(1), 19-23
- McPartland, J. M., Clarke, R. C., & Watson, D. P. (2000). *Hemp diseases and pests: management and biological control: an advanced treatise*. CABI.
- McPartland, J. M. (1996). A review of Cannabis diseases. *Journal of the International Hemp Association*, 3(1), 19-23.
- Méndez Leiva, William, Arauz, Luis Felipe, & Ríos, Rodrigo. (2010). Evaluación de fungicidas convencionales e inductores de resistencia para el combate de Mildió Velloso (*Pseudoperonospora cubensis*) en melón (*Cucumis melo*). *Agronomía Costarricense*, 34(2), 153-164.
- Merino, J., Samaniego, I., López, D., Viera, W., Mejía, P., Jaramillo, P., Viteri, P., & Gaona, P. (2024). Yield and content of cannabidiol (CBD) and tetrahydrocannabinol (THC) in medicinal cannabis (*Cannabis sativa*) grown in the Ecuadorian highlands. *Manglar*, 21(1), 107-113. <https://doi.org/10.57188/manglar.2024.011>
- Mestinsek, S., Svetik, S., Flajšman M. y Murovec M. (2020). In vitro tissue culture and genetic analysis of two high-CBD medical cannabis (*Cannabis sativa* L.) breeding lines. *Genetika*, 52(3), 925-941 DOI: 10.2298/GENSR2003925M
- Millas, P. & France, A. (2017). Agallas del cuello en arándano. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. <https://biblioteca.inia.cl/server/api/core/bitstreams/91f42846-2ee2-4d39-8f1a-484bd7a987b4/content>
- Mina Mina, J. D., Oviedo Llanos, L. F., & Zambrano Rodríguez, I. R. (2022). Propuesta para el aseguramiento de las buenas prácticas agrícolas y operacionales en la producción del cáñamo de Minka Biotec SAS. [Trabajo final para la obtención de la especialización en Gerencia de Producción y Productividad], Universidad El Bosque. <https://hdl.handle.net/20.500.12495/9837>
- Miotti, N., Passera, A., Ratti, C., Dall'Ara, M., & Casati, P. (2023). A Guide to Cannabis Virology: From the Virome Investigation to the Development of Viral Biotechnological Tools. *Viruses*, 15(7), 1532. <https://doi.org/10.3390/v15071532>
- Miranda, J. (2004). *Gestión de proyectos: evaluación financiera, económica social ambiental*. Cuarta edición. Bogotá: MM editores. 438 p.
- Mishchenko, S., Mokher, J., Laiko, I., Burbulis, N., Kyrychenko, H., & Dudukova, S. (2017). Phenological growth stages of hemp (*Cannabis sativa* L.): codification and description according to the BBCH scale. *ŽEMĖS ŪKIO MOKSLAI*, 24(2), 31-36.
- Missouri Botanical Garden. 2013. *Cannabis sativa* L. <http://www.tropicos.org/Name/21302042>. Acceso 09 Ene 2025.
- Mokate K. M. (2004), "Evaluación Financiera de Proyectos de Inversión". Segunda Edición, Ed. Alfaomega -Uniandes, Colombia, pp. 138-181.
- Molina Mercader, G., Zaldúa Flores, S., González Vargas, G., & Sanfuentes Von, E. (2006). Selección de hongos antagonistas para el control biológico de *Botrytis cinerea* en viveros forestales en Chile. *Bosque (Valdivia)*, 27(2). <https://doi.org/10.4067/s0717-92002006000200007>
- Moliterni, V.M.C., Cattivelli, L., Ranalli, P. et al. (2004). The sexual differentiation of *Cannabis sativa* L.: A morphological and molecular study. *Euphytica*, 140, 95-106. <https://doi.org/10.1007/s10681-004-4758-7>



- Monthony, A., Page, S., Hesami, M. y A. Jones. (2021). The Past, Present and Future of Cannabis sativa. Tissue Culture. Plants, 10, 185. DOI: 10.3390/plants10010185
- Morin-Crini, N., Loiacono, S., Placet, V., Torri, G., Bradu, C., Kostić, M., Cosentino, C., Chagnet, G., Martel, B., Lichtfouse, E., & Crini, G. (2019). Hemp-based adsorbents for sequestration of metals: a review. Environmental Chemistry Letters, 17(1), 393–408. <https://doi.org/10.1007/S10311-018-0812-X/METRICS>
- Morocho, N., Mazón, M., & Ruiz, J. (2020). Presencia de Phyllophaga spp. (Coleoptera: Scarabaeidae) y hongos entomopatógenos potenciales para su control biológico en sistemas agrícolas de Saraguro (Loja, Ecuador). Revista del Centro de Estudio y Desarrollo de la Amazonia, 10(2), 51–56.
- Moscoso, M. A. P., Yzquierdo, G. A. R., & Vásquez, M. B. (2022). Identificación y caracterización de enfermedades en Cannabis sativa L. Temas Agrarios, 27(1), 245–257.
- NIH. (2024). Virus. National Human Genome Research Institute.
- Nombela, G., Navas, A., & Bello, A. (1985). Ditylenchus dipsaci en los cultivos de leguminosas y cereales de la Región Central. Bol. Serv. Plagas, 11, 205–216.
- Norma Técnica Específica de Producción Integrada Del Cultivo Del Cáñamo Industrial En La Comunidad Autónoma de Extremadura, Pub. L. No. 213, DOE NÚMERO 213 56239 (2023). <https://doe.juntaex.es/pdfs/doe/2023/2130o/23050193.pdf>
- Ordax, M. (2008). Supervivencia de Erwinia amylovora en condiciones de estrés: influencia de la presencia de cobre y la limitación de nutrientes. [Tesis Doctoral], Universidad Politécnica de Valencia. <http://hdl.handle.net/10251/2283>
- Ortega Cevallos, B. (2022). Manejo del cultivo de cáñamo (Cannabis sativa) para fines medicinales. [Examen de carácter complejo previo la obtención del título de Ingeniero Agropecuario], Universidad Técnica de Babahoyo. <https://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/13369>
- Ortega-Arenas, L. D. & Ruiz, V. E. C. (2020). Moscas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) en México: estatus, especies, distribución e importancia. Dugesiana, 27(1), 37–54. <https://doi.org/10.32870/dugesiana.v27i1.7095>
- Ortiz-Delvasto, N., Garcia-Gomez, P., Carvajal, M., & Bárzana, G. (2024). Aquaporins-mediated water availability in substrates for cannabis cultivation in relation to CBD yield. Plant and Soil, 495(1–2), 469–485. <https://doi.org/10.1007/S1104-023-06341-8/FIGURES/7>
- Owen, L. C. (2023). Pollen Quality, Storage, Breeding, and Cytology of Cannabis Sativa L. North Carolina State University.
- Pachón, A., Molano, J., Reyes, L., Valderrama, J., & Salazar, J. (2021). Diagnóstico de las condiciones agroecológicas requeridas por los cultivos de cannabis medicinal en Colombia. Universidad EAN.
- Padilla Santana, D. A. (2024). Cultivos de cannabis, una aproximación a su impacto ambiental. [Tesis de Maestría], Universidad Andina Simón Bolívar.
- Page, S., Monthony, A., y A. Jones. (2021). DKW basal salts improve micropropagation and callogenesis compared to MS basal salts in multiple commercial cultivars of Cannabis sativa. Botany. e-First. DOI:10.1139/cjb-2020-0179
- Pal, K. K., & B. McSpadden Gardener. (2006). Biological Control of Plant Pathogens. The Plant Health Instructor DOI: 10.1094/PHI-A-2006-1117-02. <https://www.apsnet.org/edcenter/disimpactmngmnt/topc/Documents/PHI-BiologicalControl.pdf>
- Papastylianou, P., Kakabouki, I., & Travlos, I. (2018). Effect of Nitrogen Fertilization on Growth and Yield of Industrial Hemp (Cannabis sativa L.). Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca, 46(1), 197–201. <https://doi.org/10.15835/NBHA46110862>
- Parma, M., & Baxant, P. (2018). Experimental LED Luminaire and Its Usage at Study of Plant Physiology. 7th Lighting Conference of the Visegrad Countries, 0–2. <https://doi.org/10.1109/LUMENV.2018.8521002>

- Parra, J & Pavone, D. (2012). Efecto de *Trichoderma* spp. sobre *Rhizoctonia solani* y algunos parámetros fisiológicos en *Zea mays* L. bajo condiciones de vivero. *Fitopatología Venezolana*, 25(1), 10-15.
- Patiño-Moscoso, M. A., Vergara-Navarro, E. V., Betancourt-Vásquez, M., & Rodríguez-Yzquierdo, G. A. (2023). Artropofauna asociada al cultivo de *Cannabis sativa* L., 1753 (Urticales: Cannabaceae) medicinal en Antioquia, Colombia. *Revista chilena de entomología: publicacion de la Facultad de Filosofía y Educacion, Universidad de Chile, y de la Sociedad Chilena de Entomología*, 49(1), 131-144. <https://doi.org/10.35249/rche.49.1.23.1>
- Patiño, M., Rodríguez, G., & Betancourt, M. (2022). Identificación y caracterización de enfermedades en *Cannabis sativa* L. *Revista Temas Agrarios*, 27(1), 245-257. doi:10.21897/rta.v27i1.3105
- Paucar, B., Carpio, M., Alvarado, S., Valverde, F., & Parra, R. (2015, May 20). Análisis de solubilizadores de fósforo en los suelos andisoles de Sierra Norte y Centro de Ecuador. Simposio "El Suelo y la Nutrición de Cultivos en el Ecuador." <https://repositorio.iniap.gob.ec/bitstream/41000/2501/1/iniapsc345an.pdf>
- Pavón, M., González, I., Martín, R., & García, T. (2015). Importancia del género *Alternaria* como patógeno de cultivos vegetales. *Fitopatología: Transferencia Tecnológica*, 265, 46-50.
- Peach, J., & Eastoe, J. (2014). Supercritical carbon dioxide: a solvent like no other. *Beilstein journal of organic chemistry*, 10(1), 1878-1895.
- Pejić, B., Sikora, V., Milić, S., Mačkić, K., Koren, A., & Bajić, I. (2018). Effect of drip irrigation on yield and evapotranspiration of fibre hemp (*Cannabis sativa* L.). *Ratarstvo i Povrtarstvo*, 55(3), 130-134. <https://doi.org/10.5937/RATPOV1803130P>
- Pepe, M., Hesami, M., Small, F., Jones, A.M.P., (2021). Comparative analysis of machine learning and evolutionary optimization algorithms for precision micropropagation of *Cannabis sativa*: Prediction and validation of in vitro shoot growth and development based on the optimization of light and carbohydrate source. *Front. Plant Sci.*, 12, 1-27. DOI: 10.3389/fpls.2021.757869
- Potter, D. J. (2014). A review of the cultivation and processing of cannabis (*Cannabis sativa* L.) for production of prescription medicines in the UK. *Drug testing and analysis*, 6(1-2), 31-38.
- Pozo, J., Urrestarazu, M., Morales, I., Sánchez, J., Santos, M., Diane, F., & Álvaro, J. E. (2015). Effects of silicon in the nutrient solution for three horticultural plant families on the vegetative growth, cuticle, and protection against *Botrytis cinerea*. *HortScience: a publication of the American Society for Horticultural Science*, 50(10), 1447-1452. <https://doi.org/10.21273/hortsci.50.10.1447>
- Punja, Z. K. (2021). Emerging diseases of *Cannabis sativa* and sustainable management. *Pest Management Science*, 77(9), 3857-3870. <https://doi.org/10.1002/PS.6307>
- Qamar, S., Torres, Y. J., Parekh, H. S., & Falconer, J. R. (2021). Extraction of medicinal cannabinoids through supercritical carbon dioxide technologies: A review. *Journal of Chromatography*, 1167, 122581.
- Quijano, F., Roca, M., Serventi, P., & Martínez, R. (2022). El cultivar de cannabis. Niveles óptimos del pH del suelo para el cultivo del cáñamo industrial (*Cannabis sativa* L.). *Agricultura de Las Américas*, 546, 36-38. <https://www.researchgate.net/publication/364383482>
- Rajput, Solanky, Prajapati, Pawar, Suradkar. (2013). Effect of fungal and bacterial bioagents against *Alternaria alternata* (fr.) Keissler in vitro condition. *The Bioscan*, 8(Supplement 2), 627-630.
- amírez, J. M. (2019). La industria del cannabis medicinal en Colombia. *FEDESARROLLO*, 1-61.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radic Biol Med*, 26(9-10), 1231-1237.

- Reinoso Pozo, Y., Vaillant Flores, D., Casadesús Romero, L., García Pérez, E., & Pazos Álvarez-Rivera, V. (2007). Selección de cepas de *Bacillus* y otros géneros relacionados para el control biológico de hongos fitopatógenos. *Fitosanidad*, 11(1), 35-40. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=209116144007>
- Riera, E. (2012). *El gran libro del cannabis*. Barcelona: RBA Libros S.A.
- Righetti, L., Paris, R., Ratti, C., Calassanzio, M., Onofri, C., Calzolari, D., Menzel, W., Knierim, D., Magagnini, G., Pacifico, D., & Grassi, G. (2018). Not the one, but the only one: about Cannabis cryptic virus in plants showing 'hemp streak' disease symptoms. *European Journal of Plant Pathology*, 150(3), 575-588. <https://doi.org/10.1007/s10658-017-1301-y>
- Roberts, A. J., & Punja, Z. K. (2022). Pathogenicity of seedborne *Alternaria* and *Stemphylium* species and stem-infecting *Neofusicoccum* and *Lasiodiplodia* species to cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) plants. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 44(2), 250-269. <https://doi.org/10.1080/07060661.2021.1988712>
- Rocha, V. (2021). Cáñamo y desarrollo sustentable. *Revista Biorrefinería*, 4, 1-4.
- Rodríguez Maza, F., & Stefanova Narimova, M. (2005). Control Biológico del Tizón Temprano (*Alternaria Solani* Sorauer) en el cultivo de la papa (*Solanum Tuberosum* L.) en Condiciones de Campo. *Fitosanidad*, 9(4), 35-37. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=209116173006>
- Rodríguez Prieto, A. P. (2020). Compatibilidad de fungicidas químicos, biológicos y de origen vegetal sobre el hongo benéfico *Trichoderma harzianum*, controlador de *Fusarium oxysporum* en plantas de tomate (*Solanum lycopersium*). [Tesis previo la obtención del título de Bióloga Ambiental], Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. <https://expeditiorepositorio.utadeo.edu.co/handle/20.500.12010/8628>
- Rondón Carvajal, J. (1997). Perspectivas del control biológico de nematodos fitoparásitos. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria - CORPOICA.
- Rosslee, J. (2020). The future of cannabis cloning - Tissue culture. <https://plantcelltechnology.com/blogs/blog/blogthe-future-of-cannabis-cloning-tissue-culture#:~:text=Although%20cloning%20is%20not%20a,excellent%20genetics%2C%20and%20consistent%20results.>
- Rousserie, G., & Collazo, D. (2022). Prospección de plagas, hongos y oomicetos asociados a enfermedades en *Cannabis sativa* L. en el sur de Uruguay. [Tesis de grado para obtener el título de Ingeniero Agrónomo], Universidad de la República de Uruguay. <http://tesis.fagro.edu.uy/index.php/tg/catalog/book/106>
- Ruiz, J., Aquino, T., Silva, M. E., & Girón, S. (2012). Control integrado de la gallina ciega *Phyllophaga vetula* Horn (Coleoptera: Melolonthidae) con agentes entomopatógenos en Oaxaca, México. *Revista Científica UDO Agrícola*, 12(3), 609-616.
- Saavedra, M. & Ricardo, K. (2021). Requerimientos agronómicos para un modelo productivo de cannabis en la provincia del Sumapaz. [Tesis de Grado en Ingeniería Agronómica], Universidad de Cundinamarca. <https://repositorio.ucundinamarca.edu.co/handle/20.500.12558/3430>
- Sainz Martinez, A., Lanaridi, O., Stagel, K., Halbwirth, H., Schnürch, M., & Bica-Schröder, K. (2023). Extraction techniques for bioactive compounds of cannabis. *Natural Product Reports*, 40(3), 676-717. <https://doi.org/10.1039/D2NP00059H>
- Salavarría, J. (2023). Efecto de la aplicación de abonos orgánicos sólidos y líquidos en el cultivo de pimiento (*Capsicum annuum*). [Tesis previo la obtención del título de Ingeniero Agrónomo], Universidad Nacional Agraria del Ecuador. <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/SALAVARR%C3%8DA%20CABRERA%20JOSE%20RICARDO.pdf>
- Salerno, & Sagardoy. (2003). Short communication: Antagonistic activity by *Bacillus subtilis* against *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* under controlled conditions. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 1(2), 55-58.

- Saloner, A., & Bernstein, N. (2021). Nitrogen supply affects cannabinoid and terpenoid profile in medical cannabis (*Cannabis sativa* L.). *Ind. Crop. Prod.* 167, 113516. doi: 10.1016/j.indcrop.2021.113516
- Sánchez Llamozas, E. J. & Rincón Parra, H. N. (2021). Evaluación del efecto de bioestimulantes (Quitosano y Gluconato de Cu) en el control de *Botrytis cinerea* en una variedad de *Cannabis sativa* L. quimiotipo-CBD, Marinilla, Antioquia, Colombia. [Tesis para optar por el grado de Ingeniero Agrónomo], Universidad de Ciencias Ambientales y Aplicadas.
- Sapkota, R., Knorr, K., Jørgensen, L. N., O'Hanlon, K. A., & Nicolaisen, M. (2015). Host genotype is an important determinant of the cereal phyllosphere mycobiome. *New Phytologist*, 207(4), 1134–1144. <https://doi.org/10.1111/NPH.13418>
- Schilling, S., Melzer, R., Dowling, C. A., Shi, J., Muldoon, S., & McCabe, P. F. (2023). A protocol for rapid generation cycling (speed breeding) of hemp (*Cannabis sativa*) for research and agriculture. *Plant Journal*, 113(3), 437–445. <https://doi.org/10.1111/TPJ.16051>
- Seemakram, W., Paluka, J., Suebrasri, T., Lapjit, C., Kanokmedhakul, S., Kuyper, T. W., Ekprasert, J., y Boonlue, S. (2022). Enhancement of growth and Cannabinoids content of hemp (*Cannabis sativa*) using arbuscular mycorrhizal fungi. *Frontiers in Plant Science*, 13, 845794. doi: 10.3389/fpls.2022.845794
- Shakya, P. R., Joon, S., & Malla, P. (2021). Heavy Metals and Pesticides as Pollution in Cannabis Sativa Cultivation. *Environmental Pollution*, 267, 115469.
- Sharma, P.K., Meena, P.D., Razdan, V.K., Gupta, V., & Singh, D.K. (2016). Worldwide new host record of *Sclerotinia sclerotiorum* on *Cannabis indica* in Jammu, India. *Journal of Oilseed Brassica*, 7, 192–193.
- Shiponi, S., and Bernstein, N. (2021). Response of medical cannabis (*Cannabis sativa* L.) genotypes to P supply under long photoperiod: functional phenotyping and the ionome. *Ind. Crop. Prod.* 161, 113154. doi: 10.1016/j.indcrop.2020.113154
- Silva, M., Paredes, M., Martínez, J., Tormo, R., & Muñoz, A. (1997). Influencia de los parámetros meteorológicos en la dispersión de esporas de las especies de *Alternaria* Nees ex Fr. *Boletín de sanidad vegetal*, 541–549.
- Sleiman, R., Gerard, J. A., Fahed, S., Todorovic, M., Sellami, M. H., Albrizio, R., & Abi Saab, M. T. (2024). Irrigation and Agricultural Opportunities: Evaluating Hemp (*Cannabis sativa* L.) Suitability and Productivity in Lebanon. *Water (Switzerland)*, 16(13), 1865. <https://doi.org/10.3390/W16131865/S1>
- Small, E. (2016). *Cannabis: a complete guide*. Canada. CRC Press. ISBN 13: 978-1-4987-6163-5
- Sociedad Española de Fitopatología (SEF). (2020). *Ditylenchus dipsaci* (Khūn) Filipjev. https://sef.es/sites/default/files/pathogen_documents/Ditylenchus%20dipsaci%20%28Kh%C3%BCn%29%20Filipjev.pdf
- Stapp, C. 1961. *Bacterial Plant Pathogens*. Oxford University Press. pp. 41, 243.
- Steinfeld, A. (2019). Cannabis & water regulation: Sorting through the weeds. *The Water Report*, 181, 1–11. Envirotech Publications, Inc. https://www.arlis.org/docs/vol2/TheWaterReport/2019/TWR181_Mar_2019.pdf
- Struik, P., Amaducci, S., Bullard, M., Stutterheim, N., Venturi, G., & Cromack, H. (2000). Agronomía de la fibra de cáñamo (*Cannabis sativa* L.) en Europa. *Cultivos industriales y productos*, 11(2–3), 107–118. doi:10.1016/S0926-6690(99)00048-5
- Sosa López, Acenet I., Pazos Álvarez-Rivera, Victoria, Torres Campos, Dania, & Casadesús Romero, Luis. (2011). Identificación y caracterización de seis aislados pertenecientes al género *Bacillus* promisorios para el control de *Rhizoctonia solani* Kühn y *Sclerotium rolfsii* Sacc.. *Fitosanidad*, 15(1), 39–44.
- Sumpter, L., (2021). Plantas de marihuana: macho, hembra y hermafroditas. Obtenido de Guía de cultivo de marihuana: <https://www.royalqueenseeds.es/blog-plantas-de-marihuana-macho-hembra-y-hermafrodita-n513#:~:text=Las%20preflores%20femeninas%20producen%20unos,la%20fecundaci%C3%B3n%20de%20las%20flores>

- Swirski, E., Izhar, Y., Wysoki, M., Gurevitz, E., & Greenberg, S. (1980). Integrated control of the long-tailed mealybug, *Pseudococcus longispinus* [Hom.: Pseudococcidae], in avocado plantations in Israel. *Entomophaga*, 25(4), 415-426. <https://doi.org/10.1007/bf02374704>
- Sun, S., Feng, Y., Huang, G., Zhao, X., y Song, F. (2022). *Rhizophagus irregularis* enhances tolerance to cadmium stress by altering host plant hemp (*Cannabis sativa* L.) photosynthetic properties. *Environmental Pollution*, 314, 120309. doi: 10.1016/j.envpol.2022.120309.
- Taghinasab, M., & Jabaji, S. (2020). Cannabis Microbiome and the Role of Endophytes in Modulating the Production of Secondary Metabolites: An Overview. *Microorganisms*, 8(355). <https://doi.org/10.3390/MICROORGANISMS8030355>
- Tang, L., Song, X., Zhang, L., Wang, J., & Zhang, S. (2021). First Report of Leaf Spot on Industrial Hemp (*Cannabis sativa*) Caused by *Alternaria alternata* in China. *Plant Disease*, 105(10), 3294. <https://doi.org/10.1094/pdis-01-21-0130-pdn>
- Tonk, M., Mohammadi, M., & Zare, A. (2011). Interacción genotipo x ambiente en rendimiento de cannabis. *Revista de Ciencias Agrarias*, 36(1), 191-200.
- Tounekti, T., Mahdhi, M., Al-Faifi, Z., & Khemira, H. (2020). Priming improves germination and seed reserve utilization, growth, antioxidant responses and membrane stability at early seedling stage of Saudi sorghum varieties under drought stress. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 48(2), 938-953. <https://doi.org/10.15835/NBHA48211841>
- Torés, J. A., Guirado, E., Hermoso, J. M., Sarmiento, D., Cazorla, F. M., & de Vicente, A. (2016). Necrosis apical del mango bacteriosis causada por *Pseudomonas syringae*. https://www.cajaruralgranada.es/sites/default/files/2020-11/necrosis_apical_del_mango.pdf
- Trancoso, I.; de Souza, G.A.R.; dos Santos, P.R.; dos Santos, K.D.; de Miranda, R.M.d.S.N.; da Silva, A.L.P.M.; Santos, D.Z.; García-Tejero, I.F.; Campostrini, E. (2022). Cannabis sativa L.: Crop Management and Abiotic Factors That Affect Phytocannabinoid Production. *Agronomy*, 12, 1492. <https://doi.org/10.3390/agronomy12071492>
- Tran, D. H., Ridland, P. M., & Takagi, M. (2007). Effects of temperature on the immature development of the stone leek leafminer *Liriomyza chinensis* (Diptera: Agromyzidae). *Environmental Entomology*, 36(1), 40-45. <https://doi.org/10.1093/ee/36.1.40>
- Turatto, M. F., Dourado, F. dos S., Zilli, J. E., & Botelho, G. R. (2018). Control potential of *Meloidogyne javanica* and *Ditylenchus* spp. using fluorescent *Pseudomonas* and *Bacillus* spp. *Brazilian Journal of Microbiology*, 49(1), 54-58. <https://doi.org/10.1016/j.bjm.2017.03.015>
- United Nations Office on Drugs and Crime (UNODC). Recommended methods for the identification and analysis of cannabis and cannabis products. https://www.unodc.org/documents/scientific/ST-NAR-40-Ebook_1.pdf
- UNODC (2010). Cannabis Manual. https://www.unodc.org/documents/scientific/Cannabis_manual-Sp.pdf
- Valdez, M. I., Garcia, J., Ubeda-Manzanaro, M., Martinez, A., & Rodrigo, D. (2022). Insect chitosan as a natural antimicrobial against vegetative cells of *Bacillus cereus* in a cooked rice matrix. *Food Microbiology*, 107, 104077. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2022.104077>
- Varela, S.; Arana, V. 2010. Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. INTA Argentina. 8pp.
- Vargas Cardona, L. C. (2021). Evaluación de la interacción de microorganismos en diferentes sustratos de cultivo y su incidencia en la producción de Cannabis sp. [Trabajo de grado, presentado como requisito parcial para optar por el título de Agrónomo], Universidad Nacional Abierta y a Distancia UNAD. <https://repository.unad.edu.co/handle/10596/47758>
- Vargas Quito, J. P. (2023). Evaluación de cepas de *Trichoderma* para el control del moho gris (*Botrytis*

- cinerea) en el cultivo del cáñamo (*Cannabis sativa* L.) variedad Cherry Oregon Hemp. [Tesis de Grado], Universidad de las Fuerzas Armadas – ESPE. <http://repositorio.espe.edu.ec/jspui/handle/21000/2485/>
- Vásquez Flota; F. (2021). Una breve historia del cannabis en tres partes. *Herbario CICY*, 13: 189-194
- Vélez, R., Madrigal, A., & Morales, G. (1980). Biología, hábitos y hospedantes del minador del crisantemo. *Revista Colombiana de Entomología*, 6(2), 21-35.
- Vitorino, L. C., da Silva, F. O., Cruvinel, B. G., Bessa, L. A., Rosa, M., Souchie, E. L., & Silva, F. G. (2020). Biocontrol potential of *Sclerotinia sclerotiorum* and physiological changes in soybean in response to *Butia archeri* palm Rhizobacteria. *Plants*, 9(64). <https://doi.org/10.3390/plants9010064>
- Villegas, C., Benavides, P., Zabala, G., & Ramos, A. (2009). Avances técnicos: Cochinillas Harinosas asociadas a las raíces del café: Descripción y Biología. CENICAFÉ. <https://biblioteca.cenicafe.org/bitstream/10778/391/1/avt0386.pdf>
- Wimalasiri, E. M., Jahanshiri, E., Chimonyo, V. G., Kuruppuarachchi, N., Suhairi, T. A., Azam-Ali, S. N., & Gregory, P. J. (2021). A framework for the development of hemp (*Cannabis sativa* L.) as a crop for the future in tropical environments. Elsevier.
- Wise, K., Baziotopoulos, E., Zhang, C., Leaming, M., Shen, L. H., & Selby-Pham, J. (2023). Comparative study of water requirements and water footprints of fibre crops hemp (*Cannabis sativa*) and cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Journal of Agrometeorology*, 25(3), 392-396. <https://doi.org/10.54386/JAM.V25I3.2260>
- Wizenberg, S. B., Dang, M., y Campbell, L. G. (2021). No Correlation Between Pollen Fertility and Viability: Differential Measures of Male Gametophytic Fitness in *Cannabis sativa* L. *bioRxiv*, 11. <https://doi.org/10.1101/2021.11.04.467333>
- Wróbel, T., Dreger, M., Wielgus K. y E. Słomski. (2020). Modified Nodal Cuttings and Shoot Tips Protocol for Rapid Regeneration of *Cannabis sativa* L. *Journal of Natural Fibers*, 19(2), 536-545, DOI: 10.1080/15440478.2020.1748160
- Wu, T., Hao, S., & Kang, L. (2021). Effects of soil temperature and moisture on the development and survival of grasshopper eggs in Inner Mongolian grasslands. *Frontiers in ecology and evolution*, 9. <https://doi.org/10.3389/fevo.2021.727911>
- Yep, B., Gale, N. V., & Zheng, Y. (2020). Aquaponic and Hydroponic Solutions Modulate NaCl-Induced Stress in Drug-Type *Cannabis sativa* L. *Frontiers in Plant Science*, 11. <https://doi.org/10.3389/FPLS.2020.01169>
- Zambrano Triana, Y. T. (2020). Evaluación de *lecanicillium lecaniicepa* elite en el control de ácaros fitófagos (*tetranychus urticae*), en cultivo de rosa sp. en Facatativa-Cundinamarca. [Tesis de Grado], Universidad de Pamplona. Colombia. <https://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/handle/20.500.12744/5953>
- Zarei, A., Behdarvandi, B., Tavakouli Dinani, E. et al. (2021). *Cannabis sativa* L. photoautotrophic micropropagation: a powerful tool for industrial scale in vitro propagation. *In Vitro Cell.Dev.Biol.-Plant* 57, 932-941. <https://doi.org/10.1007/s11627-021-10167-3>
- Zheng, Y. (Ed.). (2022). *Handbook of Cannabis Production in Controlled Environments* (1st ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781003150442>
- Zunino, H., Borie, F., & Tosso, J. (1985). Materia orgánica y procesos biológicos en suelos alofánicos. *Suelos Volcánicos de Chile*. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Santiago, Chile, 434-490.
- Zhishen, J., Mengcheng, T., & Jianming, W. (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chemistry*, 64(4).



EL NUEVO
ECUADOR 

**Ministerio de
Agricultura y Ganadería**



@AgriculturaEcuador



@agricultura.ec



@AgriculturaEc

www.agricultura.gob.ec