

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA



Protocolos de prevención y evaluación fitosanitaria en cámara húmeda de *Matthiola incana*
(L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. (variedades Cosmic y Wild Pearl)

Adriana Lizeth Anteliz Rojas

1094282702

Programa Ingeniería Agronómica

15 de septiembre de 2025

Dedicatoria

A mis padres, gracias por su amor incondicional, por su ejemplo y por el apoyo que me han brindado en cada etapa de mi vida. Gracias por estar siempre para mí. Todo lo que me han dado ha sido suficiente y profundamente valioso. Ustedes son mi fuerza y mi motivo; cada uno de mis sueños lleva sus nombres.

A mi abuelita Ana, por su compañía, por escucharme y por estar siempre para mí. Este sueño también lo construí pensando en ella, con todo mi cariño y gratitud.

A mis hermanos: a la más chiquita, porque desde que llegó a mi vida se convirtió en una de mis mayores motivaciones; y a Duván, por ser una parte importante de mi historia. Deseo verlos crecer y ser mejores cada día, y quiero ser para ustedes un ejemplo y un apoyo constante.

Agradecimientos

Agradezco profundamente a mi familia por acompañarme en este camino, por su apoyo constante y por creer en mí incluso en los momentos más retadores.

A mis profesores, por su orientación, sus enseñanzas y por compartir sus conocimientos con dedicación y compromiso, lo que hizo posible mi formación profesional.

A mi pareja, por su amor, su paciencia y por creer siempre en mí. Gracias por tu apoyo incondicional, por sostenerme en los días de cansancio y celebrar conmigo en los de logro. Tu fe en mí fue el impulso que necesitaba para no rendirme.

Tabla de Contenido

Resumen	11
Introducción	13
2. Problema	16
2.1 Descripción y planteamiento del problema	16
2.2 Justificación	19
3. Objetivos	22
3.1 Objetivo general.....	22
3.2 Objetivos específicos	22
4. Marco teórico	23
4.1 Marco contextual.....	23
4.1.1 Caracterización geográfica, ambiental y territorial del municipio de Chía	23
4.2 MG Consultores S.A.S	25
4.3 Bases conceptuales.....	27
4.3.1 <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	29
4.3.2 <i>Gypsophila paniculata</i> L.	35
4.3.3 <i>Hyaloperonospora parasítica</i> (Pers.) Constant	42
4.4 Marco legal	43
5. Metodología	46
5.1 Material Vegetal	47
5.1.1 <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	52
5.1.2 <i>Gypsophila paniculata</i> L.	57
5.3 Implementación de protocolos de asepsia	63
5.3.1 Seguimiento de actividades en <i>Gypsophila paniculata</i> L.	64
5.3.2. Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu vellosa	65

5.4.1 Variables principales	79
5.4.2 Métodos y herramientas de medición	80
5.5 Procesamiento de la información	80
6. Resultados y discusión	88
6.1 Incidencia de <i>Hyaloperonospora parasitica</i> (Pers.) Constant en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton.....	88
6.2 Resultados de monitoreo de <i>Hyaloperonospora parasitica</i> (Pers.) Constant en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton por medio de cámaras húmedas.....	91
6.3 Resultados de monitoreo de incidencia de enfermedades en <i>Gypsophila paniculata</i> L.....	93
6.4. Caudales y tiempos de riego	94
6.4 Monitoreo de pH y conductividad eléctrica.....	95
6.5 Medición de pH y conductividad eléctrica (CE) en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	97
6.6 Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu veloso	99
6.7 Seguimiento semanal de las actividades de desinfección en <i>Gypsophila paniculata</i> L.	101
7. Conclusiones	103
8. Recomendaciones	104
8. Bibliografía	107

Lista de tablas

Tabla 1. Clasificación taxonómica de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	30
Tabla 2. Clasificación taxonómica de <i>Gypsophila paniculata</i> L.....	36
Tabla 3. Clasificación taxonómica de <i>Hyaloperonospora</i> parasítica (Pers.) Constant.....	43
Tabla 4. Registro de incidencia de <i>Hyaloperonospora</i> parasítica (Pers.) Constant en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	83
Tabla 5. Registro de incidencia de patógenos encontrados en <i>Gypsophila paniculata</i> L.	83
Tabla 6. Registro de porcentaje de incidencia de <i>Hyaloperonospora</i> parasítica (Pers.) Constant.....	84
Tabla 7. Registro de caudales y tiempos de riego.....	84
Tabla 8. Registro de pH y conductividades de escurridos de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	84
Tabla 9. Seguimiento de pH y conductividad eléctrica de agua para riego, piscina de agua potable y fertilizante.....	85
Tabla 10. Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu vellosos.....	86
Tabla 11. Seguimiento semanal de las actividades de desinfección en <i>Gypsophila paniculata</i> L.	87
Tabla 12. Incidencia de <i>Hyaloperonospora</i> parasítica (Pers.) Constant en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	89
Tabla 13. Incidencia de <i>Hyaloperonospora</i> parasitica (Pers.) Constant en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton a partir de agosto	90
Tabla 14. Lectura de cámara húmeda para <i>Hyaloperonospora</i> parasítica (Pers.) Constant en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton.....	91
Tabla 15. Lectura de cámara húmeda en <i>Gypsophila paniculata</i> L. para monitoreo de enfermedades	94
Tabla 16. Caudales y tiempos de riego según herramienta	95

Tabla 17. Seguimiento de conductividad eléctrica y pH en piscina de agua potable, agua para riego y producto. Registro de cloro para agua potable.....	97
Tabla 18. Registro de conductividades eléctricas y pH en el área de clasificación, en la semana 42 el día 13 de octubre.....	98

Lista de Figuras

Figura 1. Localización del área de estudio	24
Figura 2. <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	32
Figura 3. <i>Gypsophila paniculata</i> L.	38
Figura 4. <i>Gypsophila paniculata</i> L. variedad Cosmic	41
Figura 5 Termohigrómetro digital.....	47
Figura 6 Toma datos con Medidor de pH y conductividad	50
Figura 7 Toma de datos de cloro en la planta de agua potable con medidor portátil de cloro	50
Figura 8 Piscina de agua potable	51
Figura 9 Tanques de suministro de agua para riego y preparación de producto fertilizante ...	51
Figura 10 Manejo inicial del sustrato y preparación de bandejas para siembra de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton.....	54
Figura 11 Etapas iniciales de la propagación de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton: siembra, etiquetado, tapado y ubicación en el carro de semillas	55
Figura 12 Registro del manejo de bandejas de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton durante las primeras etapas de propagación	56
Figura 13 Clasificación y manejo fitosanitario de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton.....	57
Figura 14 Preparación de esquejes y hormonado inicial	59
Figura 15 Confinamiento <i>Gypsophila paniculata</i> L.	60
Figura 16. Cámara húmeda para detección de incidencia de enfermedades en <i>Gypsophila paniculata</i> L., variedad Cosmic y Wild pearl.....	62
Figura 17. Cámara húmeda para seguimiento de Mildiu vellosa en <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton	63
Figura 18 Uso de guantes y peto en el área de cosecha de <i>Gypsophila paniculata</i> L.	67
Figura 19 Residuos vegetales después de la cosecha	67
Figura 20 Erradicación completa de plantas muertas	68

Figura 21 Ligas utilizadas en cosecha desinfectadas	68
Figura 22 Área de cámaras húmedas limpia y libre de residuos	69
Figura 23 Bandeja con sustrato limpio	69
Figura 24 Siembra de esquejes de <i>Gypsophila paniculata</i> L.	70
Figura 25 Hormonado homogéneo de esquejes de <i>Gypsophila paniculata</i> L.....	70
Figura 26 Camas deshierbadas con hipoclorito para control de arvenses y desinfección	71
Figura 27 Marcación de camas con el fin de indicar que día termina los cinco días de riego con solo agua.	71
Figura 28 Plántulas de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton variedad Chanter Purple	72
Figura 29 Plántulas de <i>Matthiola Incana</i> (L.) W.T Aiton variedad Chanter Blue	72
Figura 30 Plántulas de <i>Matthiola Incana</i> (L.) W.T. Aiton variedad Chanter blue	73
Figura 31 Camas marcadas con banderas amarillas para aplicación química	73
Figura 32 Desinfectante entregado todas las mañanas en área de clasificación y cosecha	74
Figura 33 Herramientas para siembra de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton limpias y desinfectadas	74
Figura 34 Cuarto de germinación limpio y desinfectado.....	75
Figura 35 Vasos en el área de desinfección	75
Figura 36 Porta bandejas desinfectados	76
Figura 37 Tanques con hipoclorito y agua para desinfección de vasos y bandejas.....	76
Figura 38 Inmersión de bandejas en Propamocarb y Fosetyl, para prevención de Mildiu velloso.....	77
Figura 39 Aspirado realizado diariamente, con el fin de detectar plagas a tiempo y reducir poblaciones de insectos.....	77
Figura 40 Resultados de aspirado, no se han encontrado plagas de importancia agronómica.	78
Figura 41 Uso de lonas para desechar residuos vegetales	78
Figura 42. Limpieza y desinfección del área de siembra de semillas	79
Figura 43. Plántulas evaluadas en cámara húmeda de <i>Matthiola inacana</i> (L.) W.T. Aiton ...	92
Figura 44 Síntomas en plántulas de <i>Matthiola incana</i> (L.) W.T. Aiton afectados por <i>Hyaloperonospora</i> parasítica (Pers.) Constant	93

Figura 45. Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu vellosos ..	100
Figura 46. Seguimiento semanal de las actividades de desinfección en <i>Gypsophila paniculata</i> L.	102

Resumen

El presente trabajo se desarrolló en la empresa MG Consultores S.A.S., ubicada en el municipio de Chía, Cundinamarca, con el propósito de implementar medidas orientadas a la prevención de enfermedades durante la etapa de propagación de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L., especies de alto valor comercial para la floricultura colombiana y susceptibles a afecciones fúngicas como el mildiu vellosa (*Hyaloperonospora parasitica*), el moho gris *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. y las pudriciones radiculares asociadas a *Fusarium* spp. El trabajo incluyó la aplicación de acciones de bioseguridad, procedimientos de limpieza y desinfección de herramientas, bandejas y superficies, y el uso de cámaras húmedas para la detección temprana de patógenos.

Adicionalmente, se implementaron prácticas orientadas al manejo del ambiente de propagación, incluyendo el control del riego, el monitoreo de la conductividad eléctrica y la regulación de la ventilación para mantener condiciones óptimas de desarrollo. Se llevaron a cabo registros semanales y análisis comparativos que permitieron identificar la incidencia de enfermedades y definir acciones preventivas oportunas. En conclusión, el conjunto de intervenciones aplicadas mejoró notablemente la sanidad del material vegetal, obteniéndose plántulas vigorosas y homogéneas, libres de signos de infección, contribuyendo así a fortalecer la sostenibilidad y eficiencia del sistema de producción florícola en la Sabana de Bogotá.

Palabras clave: Propagación, sanidad vegetal, enfermedades fúngicas, asepsia, *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, *Gypsophila paniculata* L., bioseguridad, cámaras húmedas, manejo integrado.

Abstract

This work was carried out at the company MG Consultores S.A.S., located in the municipality of Chía, Cundinamarca, with the purpose of implementing measures aimed at preventing diseases during the propagation stage of *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton and *Gypsophila paniculata* L., species of high commercial value for Colombian floriculture and susceptible to fungal disorders such as downy mildew (*Hyaloperonospora parasitica*), gray mold (*Botrytis cinerea* Pers.: Fr.), and root rot associated with *Fusarium spp.* The work included the application of biosecurity measures, procedures for cleaning and disinfecting tools, trays, and surfaces, as well as the use of moist chambers for early pathogen detection.

Additionally, practices aimed at managing the propagation environment were implemented, including irrigation control, monitoring of electrical conductivity, and ventilation regulation to maintain optimal development conditions. Weekly records and comparative analyses were carried out, which made it possible to identify disease incidence and define timely preventive actions. In conclusion, the set of interventions applied significantly improved the health of the plant material, resulting in vigorous and homogeneous seedlings free of signs of infection, thus contributing to enhancing the sustainability and efficiency of the floriculture production system in the Sabana de Bogotá.

Keywords: propagation, plant health, fungal diseases, asepsis, *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, *Gypsophila paniculata* L., biosecurity, moist chambers, integrated management.

Introducción

Colombia se ha logrado consolidarse como el segundo país exportador de flores a nivel mundial, después de los Países Bajos, gracias a la calidad, diversidad y sostenibilidad de su producción florícola. Este sector no solo destaca por su aporte económico al país, sino también por su impacto social, siendo una importante fuente de empleo formal: más de 200.000 personas trabajan en esta industria, de las cuales el 60 % son mujeres y, dentro de ese grupo, el 50 % son madres cabeza de hogar (ProColombia, 2025). En temporadas clave como San Valentín, el sector genera alrededor de 20.000 empleos temporales.

Durante la temporada de San Valentín de este año, Colombia exportó aproximadamente 900 millones de tallos, con un volumen mayoritariamente dirigido hacia Estados Unidos, destino que concentra cerca del 80 % del comercio florícola nacional. En la actualidad, el país produce más de 60 especies y alrededor de 1.600 variedades ornamentales, establecidas en cerca de 10.000 hectáreas de cultivos registrados ante el Instituto Colombiano Agropecuario. De acuerdo con información técnica reportada por esta entidad, la floricultura colombiana mantiene una oferta amplia y diversificada, respaldada por sistemas de inspección y seguimiento fitosanitario que permiten sostener la calidad y competitividad del material vegetal destinado a la exportación (ICA, 2025).

En estas áreas específicamente en la sabana de Bogotá encontramos la producción de especies ornamentales como *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, comúnmente conocida como alhelí, y *Gypsophila paniculata* L., utilizadas ampliamente como flores acompañantes en bouquets, ya que aportan textura, volumen y contraste, resaltando la belleza de las flores principales. Su aporte no se limita al diseño floral,

también representa un factor económico que fortalece la competitividad de las exportaciones colombianas. No obstante, su relevancia exige una atención constante en materia de sanidad vegetal, pues la presencia de enfermedades de origen fúngico y bacteriano puede comprometer tanto el desarrollo del cultivo como la calidad del producto final destinado a los mercados internacionales

En Colombia se cultiva en la sabana de Bogotá bajo invernadero, por medio de semilla certificada lo que permite controlar y optimizar las condiciones de temperatura, humedad y luz para un crecimiento uniforme y de alta calidad. Este tipo de cultivo protege a la planta de plagas y enfermedades, facilita su manejo y producción durante todo el año, adaptándose a la demanda del mercado internacional. Además, el ambiente controlado favorece la obtención de flores con tallos más largos y colores vibrantes, características muy valoradas en la exportación. Gracias a estas ventajas, el alhelí se ha consolidado como una flor importante dentro del sector exportador, contribuyendo al desarrollo económico y la generación de empleo en las regiones donde se produce.

Sin embargo, entre los principales riesgos fitosanitarios del alhelí se encuentra el Mildiu veloso, enfermedad causada por oomicetos de la familia Peronosporaceae, que afecta hojas, tallos y flores, generando manchas cloróticas, necrosis y pérdidas significativas de rendimiento (Cherlinka, 2025). Su diseminación ocurre a través del viento, el agua y herramientas contaminadas, y su control requiere semillas certificadas, prácticas de asepsia adecuadas, manejo de humedad y uso de fungicidas específicos (Tör et al., 2023). En ambientes húmedos, la enfermedad se manifiesta con manchas amarillas o verdosas en el haz y un micelio de aspecto veloso en el envés, lo que ocasiona deformaciones, caída de hojas y reducción de la calidad floral (Dicklow, 2024).

Por su parte, *Gypsophila paniculata* L., de la familia Caryophyllaceae, es una especie herbácea perenne de raíz pivotante, originaria de Eurasia. Las plantas adultas

alcanzan entre 60 y 90 cm de altura, presentan porte ramificado y producen panículas con numerosas flores pequeñas blancas, muy utilizadas como flor de relleno en arreglos florales (Missouri Botanical Garden, 2023). Aunque de gran valor comercial, es vulnerable a enfermedades como el damping-off causado por *Pythium spp.* y *Fusarium spp.*, que producen pudrición radicular, así como la pudrición basal del tallo ocasionada por *Rhizoctonia solani* (Wolcan et al., 2020). También puede verse afectada por moho gris *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. patologías que reducen vigor, fotosíntesis y vida poscosecha (UCIPM, 2022).

En este contexto, el presente proyecto se llevó a cabo en la Sabana de Bogotá, en la empresa MG Consultores S.A.S., y estará enfocado en el cultivo y seguimiento fitosanitario de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. bajo condiciones controladas de invernadero, utilizando semilla certificada para garantizar uniformidad y sanidad. Se realizarán evaluaciones periódicas cada tres semanas en alhelí y semanales en *Gypsophila paniculata* L., con el objetivo de monitorear la incidencia de enfermedades como Mildiu vellosa, moho gris, oídio y pudriciones radiculares. Asimismo, las plantas serán expuestas a cámara húmeda para simular condiciones favorables al desarrollo de patógenos, lo que permitirá evaluar la respuesta sanitaria de las variedades seleccionadas y establecer estrategias de manejo preventivo y correctivo.

2. Problema

2.1 Descripción y planteamiento del problema

La floricultura en Colombia ha alcanzado un nivel de reconocimiento internacional gracias a la calidad y diversidad de sus especies ornamentales. En regiones como la sabana de Bogotá, donde se concentran condiciones agroclimáticas ideales para este tipo de producción, el cultivo bajo invernadero de especies como *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L., representa una actividad estratégica para el desarrollo económico regional. No obstante, dentro del proceso de producción, la etapa de propagación es una de las fases más críticas, ya que en ella se establecen las bases sanitarias y fisiológicas del cultivo. Cualquier error en esta etapa puede comprometer la viabilidad y calidad de las plántulas entregadas, afectando todo el ciclo productivo posterior.

Durante la propagación de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton se han evidenciado pérdidas significativas asociadas a la aparición de Mildiu vellosa, una enfermedad causada por patógenos del grupo de los oomicetos (género *Hyaloperonospora*), que se desarrolla con facilidad en ambientes húmedos y frescos, condiciones comunes dentro de los invernaderos de propagación en la sabana de Bogotá. Esta enfermedad afecta principalmente el follaje joven, generando manchas cloróticas, deformaciones y tejido necrosado. En etapas iniciales, los síntomas pueden pasar desapercibidos, lo que dificulta su detección temprana y permite una rápida diseminación por contacto o por medio de herramientas y bandejas contaminadas. (Bertetti et al., 2021) A pesar de los avances en el manejo de enfermedades, el Mildiu sigue siendo una de las principales causas de rechazo y descarte de plántulas, especialmente en los lotes de variedades más sensibles.

A este problema se suma la alta presión de otros patógenos que afectan también la propagación de *Gypsophila paniculata* L., como *Pythium spp.*, *Fusarium spp.*, *Rhizoctonia solani* y *Botrytis cinerea* Pers.: Fr, los cuales provocan pudriciones radiculares, basales o marchitez temprana. Estos hongos prosperan en condiciones similares a las del Mildiu y comparten vías de transmisión relacionadas con prácticas deficientes de limpieza y desinfección. En el entorno de un vivero de propagación, donde el material vegetal se encuentra en sus fases más vulnerables, el manejo sanitario debe ser riguroso y constante.

Según lo expuesto por Luna-Castellanos y Rodas-Roa (2018), uno de los factores determinantes en la aparición de enfermedades durante la propagación es la falta de estandarización y la implementación deficiente de las medidas de asepsia. Aunque existen protocolos establecidos para la limpieza y desinfección de bandejas, herramientas, carros transportadores y superficies de trabajo, su aplicación en campo suele verse limitada por la insuficiente capacitación del personal, el escaso seguimiento operativo y la disponibilidad variable de insumos sanitarios.

El problema no radica únicamente en la presencia del patógeno, sino en la falta de un sistema preventivo integral durante la propagación, que combine monitoreo técnico, aplicación de desinfectantes adecuados, uso de semilla certificada y control ambiental efectivo. La identificación tardía de los síntomas, la escasa documentación de incidencia por variedad, y la falta de ensayos en condiciones controladas como el uso de cámaras húmedas para evaluar la respuesta de las plántulas impiden tomar decisiones oportunas y técnicas que disminuyan las pérdidas.

Dado el objetivo de la etapa de propagación entregar plántulas sanas, vigorosas y libres de patógenos para el trasplante en campo o en bancales de producción, es urgente establecer un plan de seguimiento enfocado en el control preventivo del Mildiu vellosa

y de otras enfermedades comunes en este tipo de ornamentales. Este seguimiento debe basarse en la evaluación periódica del estado fitosanitario de las plántulas, la implementación sistemática de medidas de asepsia, y el uso de estrategias como el monitoreo en cámara húmeda, que permita simular condiciones críticas y así evaluar la tolerancia de distintas variedades.

La problemática identificada no solo compromete la calidad del material entregado, sino que representa un riesgo para toda la cadena productiva, ya que plántulas infectadas o débiles tienen menor capacidad de adaptación, son más susceptibles a nuevas infecciones en etapas posteriores y reducen la eficiencia del proceso productivo. Por lo tanto, la ausencia de un enfoque fitosanitario riguroso desde la propagación limita el potencial competitivo del cultivo y pone en riesgo los estándares que exige el mercado internacional.

En este contexto, se hace necesario estructurar un sistema de trabajo que permita analizar el comportamiento de diferentes variedades de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. frente a condiciones favorables al desarrollo de enfermedades, a través de evaluaciones constantes, medidas preventivas claras, y un control higiénico en todas las etapas del proceso de propagación. La respuesta oportuna a esta problemática es clave para reducir pérdidas, garantizar calidad en la entrega de plántulas y fortalecer la sanidad vegetal como base de un cultivo ornamental sostenible.

2.2 Justificación

El sector floricultor constituye un pilar esencial en la economía agrícola de Colombia, siendo el segundo renglón de exportación agropecuaria después del café. Según el Ministerio de Agricultura (2020), este sector generó divisas superiores a los 1.433 millones de dólares en 2019, lo que evidencia su peso económico dentro del contexto nacional. Adicionalmente, aporta cerca del 17 % del impuesto de renta del sector agropecuario, y representa aproximadamente el 75 % de la carga aérea exportada, posicionando al país como líder en la producción y comercialización de flores de corte.

Este proyecto surge de la importancia que tiene MG Consultores S.A.S. en las primeras etapas de la producción florícola, donde se realiza la propagación de especies ornamentales como *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. Estas labores exigen precisión en los procedimientos y movilizan una cantidad considerable de personal. En la temporada actual, las actividades de siembra y manejo de estas especies han involucrado a más de 50 trabajadores, sin incluir al equipo que participa en las etapas posteriores, cuando las plántulas son entregadas para su establecimiento en campo (MG Consultores S.A.S., 2025). Esta situación muestra la necesidad de fortalecer las prácticas de propagación y asegurar la calidad sanitaria del material vegetal desde el inicio del proceso.

La alta demanda de estas especies en los mercados internacionales exige un producto de calidad fitosanitaria superior desde las fases tempranas de desarrollo. Sin embargo, en la sabana de Bogotá, región donde se encuentra uno de los principales focos productivos del país, se han reportado recientemente pérdidas considerables en la producción de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton causadas por la aparición de Mildiu velloso (*Hyaloperonospora parasítica* (Pers.) Constant), una enfermedad fúngica que puede propagarse de manera rápida bajo condiciones de alta humedad relativa y temperatura moderada (Dicklow, 2024).

Esta situación ha hecho evidente la necesidad de implementar medidas preventivas y protocolos de bioseguridad estrictos durante la fase de propagación, los cuales incluyen acciones como la desinfección de bandejas, herramientas, carros transportadores y espacios de trabajo, así como el uso de insumos certificados. Estas prácticas no solo buscan reducir la incidencia de enfermedades, sino también garantizar la calidad y sanidad de las plántulas entregadas.

Además, es importante considerar que muchas de las patologías presentes en esta etapa, como el Mildiu velloso en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton o *Botrytis cinerea* Pers.: Fr en *Gypsophila paniculata* L., pueden comprometer seriamente el éxito del cultivo final si no son identificadas y controladas a tiempo. El seguimiento sanitario constante y riguroso es por tanto una estrategia clave para asegurar la sostenibilidad del sistema productivo, minimizar pérdidas económicas y responder a las exigencias de los mercados de exportación.

En este contexto, MG Consultores S.A.S. ocupa un lugar clave en las fases iniciales de la producción florícola, pues allí se desarrollan los procesos de propagación de especies ornamentales como *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. Estas actividades requieren procedimientos precisos y una alta demanda operativa. Durante la temporada actual, las labores de siembra y manejo han involucrado a más de 50 trabajadores, sin contar el personal que interviene en etapas posteriores, cuando las plántulas son trasladadas para su establecimiento en campo (MG Consultores S.A.S., 2025). Este escenario refuerza la necesidad de optimizar las prácticas de propagación y asegurar la calidad sanitaria del material vegetal desde su fase inicial.

En este sentido, el presente proyecto se justifica en la necesidad de establecer un seguimiento técnico y sanitario detallado a las variedades comerciales de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L., cultivadas en la sabana de Bogotá,

con énfasis en la prevención y detección oportuna de enfermedades como el Mildiu velloso. La información obtenida permitirá no solo mejorar los protocolos internos de la empresa, sino también contribuir al fortalecimiento del conocimiento técnico aplicado en la etapa de propagación, asegurando una entrega de plántulas con óptima calidad fitosanitaria y con mayores probabilidades de éxito en campo.

3. Objetivos

3.1 Objetivo general

Establecer un sistema riguroso de seguimiento fitosanitario durante la etapa de propagación de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. en condiciones de invernadero, con el propósito de detectar oportunamente la presencia de enfermedades y aplicar medidas preventivas que garanticen el desarrollo óptimo y saludable de las plántulas.

3.2 Objetivos específicos

- Efectuar el monitoreo, con una periodicidad de tres semanas, de la presencia de Mildiu vellosa causado por *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant. en plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton mantenidas en cámara húmeda, con el fin de registrar y comparar su incidencia entre las distintas variedades cultivadas.
- Realizar observaciones semanales sobre la aparición de enfermedades comunes en *Gypsophila paniculata* L., durante su fase de propagación, enfocándose en pudriciones radicales, oídio y moho gris.
- Implementar y verificar protocolos básicos de manejo técnico en la propagación de plantas, incluyendo limpieza y desinfección de herramientas y bandejas, control de riego y seguimiento de parámetros físicos, con el fin de mantener la sanidad de las plantas y optimizar su crecimiento, previniendo enfermedades.

4. Marco teórico

4.1 Marco contextual

4.1.1 Caracterización geográfica, ambiental y territorial del municipio de Chía

El municipio de Chía se encuentra en el departamento de Cundinamarca, dentro de la República de Colombia. Está localizado en la Cordillera Oriental de los Andes, en el sector central de la cuenca alta del río Bogotá. Su territorio abarca aproximadamente 80 km², con altitudes que oscilan entre los 2.540 y los 3.230 metros sobre el nivel del mar. La zona central del municipio está situada en el Altiplano de Bogotá, donde predominan los relieves planos que han favorecido el asentamiento urbano, mientras que los sectores oriental y occidental presentan pendientes más pronunciadas, con menor densidad poblacional (Castiblanco, 2020; véase Figura 1)

Figura 1.

Localización del área de estudio



Nota. El mapa presenta la ubicación del área de estudio en Colombia, Cundinamarca y el municipio de Chía. Reproducido de “Variabilidad espacial de la precipitación en la Sabana de Bogotá”, por A. Castiblanco, 2020, *Physis Terrae*, <https://doi.org/10.21814/physisterrae.2968>

La cabecera municipal está ubicada a los 4°52' de latitud norte y 74°04' de longitud oeste, a una altitud de 2.550 m s. n. m. En términos de límites territoriales, Chía colinda al norte con Cajicá, al oriente con Sopó, al sur con Bogotá y Cota, y al occidente con Tenjo y Tabio. Su división político-administrativa comprende ocho veredas: Bojacá, Yerbabuena, Fusca, La Balsa, Cerca de Piedra, Fonquetá, Tiquiza y Fagua, además de dos zonas urbanas. La topografía incluye relieves como los cerros de La Valvanera y Pan de Azúcar, y zonas con pendientes que van desde 0–15% en el valle hasta más del 50% en los cerros periféricos. Estas características forman parte de una estructura geográfica que combina llanura y montaña.

El régimen climático de Chía es de tipo bimodal, con dos temporadas lluviosas entre abril-junio y septiembre-noviembre. Octubre es el mes más lluvioso, con promedios de 101 mm, y enero el más seco, con solo 27 mm. La temperatura media anual es de 13,4 °C, con extremos registrados entre los 27,5 °C y los -2,5 °C. La humedad relativa media es del 77 %, con ligeras variaciones estacionales. Además, la velocidad del viento promedio es de 1,5 m/s, siendo más intensa en horas de la tarde. En cuanto al sistema hídrico, el municipio es atravesado por las cuencas del río Bogotá y el río Frío, que definen su configuración natural e hidrológica.

Finalmente, según proyecciones del DANE basadas en el censo de 2005, la población estimada para el año 2020 fue de 141.917 habitantes, lo cual refleja un crecimiento significativo influenciado en parte por la cercanía de Chía con Bogotá y el proceso de expansión metropolitana (Alcaldía de Chía, 2016).

4.2 MG Consultores S.A.S

MG Consultores S.A.S. es una empresa del sector florícola con sede principal en la vereda Fagua, municipio de Chía, Cundinamarca. Fundada en 1977, desde 1984 se ha especializado en la producción y exportación de flores de corte. Su primera operación formal comenzó en la finca La Esperanza, desde donde la empresa expandió su modelo productivo a otras sedes como Las Mercedes, Ginebra, Santa Inés, Scarlett's Flowers y Canelón, esta última ubicada en el municipio de Cajicá.

La empresa cultiva principalmente claveles, rosas, alstroemerias y *Gypsophilas*, y dispone de áreas destinadas a la propagación de plantas como *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton así como al estudio e introducción de nuevas especies. Actualmente, cuenta con más de 40 variedades, lo que le ha permitido consolidarse como una compañía

competitiva en el mercado internacional, con presencia destacada en Estados Unidos, Europa y Asia (MG Consultores S.A.S., 2025).

El enfoque productivo de MG Consultores se basa en procesos tecnificados bajo condiciones de invernadero. Esta infraestructura permite un control preciso sobre variables climáticas y fitosanitarias, garantizando una calidad constante en sus productos. La empresa ha desarrollado sistemas propios de manejo agronómico adaptados a las condiciones de la Sabana de Bogotá, y ha sido reconocida por introducir mejoras tecnológicas orientadas a la eficiencia y sostenibilidad.

Además, MG Consultores S.A.S. cuenta con certificaciones reconocidas a nivel nacional e internacional que respaldan la sostenibilidad y la calidad de sus procesos. Entre ellas se encuentran Florverde Sustainable Flowers, sello especializado en floricultura que acredita el cumplimiento de estándares ambientales y sociales; Rainforest Alliance Certified, que avala prácticas agrícolas orientadas a la conservación de la biodiversidad y al uso responsable de los recursos; y la certificación BASC (Business Alliance for Secure Commerce), orientada a garantizar la seguridad de la cadena logística en contextos de exportación. La combinación de estos sistemas de certificación evidencia el compromiso de la empresa con una producción responsable, el manejo eficiente de los recursos y la trazabilidad segura del material vegetal desde las etapas iniciales del proceso productivo (MG Consultores S.A.S., 2025).

Uno de los pilares estratégicos de la compañía es la inversión en el desarrollo humano. Cuenta con una fuerza laboral compuesta por miles de colaboradores y ha implementado programas internos como Savia, que busca formar a los trabajadores en aspectos técnicos, operativos y de liderazgo. Así mismo, ofrece incentivos de bienestar como acceso a educación, salud, vivienda y transporte. Dentro de sus programas sociales destaca “Embajadores de Fagua”, un proyecto comunitario enfocado en la formación de

niños y jóvenes en valores, habilidades emocionales y conciencia ambiental, al que asisten tanto hijos de colaboradores como habitantes de la comunidad local. Este componente social fortalece el vínculo de la empresa con su entorno y evidencia su compromiso con el desarrollo integral de la región (Asocolflores, 2023).

Gracias a su enfoque integral en sostenibilidad, innovación agronómica y responsabilidad social, MG Consultores S.A.S. se ha consolidado como una empresa modelo dentro del sector floricultor colombiano. Además, se ha convertido en un escenario propicio para la implementación de técnicas alternativas, como la aplicación de protocolos fitosanitarios y medidas preventivas orientadas a la detección temprana de enfermedades, lo que contribuye a optimizar los procesos de propagación vegetal y garantizar la entrega de productos de alta calidad.

4.3 Bases conceptuales

El presente marco conceptual tiene como propósito establecer los fundamentos teóricos necesarios para el desarrollo del proyecto de pasantía enfocado en el monitoreo y seguimiento fitosanitario de enfermedades en cultivos ornamentales, particularmente en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton. (Stock) y *Gypsophila paniculata* L., variedades Cosmic y Wild Pearl. Esta iniciativa surge como respuesta a las pérdidas económicas y productivas registradas previamente a causa de enfermedades fúngicas que afectan significativamente la calidad y supervivencia de estas especies en vivero.

En el caso de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton el Mildiu vellosa, causado por especies del género *Hyaloperonospora* o *Peronospora*, representa una de las principales amenazas. Esta enfermedad se manifiesta con síntomas como manchas cloróticas en el haz foliar, esporulación en el envés y necrosis progresiva, comprometiendo el desarrollo

de la planta y su valor comercial. (Putman M, 2025) La vigilancia fitosanitaria de esta patología resulta esencial para evitar su recurrencia, especialmente en condiciones de alta humedad y ventilación limitada, donde el patógeno encuentra condiciones favorables para su proliferación.

En cuanto a *Gypsophila paniculata* L., diversas enfermedades de origen fúngico representan restricciones importantes en la fase de propagación. El damping-off, causado principalmente por *Pythium spp.* y *Fusarium spp.*, provoca la pudrición radicular y marchitez temprana de plántulas y esquejes. Adicionalmente, la pudrición basal del tallo, atribuida a *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn, reduce la tasa de enraizamiento y la supervivencia de esquejes, lo que afecta directamente la eficiencia del proceso de propagación (Wolcan et al., 2020). También se han reportado problemas asociados a *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. (moho gris), que coloniza tejidos tiernos y flores, *Peronospora gypsophilae* (Mildiu velloso), responsable de manchas foliares en hojas jóvenes, y *Erysiphe spp.* (oídio), que produce micelio blanco sobre brotes, limitando la fotosíntesis y el vigor de las plantas (UCIPM, 2022).

Este proyecto contempla además la importancia de las prácticas culturales en el manejo preventivo de enfermedades, tales como la limpieza y desinfección de herramientas, el control de humedad en los sustratos, la correcta ventilación de las áreas de cultivo y la identificación oportuna de síntomas. De igual manera, se describirán las características agronómicas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L., lo que permitirá entender su comportamiento fisiológico y sus requerimientos para un desarrollo óptimo bajo condiciones controladas. El marco conceptual, por tanto, servirá como eje articulador entre el conocimiento científico y las prácticas de manejo integradas para reducir la incidencia y severidad de las enfermedades que afectan a estas especies ornamentales.

4.3.1 *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton

Matthiola incana (L.) W.T. Aiton perteneciente a la familia Brassicaceae, es una planta herbácea perenne cultivada comúnmente como anual en jardinería ornamental. Es conocida popularmente como alhelí de Brompton o simplemente alhelí, y se valora ampliamente por la diversidad de colores de sus flores (véase Figura 2) y su característico aroma dulce, frecuentemente comparado con el del clavo de olor (Missouri Botanical Garden, 2023).

Su origen se sitúa en la región del Mediterráneo, el sudoeste de Europa y el oeste de Asia, donde crece en ambientes templados y soleados. Se trata de una especie cultivada ampliamente como ornamental, tanto en jardines como en producción de flor cortada. Existen numerosas variedades que presentan una gama de colores que va desde el blanco, amarillo y rosa, hasta tonos intensos como rojo, púrpura, lavanda y azul.

Las plantas pueden alcanzar entre 30 y 90 cm de altura y extenderse entre 25 y 45 cm de ancho. Su porte es erguido y presenta dos tipos de hábitos de crecimiento: compacto y ramificado. La floración se produce en espigas terminales densas, lo que las hace atractivas para uso ornamental. La reproducción se realiza principalmente mediante semillas, que germinan en condiciones templadas y requieren suelos bien drenados para un desarrollo óptimo (Schiller, 2025).

4.3.1.1 Taxonomía

La clasificación taxonómica de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton se presenta en la Tabla 1.

Matthiola incana L. W.T.Aiton, comúnmente conocida como “Alhelí, Stock” (Figura 2) es una planta herbácea a veces tratada como anual o bienal de uso ornamental, valorada por sus flores fragantes y vistosas. Pertenece a la familia Brassicaceae y se caracteriza por tener tallos erectos, hojas lanceoladas pubescentes y flores dispuestas en racimos terminales. (North Carolina Extension, 2025) A continuación, su clasificación taxonómica:

Tabla 1.
Clasificación taxonómica de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton

Categoría taxonómica	Descripción
Reino	Plantae
Filum / División	Streptophyta
Clase	Equisetopsida
Subclase	Magnoliidae
Orden	Brassicales
Familia	Brassicaceae
Género	Matthiola
Especie	<i>Matthiola incana</i> (L.) W.T.Aiton

Nota. Adaptada de Royal Botanic Gardens, Kew, 2024.

4.3.1.2 Morfología

Matthiola incana (L.) W.T. Aiton presenta un porte erecto y puede alcanzar alturas de entre 25 y 90 cm, aunque en condiciones óptimas de cultivo ornamental puede superar fácilmente estas dimensiones. Sus tallos, simples o ramificados, están densamente recubiertos por tricomas no glandulares, que forman una capa lanosa característica, la cual les confiere un distintivo aspecto grisáceo.

Las hojas basales suelen disponerse en forma de roseta, mientras que las hojas caulinares son sésiles o con pecíolos cortos. Estas tienen forma linear-ob lanceolada a lanceolada, con márgenes enteros o débilmente ondulados, y pueden medir entre 4 y 22 cm de largo y hasta 2.5 cm de ancho.

La inflorescencia se presenta en racimos terminales, con flores grandes, fragantes, de colores que varían entre el blanco, rosa, púrpura y violeta. Cada flor posee cuatro pétalos obovados a ovados, de 20–30 mm de largo y 7–15 mm de ancho, con ápice redondeado o ligeramente emarginado. Los sépalos son linear-lanceolados, de 10–15 mm de longitud

El fruto es una siliqua (cápsula típica de las Brassicaceae), larga, estrecha y ligeramente comprimida, de 6 a 12 cm de largo y 3–6 mm de ancho, cubierta por una pubescencia densa. Los frutos contienen numerosas semillas orbiculares, de aproximadamente 2.5–3.2 mm de diámetro, con una diminuta ala.

Este conjunto de características morfológicas, junto con su adaptabilidad al cultivo y floración prolongada, ha hecho de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton una especie ampliamente utilizada en jardinería y floricultura ornamental.

Figura 2.

Matthiola incana (L.) W.T. Aiton



Nota. La imagen presenta distintas variedades de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, caracterizadas por inflorescencias compactas y colores diversos, utilizadas comúnmente en floricultura comercial. Reproducido de “*Matthiola incana* (Stock Flower)”, Gardenia.net (2025), <https://www.gardenia.net/plant/matthiola-incana-stock-flower>

4.3.1.3 Fenología

Matthiola incana (L.) W.T. Aiton presenta un ciclo fenológico influenciado por las condiciones climáticas y el sistema de cultivo. En ambientes de campo, la especie suele desarrollar sus etapas de manera más gradual debido a la variabilidad térmica y la disponibilidad de humedad. En sistemas bajo invernadero, el control de temperatura,

humedad y luminosidad permite un crecimiento más uniforme y una reducción en la duración de algunas fases del ciclo.

4.3.1.3.1 Germinación

La germinación de las semillas ocurre cuando las temperaturas oscilan entre 15 y 20 °C. La humedad del suelo es fundamental para el éxito de la germinación, pues la semilla requiere un ambiente moderadamente húmedo para activar el proceso. Bajo condiciones de invernadero, la germinación se produce entre 7 y 14 días después de la siembra (Flora of North America Editorial Committee, 2024).

4.3.1.3.2 Desarrollo vegetativo

Durante la primavera y el inicio del verano, la planta desarrolla su sistema radicular y follaje. En esta etapa, la formación de hojas basales en roseta es prominente, mientras que el tallo crece verticalmente y comienza a ramificarse. Esta fase, que dura varias semanas, es crucial para acumular reservas que sostendrán la floración.

4.3.1.3.3 Floración

La floración de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton suele iniciarse a finales de primavera o comienzos de verano, extendiéndose durante varias semanas o meses, dependiendo de las condiciones ambientales y el manejo agrícola. Las flores aparecen en

racimos terminales y su fragancia característica es especialmente intensa durante las tardes y noches, favoreciendo la polinización tanto por insectos diurnos como nocturnos (World Flora Online, 2024).

4.3.1.3.4 Fructificación

Tras la polinización, las flores desarrollan frutos en forma de siliquas alargadas que maduran a finales del verano o principios del otoño. La dispersión de semillas ocurre cuando las siliquas se abren y liberan las semillas, que pueden permanecer viables en el suelo durante varios años, asegurando la persistencia de la especie en el ecosistema.

4.3.1.3.5 Senescencia

En climas templados, la planta suele completar su ciclo en uno o dos años, entrando en fase de senescencia al final del otoño o durante el invierno, cuando las temperaturas disminuyen y la luz se reduce. En cultivos controlados o en climas más cálidos, *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton puede comportarse como planta perenne, prolongando su ciclo vegetativo (Royal Botanic Gardens, Kew, 2024).

4.3.1.3.6 Siembra bajo invernadero

En sistemas bajo invernadero, *Matthiola incana* se maneja en ambientes controlados que permiten mantener condiciones óptimas para su desarrollo. La germinación ocurre generalmente entre 7 y 14 días cuando la temperatura se mantiene

entre 18 y 20 °C. Durante esta etapa, las plántulas requieren una humedad relativa alta (80–90 %) y una adecuada ventilación, lo que ayuda a prevenir enfermedades fúngicas y favorece un crecimiento uniforme.

Una vez las plántulas son trasladadas al invernadero, deben mantenerse con una ventilación adecuada para evitar saturación de humedad y favorecer su establecimiento. Durante el desarrollo vegetativo, las plantas requieren un sustrato bien aireado y ligeramente ácido, con un pH entre 6.0 y 6.5. Es fundamental evitar el encharcamiento para prevenir la pudrición de las raíces. El riego debe ser controlado, aplicándose agua cuando el sustrato esté seco al tacto. La floración en invernadero suele comenzar entre 60 y 90 días después de la siembra, según las condiciones ambientales y el manejo cultural. Para obtener una floración temprana, se recomienda el uso de variedades como 'Canneto', que florecen aproximadamente 7 a 10 días antes que otras.

La cosecha de flores cortadas se realiza cuando las inflorescencias alcanzan su estado óptimo de apertura floral, el cual corresponde a un punto en el que entre el 30 y el 50 % de las flores de la espiga están abiertas, mientras los botones superiores permanecen cerrados, pero con color visible. Este estado garantiza una mejor calidad y mayor duración en postcosecha. Además, se recomienda evitar la cosecha durante las horas de mayor temperatura para reducir el estrés hídrico en las plantas. La vida útil del producto puede prolongarse mediante el uso de soluciones preservantes apropiadas y el almacenamiento en condiciones frescas (Inter semillas, 2024).

4.3.2 *Gypsophila paniculata* L.

Gypsophila paniculata L. es una planta herbácea perenne ampliamente conocida por sus pequeñas flores blancas que forman densos racimos (como se muestra en la

Figura 3), comúnmente utilizadas en arreglos. Originaria de Europa y Asia occidental, esta especie prefiere suelos bien drenados y alcalinos, y puede crecer hasta 1.2 metros de altura. (Fan Li et al. 2022)

Además, es apreciada por su resistencia a condiciones secas y su capacidad para adaptarse a diferentes ambientes, lo que la hace popular tanto en jardines como en cultivos comerciales. Su ciclo de vida y adaptabilidad permiten su cultivo en campo abierto y en invernadero, facilitando la producción durante todo el año.

4.3.2.1 Taxonomía

La Tabla 2 presenta la clasificación taxonómica de *Gypsophila paniculata* L.

Tabla 2.
Clasificación taxonómica de Gypsophila paniculata L.

Categoría taxonómica	Descripción
Reino	
Filo/División	Streptophyta
Clase:	Equisetopsida
Subclase:	Magnoliidae
Orden:	Caryophyllales
Familia	Caryophyllaceae
Género	Gypsophila
Especie	<i>Gypsophila paniculata</i> L

Nota. Adaptada de Plants of the World Online, Kew Science, 2024

4.3.2.2 Morfología

Gypsophila paniculata L., comúnmente conocida como “nube” o “baby’s breath”, es una planta herbácea perenne que presenta un hábito de crecimiento arqueado o en forma de montículo. Su porte es compacto pero muy ramificado, especialmente desde la base, lo que le otorga una apariencia densa y ligera a la vez. Esta estructura facilita su uso ornamental tanto en jardines como en arreglos florales, ya que proporciona volumen sin opacar otras especies.

Los tallos son delgados, erguidos o ligeramente extendidos, y se ramifican profusamente desde la corona. Esta ramificación es una característica distintiva de la especie, permitiendo una distribución uniforme de las flores en toda la planta. En condiciones óptimas, puede alcanzar entre 60 y 90 cm de altura y un ancho similar, formando una masa vegetal simétrica y vaporosa.

Las hojas de *Gypsophila paniculata* L. son alternas, estrechas y aciculares. Presentan una textura lisa y márgenes doblemente crenados. Su coloración varía entre verde grisáceo y azul verdoso, contribuyendo a su valor ornamental incluso cuando la planta no está en flor. Las hojas tienden a concentrarse en la parte baja del tallo, dejando los extremos superiores mayormente despejados para la floración.

Las flores son pequeñas, de entre 4 y 5 pétalos, dispuestas en inflorescencias ramificadas tipo panícula. Generalmente son de color blanco puro, aunque existen cultivares con flores rosadas o flores dobles. La floración se produce a partir del verano y puede extenderse hasta principios del otoño, dependiendo de las condiciones climáticas y del manejo del cultivo. Su textura fina y etérea permite que se utilice como relleno en arreglos florales, aportando volumen sin restar protagonismo a las flores principales.

Finalmente, los frutos son cápsulas pequeñas que contienen las semillas, las cuales se dispersan una vez que la flor ha completado su ciclo reproductivo. Esta capacidad de producir múltiples semillas facilita tanto la reproducción natural como su propagación en cultivo. (N.C. Cooperative Extension, s. f.)

Figura 3.

Gypsophila paniculata L.



Nota. Lámina botánica que ilustra la morfología de *Gypsophila paniculata* L. La figura principal muestra la planta con inflorescencia paniculada de flores blancas pequeñas y hojas lineales. Incluye vistas detalladas de la flor abierta (1), el capullo inmaduro (3) y la cápsula seminal (2). Reproducido de “*Gypsophila paniculata* — 3D Model”, por Stueber (2004), TurboSquid, <https://www.turbosquid.com/3d-models/gypsophila-paniculata-3d-model-1405661>

4.3.2.3 Fenología

Gypsophila paniculata L. presenta un ciclo fenológico que, en condiciones de cultivo controlado, se extiende por aproximadamente 132 días desde el trasplante hasta la senescencia (Chillagana Anaguano, 2024). Durante la fase inicial del ciclo, se observa un crecimiento vegetativo caracterizado por un patrón sigmoideo en las variables fenométricas, como longitud del tallo, número de nudos, diámetro de tallo y número de hojas. Este crecimiento comienza lentamente, se acelera durante la fase intermedia y luego se estabiliza al alcanzar la madurez fisiológica. Las tasas absolutas y relativas de crecimiento alcanzan su punto máximo entre los días 45 y 75 después del trasplante, coincidiendo con la etapa de transición

La inducción floral ocurre posteriormente, acompañada de una elongación significativa del tallo y un incremento en la formación de botones florales. Estudios han demostrado que prácticas como la vernalización aplicada a esquejes pueden adelantar el inicio de la floración, al modificar la respuesta fisiológica de la planta a estímulos térmicos (Díaz Arteaga & Orozco de Amézquita, 1990). La floración se da en condiciones de días largos y buena luminosidad, con abundantes inflorescencias blancas pequeñas, típicas de esta especie (Casierra Posada, Peña Olmos & Villareal, 2012).

Finalmente, se da la etapa de senescencia, en la cual las estructuras aéreas inician el marchitamiento progresivo, marcando el cierre del ciclo vital (Chillagana Anaguano, 2024). Durante todo el desarrollo, factores como el fotoperiodo, la temperatura, el despunte y el manejo agronómico pueden influir en el rendimiento, sin necesariamente alterar la duración total del ciclo (Casierra Posada et al., 2012).

Dentro de sus variedades comerciales destacan

4.3.2.1 *Gypsophila paniculata* L. variedad Cosmic

La *Gypsophila paniculata* L. Cosmic es una variedad caracterizada por presentar flores dobles de color blanco brillante, con un mayor número de pétalos y un diámetro floral que oscila entre 1 y 10 mm. Posee un aroma dulce y elegante, y para lograr una adecuada diferenciación floral y brotación requiere alta luminosidad y temperaturas nocturnas cálidas, mientras que las temperaturas más bajas favorecen su ramificación y una mayor producción de tallos florales.

Es cultivada principalmente por su valor ornamental y por su uso como follaje de relleno en arreglos florales. Se distingue por flores pequeñas y blancas dispuestas en ramilletes densos, sostenidas por tallos largos y firmes que alcanzan aproximadamente 80 cm de altura (véase Figura 4). Además, destaca por su buena presentación, rendimiento estable y vida útil en florero de 8 a 10 días, lo que la convierte en una variedad apropiada para la exportación y el comercio a gran escala (Infinity Farms, 2016.; Danziger, s. f.).

Figura 4.

Gypsophila paniculata L. variedad *Cosmic*



Nota. Destaca la disposición ramificada y la forma esférica de la inflorescencia de *Gypsophila paniculata* L. Reproducida de The Queen's Flowers (2022).

4.3.2.2 *Gypsophila paniculata* L. *Wild Pearl*

Destaca por sus flores blancas con estambres visibles y forma ligeramente acampanada, lo que le otorga un aspecto más natural y silvestre en comparación con otras variedades del mismo género. dispuestas en racimos, Sus tallos alcanzan entre 40 y 70 cm de longitud y se adaptan bien a climas templados, mostrando tolerancia a ligeras variaciones climáticas. Su disponibilidad durante todo el año la convierte en una opción versátil para la industria floral, siendo especialmente valorada en arreglos nupciales y decoraciones elegantes. Esta variedad se comercializa generalmente en ramos con múltiples tallos, ya que aporta volumen y textura a las composiciones florales, y es apreciada tanto en estilos florales rústicos como contemporáneos (Flowers, s. f.).

4.3.3 *Hyaloperonospora parasítica* (Pers.) Constant

Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant (anteriormente conocida como *Peronospora parasitica*) es un oomiceto perteneciente a la familia Peronosporaceae, responsable del Mildiu velloso en diversas especies de la familia Brassicaceae, incluyendo *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton (stock o alhelí). Este patógeno es un parásito obligado que coloniza los tejidos vivos de la planta, afectando su fisiología y apariencia ornamental (Agriculture Victoria, 2025; Bertetti et al., 2021). Su desarrollo se ve favorecido por condiciones de alta humedad relativa, temperaturas frescas (entre 8 °C y 16 °C) y baja ventilación, factores comunes en invernaderos o viveros donde se cultiva esta especie (Pacific Northwest Extension, 2025).

Los síntomas del Mildiu velloso en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton se manifiestan inicialmente como manchas cloróticas o amarillentas en el haz de las hojas, que luego presentan un crecimiento blanco o grisáceo en el envés, correspondiente a la esporulación del patógeno. En estados avanzados, las hojas se deforman, necrosan y pueden caer, lo que reduce significativamente el valor comercial de la planta ornamental (Bertetti et al., 2021; Pacific Northwest Extension, 2025). En viveros, la infección puede diseminarse rápidamente por el viento o el agua, provocando pérdidas considerables en lotes de producción (Agriculture Victoria, 2025).

El manejo del Mildiu velloso en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton requiere una combinación de prácticas culturales y químicas. Se recomienda mantener una buena ventilación en el cultivo, evitar el exceso de humedad en las hojas y eliminar los restos vegetales infectados para reducir fuentes de inóculo (Agriculture Victoria, 2025). En casos severos, pueden emplearse fungicidas específicos para oomicetos, como aquellos a base de metalaxil o fosetil-Al, rotando modos de acción para prevenir resistencia (Pacific Northwest Extension, 2025). Estas estrategias integradas permiten disminuir la

incidencia de la enfermedad y mantener la calidad ornamental de las plantas afectadas. Su clasificación taxonómica se resume en la Tabla 3.

Tabla 3.
Clasificación taxonómica de Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant

Categoría taxonómica	Descripción
Reino	Stramenopila (Chromista)
Filo/División	Oomicetos
Clase:	Oomicetos
Orden:	Peronosporales
Familia	Peronosporaceae
Género	Hyaloperonospora
Especie	<i>Hyaloperonospora parasitica (Pers.) Constant.</i>

Nota. Adaptada de EPPO Global Database, 2025.

4.4 Marco legal

En Colombia, la producción de material vegetal y su sanidad están reguladas por un conjunto de disposiciones que establecen responsabilidades, controles fitosanitarios y requisitos para la propagación, movilización y comercialización de plantas y plántulas. El Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) es la autoridad nacional competente para la sanidad vegetal, encargada del diagnóstico, la vigilancia y el control técnico de enfermedades, plagas y del material vegetal bajo su jurisdicción (Decreto 1071 de 2015).

La producción, propagación y comercio de flores y material vegetal ornamental se encuentran sujetos a normativas específicas que buscan garantizar su calidad y bioseguridad. Entre estas se destacan la **Resolución 0780 de 2006**, la cual establece los requisitos fitosanitarios para la producción y movilización de material vegetal, y la **Resolución 63625 de 2020** (ICA, 2020), que actualiza los lineamientos relacionados con la importación, el registro y el manejo del material vegetativo en el país.

A nivel internacional, la recepción y el movimiento transfronterizo de material vegetal se encuentran regulados por los estándares de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF) y por las Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias (NIMF) establecidas por la FAO (2021), cuyo objetivo es prevenir la diseminación de plagas y garantizar la bioseguridad en el comercio global. En conjunto, estas disposiciones conforman un marco regulatorio integral que abarca todas las especies vegetales, sus productos y los insumos agropecuarios, bajo un enfoque de prevención y control de la sanidad vegetal.

La producción, movilización y comercialización de material vegetal también están sujetas a vigilancia fitosanitaria, tanto en viveros como en invernaderos, lo cual significa que los procesos de propagación y despacho requieren cumplir estándares de sanidad para evitar pérdidas y asegurar la calidad del producto vegetal. El Decreto 1071 de 2015 establece estos mecanismos de control para material vegetal.

Por otra parte, el uso y manejo de plaguicidas están regulados en Colombia por el Decreto 1843 de 1991, que reglamenta parcialmente la Ley 9 de 1979, estableciendo que el control y la vigilancia epidemiológica del uso de plaguicidas deben garantizar que

no se afecte la sanidad vegetal o que no se restrinja la comercialización por la presencia de residuos.

Finalmente, la movilización interna de material vegetal en el país se regula mediante la Resolución 00019328 de 2024 del ICA, que fija los requisitos para la movilización de material vegetal dentro del territorio nacional y asegura que el material despachado provenga de condiciones sanitarias controladas.

Estas disposiciones constituyen el marco legal que respalda la planificación de este estudio, ya que regulan la sanidad vegetal, los requisitos para la producción y el despacho, así como las obligaciones en el uso de insumos. De esta manera, se garantiza que las actividades de propagación se desarrollen bajo condiciones técnicas y legales apropiadas.

5. Metodología

El estudio se desarrolló entre el 7 de julio y el 2 de diciembre de 2025 en el área de propagación de MG Consultores S.A.S., la cual cuenta con 1 hectárea destinada a las actividades de germinación, manejo y clasificación de plántulas. Las cámaras húmedas para *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton fueron instaladas el 15 de julio; sin embargo, la primera evaluación se realizó tres semanas después, el 5 de agosto de 2025, y a partir de esa fecha se llevaron a cabo evaluaciones semanales durante 18 semanas. En cada muestreo se seleccionaron 20 plántulas por variedad, con un promedio de 11 variedades, para un total aproximado de 3.960 plántulas evaluadas.

La cámara húmeda para *Gypsophila paniculata* L. inició el 10 de octubre de 2025, realizándose 8 evaluaciones semanales hasta el 5 de diciembre. En cada sesión se muestrearon 10 plántulas por variedad (variedades Cosmic y Wild Pearl), para un total de 160 plántulas evaluadas.

En conjunto, durante el periodo de práctica se evaluaron aproximadamente 4.120 plántulas. Estas muestras procedían de lotes listos para despacho. Durante la práctica se manejaron 8,568,966 plántulas de *Mathiola incana* (L.) W.T. Aiton, de las cuales 3.739.233 correspondieron a la temporada principal comprendida dentro del periodo de estudio. Para *Gypsophila paniculata*, el volumen trabajado durante este periodo correspondió a aproximadamente 3.200.000 plántulas, acorde con los registros internos de producción de la empresa.

De manera complementaria, en el área de propagación se utilizó un termohigrómetro digital para el monitoreo continuo de la temperatura y la humedad relativa dentro del invernadero. La información registrada por este equipo permitió apoyar la toma de decisiones operativas, principalmente relacionadas con la apertura o

cierre de las cortinas laterales y cenitales, con el fin de mantener condiciones ambientales adecuadas para el desarrollo de las plántulas durante esta etapa del proceso (véase Figura 5).

Figura 5

Termohigrómetro digital



Nota. La imagen muestra un termohigrómetro digital EXTECH utilizado para registrar las condiciones ambientales del área de propagación. En la lectura presentada se observa una temperatura de 28,8 °C y una humedad relativa del 37 %. Fotografía propia.

5.1 Material Vegetal

El presente trabajo se centró en la implementación y seguimiento de protocolos de asepsia y manejo sanitario en el área de propagación de MG Consultores S.A.S., con

el propósito de asegurar la obtención de material vegetal sano y de alta calidad. Para ello, se utilizaron técnicas de prevención y diagnóstico temprano, como el empleo de cámaras húmedas, que permitieron detectar oportunamente la presencia de patógenos en plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* (L.).

Durante el proceso se realizó un monitoreo diario de los parámetros físicos del agua de riego, del fertilizante preparado y de la piscina de agua potable (véase Figura 8), que es la fuente principal del agua utilizada para el riego, mediante el uso de equipos de medición de pH, conductividad eléctrica y cloro (véase Figura 6 y 7). Asimismo, se evaluaron diariamente los escurridos del sustrato, correspondiente a un medio compuesto por turba de *Sphagnum* (musgo del género *Sphagnum*), perlita, vermiculita y cal dolomítica, con el propósito de conocer su comportamiento y verificar que los valores se ajustaran a los parámetros establecidos para cada edad de las plántulas. En *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, la conductividad eléctrica (CE) que debía mantenerse era de aproximadamente 1,8 mS/cm para plántulas de dos semanas, entre 2,0 y 2,3 mS/cm para las de tres semanas y entre 2,3 y 2,6 mS/cm para las de cuatro semanas. Estas actividades permitieron asegurar un entorno de propagación higiénico y técnicamente controlado, reduciendo el riesgo de patógenos.

En *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, los protocolos de asepsia se enfocaron en asegurar condiciones óptimas de sanidad desde la preparación del material hasta el manejo diario de las plántulas. Entre las actividades realizadas se incluyó el lavado y desinfección de bandejas con hipoclorito, la sanitización de carros de semillas mediante soluciones de Yodo al 5%, Cuyo ingrediente activo es iodopovidona, la limpieza profunda de pisos, estibas y carros de siembra, así como la desinfección diaria de germinadores. También se llevó a cabo el lavado y desinfección periódica de la máquina sembradora y de sus tanques, el aseguramiento de que los carros de clasificación permanecieran libres de residuos vegetales y la aplicación de soluciones desinfectantes en herramientas y equipos. Se mantuvieron los pasillos despejados para prevenir la

acumulación de material vegetal, se estableció un manejo adecuado de residuos mediante el uso de bolsas plásticas y costales, y se implementó la verificación constante del sistema de desagüe para garantizar un adecuado recambio entre agua y productos sanitizantes. Todas estas medidas contribuyeron al establecimiento de un entorno de propagación limpio y controlado.

Para *Gypsophila paniculata* L., las labores de asepsia se asociaron al manejo de esquejes y a la prevención de la dispersión de patógenos en camas de propagación. Entre las actividades implementadas se incluyó asegurar la aplicación uniforme del enraizante, mantener un intervalo mínimo de una hora entre el hormonado y la siembra, y verificar el buen funcionamiento de los aspersores para garantizar un riego adecuado. Después de la tercera semana, el riego por aspersión se sustituyó por riego con flauta y se aplicaron fertilizantes foliares dos veces por semana.

Las herramientas utilizadas fueron desinfectadas con yodo al 5%. Se implementó además el uso de bolsas plásticas para la eliminación segura de plántulas infectadas, evitando su contacto con material sano. Se retiraron vasos, bandejas y canastillas después de cada labor, garantizando su desinfección con hipoclorito; adicionalmente, se prohibió el uso de sustrato reutilizado y se emplearon lonas para descartar restos vegetales. Finalmente, el personal utilizó peto y guantes en cada actividad, asegurando el cumplimiento integral de los procedimientos de bioseguridad durante las labores de clasificación y mantenimiento.

Figura 6

Toma datos con Medidor de pH y conductividad



Nota. La imagen muestra la medición de los parámetros de pH, conductividad (mS) y temperatura (°C) mediante un equipo portátil utilizado en el área de propagación. Fotografía propia.

Figura 7

Toma de datos de cloro en la planta de agua potable con medidor portátil de cloro



Nota. La imagen muestra la toma de datos de cloro en la planta de agua potable mediante un medidor portátil Hanna Checker, que registra una concentración de 1,07 ppm de cloro libre. Fotografía propia.

Figura 8

Piscina de agua potable



Nota. Se observa la piscina de almacenamiento perteneciente a la planta de tratamiento de agua potable, encargada de suministrar el recurso hídrico para toda la finca. Fotografía propia.

Figura 9

Tanques de suministro de agua para riego y preparación de producto fertilizante



Nota. La figura evidencia dos de los tanques empleados en el sistema de riego: uno utilizado para el almacenamiento de agua y otro destinado a la preparación de soluciones según las necesidades del cultivo. Fotografía propia.

Esta estrategia permitió identificar con precisión el tipo de riego aplicado, dado que tanto el agua como el fertilizante circulan por la misma tubería, a partir del uso de tanques diferenciados para el almacenamiento de agua y la preparación de soluciones

nutritivas (véase Figura 9). De esta forma, se pudo determinar si se realizaba el drenaje adecuado cada vez que se requería suministrar agua o producto fertilizante, mediante las mediciones de conductividad.

Dependiendo del estado fisiológico y la edad de la planta, se establecieron límites para la conductividad eléctrica: se permitía que esta se mantuviera por debajo de 1.80 mS/cm o, en ciertos casos, por encima de este valor, según los requerimientos específicos del cultivo.

Además, gracias a este control sistemático, se pudo identificar la causa del daño en las plántulas, atribuido a un manejo inadecuado del riego que provocaba quemaduras, lo que permitió implementar acciones correctivas oportunas.

5.1.1 *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton

El material vegetal de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton se propagó en invernadero utilizando bandejas de 200 cavidades con turba como sustrato. El proceso general de propagación durante esta etapa se muestra en las Figuras 10 a 13. La germinación se realizó en un cuarto especializado, donde las semillas permanecieron entre 2 y 3 días bajo condiciones controladas de 20–23 °C y una humedad relativa del 80–90 %. Tras este periodo, las bandejas se trasladaron al área de cultivo, donde la temperatura y la humedad dependieron del clima local.

En esta zona, el manejo ambiental se efectuó mediante la apertura o cierre de cortinas para regular la aireación, y el riego se aplicó según las condiciones climáticas y la observación del sustrato. En estas etapas, la temperatura fluctuó entre 16 y 29 °C.

Después del llenado, barrido y siembra (una semilla por alveolo), las bandejas se etiquetaron con códigos de color para identificar empresa destino, variedad y fecha de siembra.

Las bandejas son tapadas cuidadosamente para no desplazar las semillas y colocadas en carros, cada uno con capacidad para 96 bandejas. Antes de ingresar al cuarto de germinación, se efectuó un riego manual utilizando una manguera equipada con una boquilla tipo poma, con el fin de asegurar una hidratación uniforme del sustrato. En el cuarto de germinación, las bandejas permanecen bajo condiciones de humedad relativa entre 70 y 90 % y una temperatura constante de 23 °C durante tres días.

Al salir del cuarto de germinación, se trasladan las bandejas al área de clasificación, donde se marcan con una paleta para garantizar un riego constante únicamente con agua durante cinco días. A partir del sexto día, se realizan escurridos para determinar si el riego continuará con agua o con producto fertilizante, según los parámetros previamente establecidos. La clasificación final se lleva a cabo a las dos semanas, cuidando de no dañar las raíces y asegurando la calidad del material.

Durante esta misma semana, se colocan banderas de color amarillo en los bancos, asegurando que las raíces estén suficientemente desarrolladas para recibir la aplicación química contra el Mildiu vellosa. Las plantas permanecen en esta área durante cuatro semanas. Finalmente, antes de ser entregadas a las diferentes fincas, se garantiza la inmersión del 100 % del material para el despacho.

Este procedimiento ya se ha implementado exitosamente y se continuará realizando de manera rutinaria, manteniendo la calidad y uniformidad del material

vegetal de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton se manifiestan inicialmente como manchas cloróticas o amarillentas en el haz de las hojas, destinado a las distintas fincas.

Lo descrito anteriormente se resume visualmente en las Figura 10, 11, 12 y 13 las cuales muestran de manera secuencial y representativa las distintas etapas del proceso de propagación de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton.

Figura 10

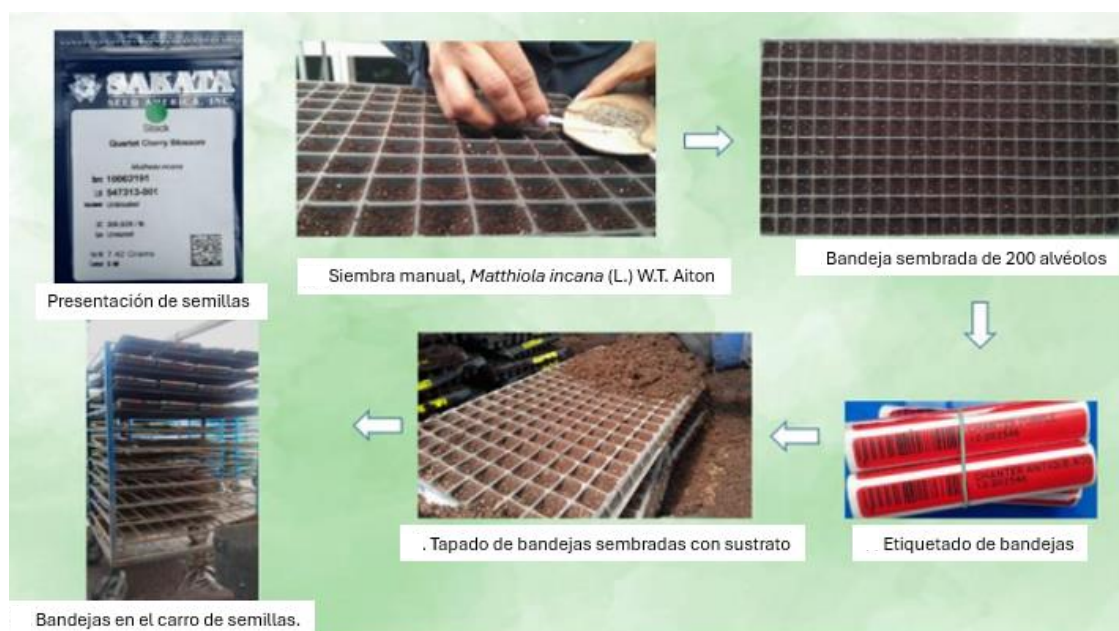
Manejo inicial del sustrato y preparación de bandejas para siembra de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton



Nota. La figura presenta la turba en su empaque, la mezcladora de sustrato, el llenado de bandejas de 200 alveolos y el barrido final realizado para asegurar la profundidad adecuada en cada cavidad. Fotografía propia.

Figura 11

*Etapas iniciales de la propagación de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton: siembra, etiquetado, tapado y ubicación en el carro de semillas*



Nota. La figura evidencia la presentación comercial de las semillas, el proceso de siembra manual en bandejas de 200 alveolos y el etiquetado correspondiente. Posteriormente, las bandejas se cubren cuidadosamente antes de ser ubicadas en los carros destinados para la germinación. Fotografía propia.

Figura 12

*Registro del manejo de bandejas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton durante las primeras etapas de propagación*



Nota. La imagen muestra el riego manual con poma antes de ingresar al cuarto de germinación, el traslado del carro con bandejas, su bajada al área de clasificación y el marcado con paletas indicando la fecha límite para el riego únicamente con agua. Además, se observan las camas con plántulas de dos semanas, destacando el estado de desarrollo y la uniformidad del material. Fotografías propias

Figura 13

Clasificación y manejo fitosanitario de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton



Nota. Ilustra la clasificación de las plantas según su tamaño, la señalización de los bancos para la aplicación de productos fitosanitarios contra Mildiu vellosa, así como el estado de las plántulas a las tres semanas y la inmersión de las plántulas de cuatro semanas preparadas para despacho. Fotografía propia.

5.1.2 *Gypsophila paniculata* L.

El proceso de propagación de *Gypsophila paniculata* L. como se muestra en la Figura 14 y 15. Inicia en el área de cosecha, donde se establecen las plantas madre de las variedades Cosmic y Wild Pearl, de las cuales se obtienen los esquejes para producción. Los esquejes se agrupan en bloques de 30 unidades, se sujetan con ligas y se colocan en papel húmedo envuelto en plástico para evitar su deshidratación durante el manejo

inicial. Posteriormente, se someten a tratamiento con hormona de enraizamiento a base de ácido indol butírico mezclado con talco estéril; la mezcla se prepara en una máquina mezcladora durante 30 minutos y luego se aplica uniformemente sobre los esquejes, dejándolos reposar una hora para que la hormona haga efecto.

Los esquejes hormonados se siembran en el área de enraizamiento, donde permanecen cinco semanas; durante las primeras tres semanas se aplican riegos por aspersores y, en las dos semanas finales, riego por flauta para prevenir la aparición de *Botrytis* por alta humedad. Tras este período, se transfieren al área de confinamiento en vasos de 12 onzas con una mezcla de sustrato compuesta por 60 % escoria, 30 % cascarilla quemada al 75 % y 10 % de materia orgánica producida en la finca con restos vegetales, colocados en canastillas de 35 unidades, permaneciendo allí durante cuatro semanas para completar el desarrollo radicular y vegetativo antes del despacho. En el caso de esquejes destinados a planta madre, se repite el ciclo de hormonado y enraizamiento.

A los 21–24 días posteriores al establecimiento, se realizan despuntes apicales y se inicia la cosecha de esquejes; los nuevos esquejes recolectados son nuevamente tratados con hormona y enviados a enraizamiento durante cinco semanas, para luego permanecer cuatro semanas en confinamiento en vasos de 12 onzas blancos. Finalmente, se entregan para despacho con un sistema radicular cercano al 70 % y un área foliar aproximada de 10 cm. Durante este ciclo, se toman 10 muestras representativas por despacho a partir del día 21 posterior al establecimiento, las cuales se evalúan semanalmente mediante cámaras húmedas para identificar enfermedades en etapa inicial de plántula, estableciendo así protocolos de manejo preventivo y garantizando la calidad fitosanitaria del material vegetal antes de su envío.

Figura 14

Preparación de esquejes y hormonado inicial



Nota. La figura presenta el proceso de cosecha y propagación de *Gypsophila paniculata* L.: inicia con la recolección manual de esquejes desde la planta madre, seguida del agrupamiento de los tallos en manojos de aproximadamente 30 unidades. Se muestran posteriormente las camas después de la cosecha, la máquina utilizada para la preparación de la hormona ácido indolbutírico mezclado con talco estéril a una concentración de 14.000 ppm, los esquejes ya hormonados y, finalmente, la siembra en sustrato tras una hora de reposo. Fotografía propia.

Figura 15

Confinamiento Gypsophila paniculata L.



Nota. La fotografía evidencia el área de confinamiento donde se trasladan las plántulas enraizadas a vasos con un sustrato compuesto por 60 % de escoria, 30 % de cascarilla quemada al 75 % y 10 % de materia orgánica. Asimismo, se observa su ubicación en canastillas con 35 plántulas y la marcación correspondiente a la variedad y semana de siembra. Fotografía propia.

5.2 Uso de cámaras húmedas

Con el objetivo de evaluar la posible presencia de *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant en plántulas listas para despacho y prevenir la diseminación del Mildiu vellosa a las fincas de destino, se emplearon cámaras húmedas como herramienta de monitoreo fitosanitario como se muestra en las Figuras 17. Esta metodología permitió

detectar de manera temprana la infección y determinar si las plántulas podrían ser portadoras del patógeno después de su envío. Adicionalmente, esta metodología se aplicó en plántulas de *Gypsophila paniculata* L., evaluando un total de 10 plántulas con el fin de observar la posible presencia de *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. y determinar el riesgo fitosanitario asociado antes de su envío (véase Figura 16).

El procedimiento se realizó de forma semanal: todos los lunes, por cada variedad evaluada, se seleccionaron 20 plántulas listas para despacho. Estas plántulas fueron sometidas a un proceso de inmersión en agua destilada y luego colocadas en cámaras húmedas preparadas para su monitoreo.

Los días martes, se efectuó el lavado de las tinas y el cambio del plástico de cobertura de las cámaras, manteniendo condiciones higiénicas y controladas durante la observación. Esta práctica permitió implementar un monitoreo sistemático post-despacho, asegurando que las plántulas enviadas no fueran vectores del Mildiu vellosa y verificando que cualquier infección detectada no se hubiera originado durante la propagación en vivero.

Figura 16.

*Cámara húmeda para detección de incidencia de enfermedades en *Gypsophila paniculata* L., variedad Cosmic y Wild pearl*



Nota. La fotografía evidencia el montaje de la cámara húmeda para *Gypsophila paniculata* L. de las variedades Cosmic y Wild Pearl, utilizada para el monitoreo de posibles incidencias fúngicas. Fotografía propia.

Figura 17.

*Cámara húmeda para seguimiento de Mildiu veloso en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton*



Nota. La figura evidencia el montaje de cámaras húmedas elaboradas con canastillas como base para las tinas, en las cuales se adicionan agua y producto. Las estructuras se cubren completamente con plástico y se sellan con un caucho para evitar el ingreso de aire. Fotografía propia.

5.3 Implementación de protocolos de asepsia

Con el fin de mantener condiciones sanitarias óptimas durante la etapa de propagación y enraizamiento, se implementó un protocolo de asepsia y bioseguridad que abarca todas las áreas operativas del proceso, desde la preparación del material vegetal hasta la clasificación y despacho. Este protocolo tiene como objetivo prevenir la diseminación de agentes patógenos y garantizar la calidad fitosanitaria de las plántulas.

El procedimiento incluyó actividades de limpieza, desinfección y manejo de residuos, programadas de acuerdo con días específicos de la semana y utilizando

productos de acción desinfectante como hipoclorito de sodio, yodo al 5% y jabón neutro, los cuales cumplen con las recomendaciones técnicas para el manejo sanitario en viveros ornamentales (ICA, 2023).

5.3.1 Seguimiento de actividades en *Gypsophila paniculata* L.

En el manejo fitosanitario de *Gypsophila paniculata* L. se reforzaron las labores de desinfección y control, implementando los siguientes procedimientos específicos, como se pueden ver en las Figuras 18 a 25:

- Aplicación uniforme del enraizante (hormona) en todos los esquejes.
- Esperar una hora posterior al hormonado antes de la siembra.
- Verificación del correcto funcionamiento de aspersores y uniformidad del riego.
- Cambio de riego por aspersión a riego con flauta tres semanas después de la siembra.
- Dos riegos semanales con aplicación de fertilizante.
- Desinfección de todas las herramientas de siembra con yodo al 5 %.
- Limpieza completa de carros de cosecha, eliminando residuos de sustrato y material vegetal.
- Uso de bolsas plásticas para erradicación de plantas infectadas.
- Retiro y desinfección de vasos y canastillas utilizados en camas.
- Eliminación completa de plantas enfermas en la planta madre.
- Desecho del material infectado en bolsas plásticas, evitando contacto con plantas sanas.
- Uso obligatorio de peto y guantes por parte del personal
- Aplicación de yodo al 5 % a los elementos de trabajo entre módulos.
- Limpieza y barrido de caminos al finalizar cada jornada de cosecha.
- Eliminación de restos vegetales de las camas de confinamiento.
- Uso exclusivo de vasos y bandejas previamente desinfectados.
- Prohibición del uso de sustrato reutilizado o contaminado.
- Uso de lonas para la recolección y desecho de residuos vegetales.

Para el control y seguimiento de estas labores se utilizó un formato de verificación semanal, en el cual se registró el cumplimiento de cada actividad, así como observaciones o incidencias detectadas. Este registro permitió mantener un control sistemático de las prácticas sanitarias, detectar fallas operativas y aplicar medidas correctivas oportunas que aseguren la trazabilidad y sanidad del material vegetal.

5.3.2. Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para *Mildiu veloso*

Las principales actividades operativas y medidas de bioseguridad implementadas durante el proceso se describen a continuación y se ilustran en las Figuras 26 a 42.

- Lavado y enjuague de bandejas con solución de hipoclorito (4 L/500 L de agua).
- Desinfección de carros de semillas con yodo al 5 % a una concentración de 5 ml/L.
- Limpieza y desinfección de pisos y estibas en cuartos de germinación.
- Lavado y desinfección de mesas en el área de siembra (sábado).
- Desinfección de pinzas y tablas de siembra.
- Lavado y desinfección de la máquina llenadora de bandejas (viernes).
- Desinfección de carros de clasificación (todos los días).
- Uso de bolsas plásticas para la erradicación de plántulas infectadas.
- Lavado de petos con agua y jabón desinfectante (sábado).
- Uso de banderas amarillas en los bancos donde se realizan aplicaciones químicas (lunes y jueves).
- Aplicaciones foliares programadas (viernes).

- Riego con agua proveniente de tanques, asegurando drenaje adecuado en cada cambio.
- Manejo de cortinas de sombra según las condiciones de luminosidad.
- Uso de costales para el desecho de plantas sospechosas (infectadas con *Mildiu vellosa*).
- Deshierbe, lavado de pisos y desinfección con hipoclorito en el área de plántulas.
- Separación mínima de 2 cm entre bandejas en los bancos de propagación.
- Toma de muestras de veinte plántulas por variedad para cámara húmeda.
- Inmersión completa en Propamocarb y Fosetyl del 100 % de material destinado a despacho.
- Garantizar que al finalizar la jornada el área quede libre de lonas con residuos vegetales.
- Lavado y desinfección de vasos (viernes).
- Lavado de bandejas pequeñas (jueves).
- Desinfección del camino central (sábado).
- Verificación diaria del riego, tiempo y apertura de registros.
- Lavado y desinfección de paletas (sábado).
- Monitoreo diario de conductividad eléctrica (CE) y pH del agua de riego y de los productos aplicados. (como se observa en la Figura 6)
- Control periódico del contenido de cloro en el agua potable utilizada en riego y limpieza.

Figura 18

Uso de guantes y peto en el área de cosecha de Gypsophila paniculata L.



Nota. Se evidencia la planta madre de *Gypsophila paniculata* L., de la cual se cosechan manualmente los esquejes seleccionando aquellos con mejor formación y sanidad. Fotografía propia.

Figura 19

Residuos vegetales después de la cosecha



Nota. La fotografía evidencia los residuos vegetales generados después de la cosecha de *Gypsophila paniculata* L., los cuales deben ser desechados de manera adecuada para evitar problemas sanitarios. Fotografía propia.

Figura 20

Erradicación completa de plantas muertas



Nota. La fotografía evidencia los residuos vegetales de *Gypsophila paniculata* L. generados después de la cosecha, los cuales deben ser desechados de manera adecuada para evitar problemas sanitarios. Fotografía propia.

Figura 21

Ligas utilizadas en cosecha desinfectadas



Nota. La figura presenta las bandas elásticas tamaño N.º 8 utilizadas para agrupar en manojos de 30 los esquejes de *Gypsophila paniculata* L. Estas bandas son previamente desinfectadas para optimizar los recursos y garantizar buenas prácticas sanitarias. Fotografía propia.

Figura 22

Área de cámaras húmedas limpia y libre de residuos



Nota. Tinas que contienen agua con producto, donde se colocan bandejas de 20 alveolos con diferentes variedades de *Mathiola incana* (L.) W.T Aiton y *Gypsophila paniculata* L. utilizadas para el seguimiento de Mildiu Velloso.

Figura 23

Bandeja con sustrato limpio



Nota. Bandejas de 117 alveolos con sustrato, preparadas para la siembra de esquejes de *Gypsophila paniculata* L. utilizadas en el área de enraizamiento. Fotografía propia.

Figura 24

Siembra de esquejes de Gypsophila paniculata L.



Nota. Se observa la siembra manual de los esquejes de *Gypsophila paniculata* L. en bandejas de 117 alveolos con sustrato previamente humedecido y desinfectado. Cada alveolo contiene un esqueje, y la disposición permite un manejo uniforme en el área de enraizamiento. Esta práctica facilita el desarrollo radicular inicial y optimiza la eficiencia del proceso de propagación.

Figura 25

Hormonado homogéneo de esquejes de Gypsophila paniculata L.



Nota. Se observan esquejes de *Gypsophila paniculata* L., variedad Cosmic, previamente tratados con ácido indolbutírico mezclado con talco estéril a una concentración de 14 000 ppm. Fotografía propia.

Figura 26

Camas deshierbadas con hipoclorito para control de arvenses y desinfección



Nota. Se observan camas del área de clasificación de plántulas en donde el piso esta deshierbado y lavado listo para aplicación de hipoclorito. Fotografía propia.

Figura 27

Marcación de camas con el fin de indicar que día termina los cinco días de riego con solo agua.



Nota. Plántulas de una semana después de su siembra, en donde se indica que el riego con agua termina el día 11. Fotografía propia.

Figura 28

Plántulas de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton variedad Chanter Purple



Nota. Imágenes de plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton variedad Chanter Purple, afectada por quemaduras debido a alta conductividad eléctrica. Fotografía propia.

Figura 29

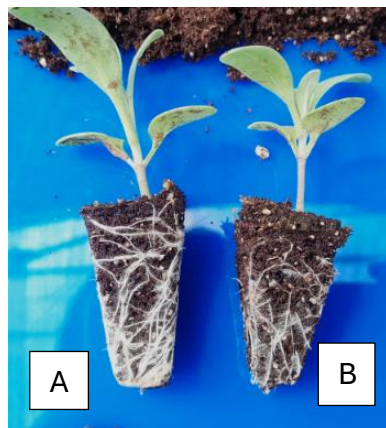
Plántulas de Matthiola Incana (L.) W.T Aiton variedad Chanter Blue



Nota. Desarrollo de plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, variedad *Chanter Blue*, una semana (A), dos semanas (B) y tres semanas (C) después de su siembra. Fotografía propia.

Figura 30

Plántulas de Matthiola Incana (L.) W.T. Aiton variedad Chanter blue



Nota. Plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, variedad Chanter Blue: A. Plug con enrollamiento de la raíz y signos de oxidación; B. Plug ideal para siembra en campo. Fotografía propia.

Figura 31

Camas marcadas con banderas amarillas para aplicación química



Nota. Fotografía que muestra banderas amarillas frente a cada cama, en donde se indica que las plántulas con desarrollo radicular de dos semanas pueden recibir aplicaciones químicas para prevenir el Mildiu vellosa. Fotografía propia.

Figura 32

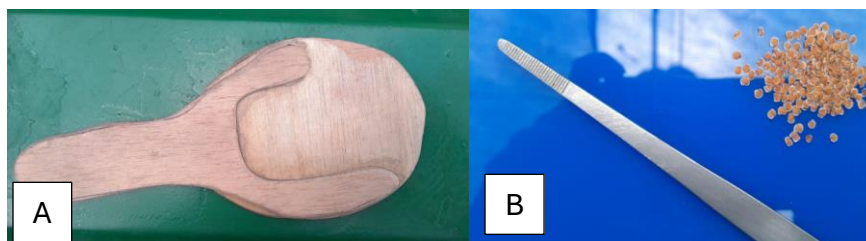
Desinfectante entregado todas las mañanas en área de clasificación y cosecha



Nota. Se muestran recipientes que contienen yodo al 5%, un desinfectante agrícola cuya base activa es yodo, con propiedades bactericidas, fungicidas y viricidas, utilizado para desinfectar guantes, pinzas, petos, carros de clasificación y otras superficies en entornos de manejo de plántulas. Fotografía propia.

Figura 33

*Herramientas para siembra de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton limpias y desinfectadas*



Nota. Herramientas utilizadas para la siembra de semillas: A. Tabla de siembra; B. Pinza y semillas de la variedad *Stock Trident White*. Fotografía propia.

Figura 34

Cuarto de germinación limpio y desinfectado



Nota. En la fotografía se muestra el cuarto de germinación, con los carros de semillas cargados con bandejas sembradas, debidamente organizados, limpios y desinfectados. Fotografía propia.

Figura 35

Vasos en el área de desinfección



Nota. En la fotografía se muestran las canastillas con vasos de 12 onzas utilizados para el confinamiento de *Gypsophila paniculata* L., debidamente organizados y preparados para el proceso de desinfección con hipoclorito. Fotografía propia.

Figura 36

Porta bandejas desinfectados



Nota. En la fotografía se muestran los portabandejas, previamente desinfectados con yodo al 5% y organizados para su uso en el proceso de transporte de bandejas con plántulas. Fotografía propia.

Figura 37

Tanques con hipoclorito y agua para desinfección de vasos y bandejas.



Nota. En la fotografía se observan los tanques empleados para la desinfección de vasos y bandejas: uno contiene hipoclorito y el otro agua, utilizados en el procedimiento de limpieza y desinfección del material de siembra. Fotografía propia.

Figura 38

Inmersión de bandejas en Propamocarb y Fosetyl, para prevención de Mildiu veloso



Nota. En la fotografía se observa a un operario realizando la inmersión de bandejas con plántulas de cuatro semanas antes de su despacho, utilizando Propamocarb y Fosetyl, un desinfectante y tratamiento fitosanitario para el control de patógenos. Fotografía propia.

Figura 39

Aspirado realizado diariamente, con el fin de detectar plagas a tiempo y reducir poblaciones de insectos



Nota. Operario utilizando una aspiradora en las camas de *Gypsophila paniculata* L. para el control y monitoreo de insectos, con el fin de identificar posibles plagas que puedan generar daños económicos. Fotografía propia.

Figura 40

Resultados de aspirado, no se han encontrado plagas de importancia agronómica.



Nota. Resultado del aspirado en una bolsa de tela, donde se identifican insectos presentes en las camas de *Gypsophila paniculata* L., sin registrarse especies de importancia económica. Fotografía propia.

Figura 41

Uso de lonas para desechar residuos vegetales



Nota. En la fotografía se observa una lona donde se han dispuesto plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, destinadas a ser desechadas por alta conductividad o por excedentes del despacho. Fotografía propia.

Figura 42.

Limpieza y desinfección del área de siembra de semillas



Nota. Operario realizando la limpieza y desinfección del área de semillas, incluyendo pisos, mesas y cuartos de germinación. Fotografía propia.

5.4 Sistemas de variables, método y herramientas de medición

5.4.1 Variables principales

Para evaluar la efectividad de los protocolos de prevención y manejo en las plantas, se consideraron las siguientes variables:

- Incidencia de enfermedad: porcentaje de plántulas que presentaron síntomas visibles compatibles con *Hyaloperonospora parasítica* (Pers.) Constant, Mildeo vellosa o con

patógenos secundarios. Se determinó mediante conteo visual de plantas afectadas frente al total evaluado. (véase Tabla 6).

- Severidad de la enfermedad: grado de afectación del área foliar, registrado con base en una escala de 0 a 5 (0 = sano; 5 = daño total o muerte de la plántula).
- Conductividad eléctrica (CE) del escurrido: medida de concentración salina en el sustrato, utilizada como indicador del manejo hídrico y nutricional.
- pH del agua de riego: controlado para verificar la estabilidad de las condiciones químicas del medio.
- Estado radicular: observado visualmente para tomar decisiones sobre aplicaciones químicas, como se observa en las Figuras 29 y 30.
- Tiempos de riego: determinados con base en el caudal y el volumen aplicado, según la herramienta empleada (poma o flauta).

5.4.2 Métodos y herramientas de medición

- Observación directa de síntomas y conteo manual en fichas de registro.
- Medidores portátiles de CE y pH, calibrados previamente.
- Reloj o cronómetro para registro del tiempo de aplicación de riego.
- Formatos de control para registrar caudales, conductividades y observaciones semanales.
- Registro fotográfico de evidencias durante el seguimiento de plántulas y cámara húmeda.
- Los datos obtenidos se organizaron en tablas de registro y se utilizaron como base para los análisis descriptivos y comparativos posteriores.

5.5 Procesamiento de la información

La información recolectada durante el desarrollo del trabajo se registró en tablas de control elaboradas en Microsoft Excel, que permitieron organizar, analizar y respaldar los datos obtenidos en campo y cámara húmeda.

Se llevaron registros específicos para las siguientes actividades:

- Tabla de caudales y tiempos de riego, en la que se documentaron las herramientas utilizadas (pomas y flautas), los caudales medidos, los volúmenes aplicados y los tiempos estimados y ajustados de riego, con el fin de unificar criterios operativos (véase Tabla 7).
- Tablas de pH y conductividad eléctrica (CE), correspondientes al agua de riego, los productos aplicados, el agua proveniente de la piscina de almacenamiento (fuente de agua potable de la finca) y los escurridos de bandejas en siembras de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton (véase Tabla 8 y 9)

Estos registros se utilizaron para verificar la estabilidad del sistema de riego, la calidad del agua empleada y la respuesta del sustrato, tomando medidas correctivas cuando los valores se salían del rango adecuado.

- Tablas de infestación y severidad en cámara húmeda, donde se consignaron las observaciones por variedad, número de plantas evaluadas, porcentaje de infestación, grado de severidad y fecha de lectura, Como se presenta en la tabla 4 y 5.

Estos datos permitieron determinar la condición sanitaria del material vegetal y la efectividad de las medidas preventivas aplicadas.

La información registrada fue analizada de manera descriptiva, comparando los valores obtenidos entre fechas y entre variedades. Se calcularon los porcentajes de infestación, así como los promedios de conductividad y pH para cada tipo de muestra. Estos resultados se complementaron con evidencias fotográficas tomadas durante el proceso, las cuales ilustran los procedimientos y las condiciones observadas en cada etapa. Este procesamiento permitió evaluar la eficacia de los protocolos de bioseguridad, los tiempos de riego y la calidad del agua, garantizando la trazabilidad de cada registro y la validez técnica de los resultados obtenidos durante la práctica empresarial.

- Las evaluaciones se realizaron de forma semanal, lo que permitió identificar tendencias y generar reportes ordenados. Este registro funcionó como una herramienta de apoyo para la toma de decisiones en el manejo preventivo y correctivo de los problemas fitosanitarios Como se presenta en la tabla 10 y 11.

Asimismo, la información recolectada fue utilizada para comparar la incidencia de enfermedades entre las variedades de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. aportando insumos para establecer estrategias de manejo que fortalezcan la sanidad del material vegetal antes de su despacho.

A continuación, se presenta el modelo de tabla que se utilizará:

Tabla 4.

Registro de incidencia de Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant en Matthiola incana (L.) W.T. Aiton

Descripción	Variedad	Fecha de montaje	Semana de montaje	Semana a evaluar	Sema de lectura	Fecha de lectura	#De plantas a evaluar	# De plantas + a M. Velloso	% De infestación	Grado de severidad	Plantas × grado
Plantas sanas	Chanter Purple	14/10/2025	202541	202538	202545	4/11/2025	20	0	0%	0	0
Plantas sanas	Chanter Antique	14/10/2025	202541	202538	202545	4/11/2025	20	0	0%	0	0
Plantas sanas	Quartet Pink	14/10/2025	202541	202538	202545	4/11/2025	20	0	0%	0	0
Plantas sanas	Chanter Yellow	21/10/2025	202542	202539	202546	11/11/2025	20	0	0%	0	0
Plantas sanas	Quartet Cherry	21/10/2025	202542	202539	202546	11/11/2025	20	0	0%	0	0

Nota. Formato de registro proporcionado por Mg Consultores.

Tabla 5.

Registro de incidencia de patógenos encontrados en Gypsophila paniculata L.

VARIEDAD	Fecha de montaje	Semana de montaje	Semana a evaluar	Sema de lectura	Fecha de lectura	#De plantas a evaluar	# De plantas infestadas	% De infestación	Grado de severidad	Plantas × grado
COSMIC	24/10/2025	202544	202538	202545	31/10/2025	10	0	0%	0	0
WILD										
PEARL	24/10/2025	202544	202538	202545	31/10/2025	10	0	0%	0	0

Nota. Formato de registro proporcionado por Mg Consultores.

Tabla 6.

Registro de porcentaje de incidencia de Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant

SEMANA	FECHA	VARIEDAD	#DE ERRADICADAS	# DE PLANTAS EVALUADAS	%INCIDENCIA
5	27/01/2025	CEDO WHITE	24	4800	0,5
5	27/01/2025	CHANTER RED	225	59800	0,4
5	27/01/2025	CHANTER BLUE	35	34800	0,1

Nota. Formato de registro proporcionado por Mg Consultores

Tabla 7.

Registro de caudales y tiempos de riego

Herramienta de riego	Caudal (L/min)	Volumen (L)	Tiempo estimado (min)	Tiempo ajustado
Poma				
Flautas				

Nota. Elaboración propia.

Tabla 8.

Registro de pH y conductividades de escurridos de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton

Nave	Lado	Cama	pH	CE
Nave 9				
Nave 9				
Nave 9				
Nave 9				

Nota. Elaboración propia.

Tabla 9.

Seguimiento de pH y conductividad eléctrica de agua para riego, piscina de agua potable y fertilizante

Seguimiento de conductividades y pH piscina, Agua para riego, producto						
	LUNES	MARTES	MIERCOLES	JUEVES	VIERNES	SABADO
Piscina						
CE						
Ph						
Agua riego						
CE						
pH						
Producto						
CE						
pH						
COLORO						

Nota. Elaboración propia.

Tabla 10.*Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu vellosa*

Nº	ACTIVIDADES	28	29	30	31
1	Lavado y enjuague de bandejas con hipoclorito 117 y 200				
2	Desinfección de carros de semillas con yodo al 5%, 5 ml/L (sábado)				
3	Lavado y desinfección de pisos y estibas nuevas (sábado)				
4	Lavado y desinfección de carros de siembra usados (sábado)				
5	Desinfección de germinadores (todos los días)				
6	Lavado y desinfección de la máquina sembradora, tanques de desinfección (jueves)				
7	Desinfección de carros de clasificación con jabón (sábados)				
8	Desinfección de carros de traslado con jabón (sábado)				
9	Uso de bolsas plásticas para el descarte de plantas enfermas				
10	Colocar banderas amarillas en bancos para aplicación química (lunes y jueves)				
11	Aplicación de solución con yodo al 5% (5 ml/L) en herramientas				
12	Verificar desagüe al pasar de producto a agua				
13	Mantener pasillos despejados de plantas				
14	Embolsar y retirar material de descarte en costales				
15	Deshierbe y aplicación de hipoclorito				
16	Garantizar que el día anterior quede todo limpio y despejado				
17	Lavado y desinfección de vasos de 12 y 7 oz				
18	Lavado de camino central				

Nota. Elaboración propia

Tabla 11.

Seguimiento semanal de las actividades de desinfección en Gypsophila paniculata L.

	ACTIVIDADES	45
1	Asegurar una aplicación uniforme del enraizante (hormona) en todos los esquejes.	
2	Esperar al menos una hora después del hormonado antes de realizar la siembra	
3	Verificar que los aspersores funcionen correctamente y proporcionen un riego uniforme y suficiente	
4	A las tres semanas posteriores a la siembra, suspender el riego por aspersión y cambiar a riego con flauta	
5	Desinfectar todas las herramientas utilizadas en la siembra con Yodo al 5%	
6	Asegurar que los carros de cosecha queden libres de residuos vegetales y sustrato	
7	Uso de bolsas plásticas para la erradicación de plántulas infectadas, hacer el cambio semanal	
8	Retirar vasos, canastillas y bandejas de las camas	
9	Garantizar desinfección de vasos y bandejas con hipoclorito	
10	Durante la clasificación, no reutilizar sustrato proveniente de plantas afectadas	
11	Retirar completamente las plantas enfermas de la planta madre	
12	Desecharlas en bolsas plásticas cerradas, evitando su contacto con material sano	
13	Realización de la aplicación foliar (Fertilizante) jueves temprano	
14	El personal debe usar peto y guantes en todas sus labores	
15	Aplicar Yodo en cada paral o módulo a los elementos utilizados	
16	Barrer y limpiar los caminos al finalizar la jornada	
17	Retirar restos vegetales de las camas después de cada labor de manejo	
18	Asegurar limpieza del área de confinamiento	
19	Utilizar solo vasos desinfectados para el confinamiento y clasificación	
20	No desechar restos de las bandejas en el sustrato usado para confinar	
21	Uso de lonas para descartar restos de las bandejas	
22	No reutilizar sustrato que ha caído al suelo	

Nota. elaboración propia.

6. Resultados y discusión

6.1 Incidencia de *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton

Durante el período evaluado, todas las variedades de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton presentaron algún grado de afectación por *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant, generando pérdidas significativas de material vegetal en el área de propagación. Como ejemplo, en la semana 7 de febrero, la variedad Cherry Blosson alcanzó un 63,5 % de incidencia, mientras que Chanter Blue presentó un 31,3 %, lo que refleja la magnitud del impacto inicial.

Estas pérdidas afectaron directamente la disponibilidad de plantas para despacho y representaron un impacto económico considerable para la empresa, debido a la cantidad de material vegetal erradicado y los recursos invertidos en su propagación. A medida que avanzaron las semanas, la incidencia disminuyó, aunque el efecto sobre la producción inicial fue notable y evidenció la vulnerabilidad de las plántulas durante las primeras etapas de desarrollo.

En la tabla 12 se muestra un resumen de la incidencia semanal, número de plantas erradicadas y porcentaje de afectación, ilustrando el alcance de la enfermedad en las distintas variedades:

Tabla 12.

Incidencia de Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant en Matthiola incana (L.) W.T. Aiton

Semana	Fecha	Variedad	#De plantas erradicadas	# de plantas evaluadas	%De incidencia
7	10/02/2025	Cherry Blosson	29200	46000	63,5%
7	10/02/2025	Chanter Blue	14400	46000	31,3%
7	10/02/2025	Chanter Blue	9200	22400	41,1%
11	11/03/2025	Quartet Fantasy	5400	6800	79,4%
11	11/03/2025	Chanter Yellow	12800	23400	54,7%
11	11/03/2025	Chanter Yellow	4000	11600	34,5%
18	28/04/2025	Chanter Red	22	52200	0,0%
18	28/04/2025	Chanter Blue	5	27800	0,0%
18	28/04/2025	Quartet Purple	0	62000	0,0%
21	20/05/2025	Cedo White	24	4800	0,5%
21	20/05/2025	Chanter Red	225	59800	0,4%
21	20/05/2025	Chanter Blue	35	34800	0,1%
25	17/06/2025	Chanter Blue	30	41000	0,1%
25	17/06/2025	Cherry Blosson	40	9800	0,4%
25	17/06/2025	Quartet Purple	54	16000	0,3%
29	15/07/2025	Quartet Purple	5	24400	0,0%
29	15/07/2025	Quartet Purple	65	67300	0,1%
29	15/07/2025	Chanter Yellow	38	8600	0,4%

Nota. Formato de registro proporcionado por Mg Consultores.

A pesar de las pérdidas significativas registradas en periodos previos debido a la alta incidencia de *Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant* en distintas variedades de *Matthiola incana (L.) W.T. Aiton*, a partir de agosto y hasta la fecha actual se ha logrado mantener una incidencia del 0% como se presenta en la Tabla 13. Este resultado se atribuye a la estricta aplicación de los protocolos de asepsia y manejo fitosanitario implementados durante el proceso de propagación. La vigilancia continua y las medidas preventivas adoptadas han permitido preservar la sanidad del material vegetal,

minimizando así las pérdidas y asegurando la calidad del producto final, lo que contribuye a la estabilidad y eficiencia del sistema productivo.

Tabla 13.

Incidencia de Hyaloperonospora parasitica (Pers.) Constant en Matthiola incana (L.) W.T.

Aiton a partir de agosto

SEMANA	FECHA	VARIEDAD	#DE PLANTAS ERRADICADAS	# DE PLANTAS EVALUADAS	%INCIDENCIA
32	5/08/2025	Chanter Blue	0	22400	0,0
32	4/08/2025	Quartet Purple	0	68200	0,0
32	5/08/2025	Chanter White	0	15000	0,0
37	9/09/2025	Quartet Qurple	0	71600	0,0
37	9/09/2025	Chanter Cedo White	0	58600	0,0
37	9/09/2025	Quartet Fantasy	0	6400	0,0
42	13/10/2025	Chanter Blue	0	211400	0,0
42	13/10/2025	Quartet Purple	0	113600	0,0
42	13/10/2025	Chanter Cedo White	0	201400	0,0
43	20/10/2025	Chanter Blue	0	30000	0,0
43	20/10/2025	Quartet Purple	0	53600	0,0
43	21/10/2025	Chanter Cedo White	0	109200	0,0
43	21/10/2025	Quartet Fantasy	0	19400	0,0
43	22/10/2025	Quartet Cherry	0	29200	0,0
43	22/10/2025	Chanter Antique	0	28000	0,0
43	21/10/2025	Chanter Purple	0	29200	0,0
43	20/10/2025	Chanter Red	0	15000	0,0
43	21/10/2025	Quartet Yellow	0	36600	0,0
43	21/10/2025	Trident	0	7600	0,0

Nota. Formato de registro proporcionado por Mg Consultores

6.2 Resultados de monitoreo de *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton por medio de cámaras húmedas.

Debido a las pérdidas previas y con el objetivo de garantizar la entrega de material vegetal sano, se implementó el uso de cámaras húmedas para la detección temprana de *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant. Esta herramienta permitió monitorear de manera sistemática la sanidad de las plántulas antes de su despacho a las fincas, asegurando que el producto entregado cumpliera con los estándares de calidad. Como resultado de estas acciones y del seguimiento riguroso de los protocolos de bioseguridad, se registró un 0 % de infestación, como se presenta en la Tabla 14. confirmando que las plantas se encontraban sanas y aptas para su distribución conociendo las diferentes sintomatologías que presenta la planta ante este patógeno (Véanse Figura 51 y 52)

Tabla 14.

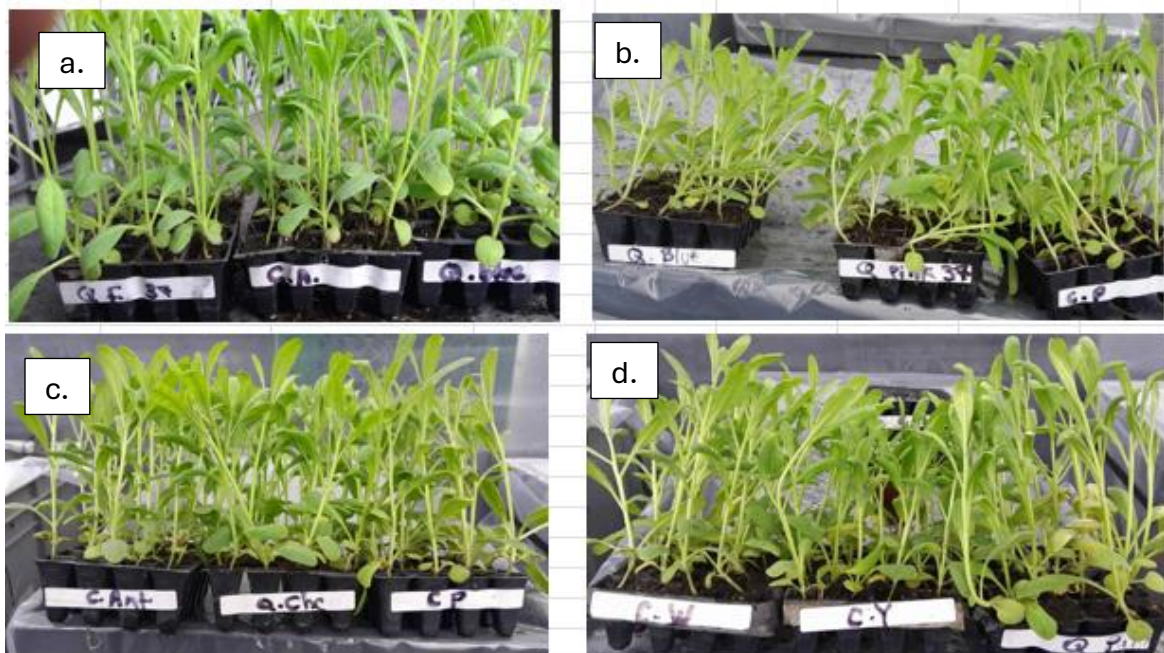
Lectura de cámara húmeda para Hyaloperonospora parasitica (Pers.) Constant en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton

Descripción	Variedad	Fecha de montaje	Fecha de lectura	# De plantas a evaluar	#De plantas + Mildiu Velloso	%De infestación
Plantas sanas	Chante Blue	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Yellow	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet Cherry	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet Purple	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter White	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Cedo White	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet Fantasy	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Purple	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Antique	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet Pink	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Blue	7/10/2025	28/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Yellow	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet Cherry	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet purple	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter White	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Cedo White	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Quartet Fantasy	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%
Plantas sanas	Chanter Purple	14/10/2025	5/10/2025	20	0	0%

Nota. Formato de registro proporcionado por Mg Consultores.

Figura 43.

Plántulas evaluadas en cámara húmeda de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton



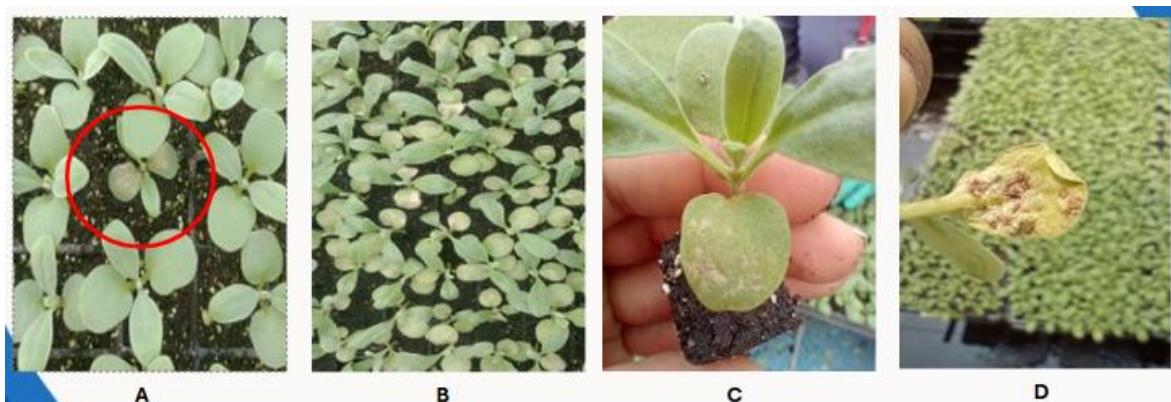
Nota. Evaluación de plántulas en cámara húmeda. Cada bandeja contiene 20 alveolos, y se observan plántulas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton de las siguientes variedades:

- a. Quartet Fantasy, Chanter Antique Ross, Quartet Blue
- b. Quartet Blue, Quartet Pink, Chanter Purple
- c. Chanter Antique, Quartet Cherry, Chanter Purple
- d. Chanter Cedo White, Chanter Yellow, Quartet Purple.

Fotografía propia.

Figura 44

Síntomas en plántulas de Matthiola incana (L.) W.T. Aiton afectados por Hyaloperonospora parasítica (Pers.) Constant



Nota. Síntomas en hojas cotiledonales, A. hojas entorchadas hacia abajo (Sombrilla), B. Manchas cloróticas en el haz de las hojas, C. Necrosis en el haz de las hojas, D. Hojas marchitas y muerte celular. Fotografía propia.

6.3 Resultados de monitoreo de incidencia de enfermedades en *Gypsophila paniculata* L.

Debido a las pérdidas ocasionadas por *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. en las plántulas de *Gypsophila paniculata* L., se implementó un monitoreo sistemático mediante cámaras húmedas, siguiendo pautas estrictas de asepsia similares a las aplicadas en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton. Además del control de *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. se buscó detectar la posible presencia de otras enfermedades que pudieran afectar las plántulas durante la propagación. Gracias a estas prácticas, la incidencia de enfermedades se redujo a un 0 % asegurando que el material entregado a las diferentes fincas cumpliera con los estándares de sanidad y calidad requeridos. (véase Tabla 15)

Tabla 15.

Lectura de cámara húmeda en Gypsophila paniculata L. para monitoreo de enfermedades

Variedad	Fecha de montaje	Fecha de lectura	#De plantas a evaluar	#De plantas infestadas	%De infestación
Cosmic	10/10/2025	17/10/2025	10	0	0%
Wild Pearl	10/10/2025	17/10/2025	10	1	10%
Cosmic	17/10/2025	24/10/2025	20	0	0%
Cosmic	24/10/2025	31/10/2025	10	0	0%
Wild Pearl	24/10/2025	31/10/2025	10	0	0%
Cosmic	31/10/2025	7/11/2025	10	0	0%
Wild Pearl	31/10/2025	7/11/2025	10	0	0%

Nota. Elaboración propia.

6.4. Caudales y tiempos de riego

En la tabla 16 se presentan los caudales medidos para las diferentes herramientas empleadas en el área de propagación.

Se observó que las flautas presentan un caudal promedio superior a las pomas, lo que reduce el tiempo necesario para alcanzar el volumen de agua requerido por superficie. El ajuste de tiempos permitió obtener una humedad uniforme sin escurrimientos excesivos ni zonas secas.

Este procedimiento mejoró la eficiencia del riego y redujo la aparición de hongos asociados a exceso de humedad.

Tabla 16.*Caudales y tiempos de riego según herramienta*

Herramienta de riego	Caudal (L/min)	Volumen (L)	Tiempo estimado (min)	Tiempo ajustado
Poma	11.0	138	12.55 (12:33 min)	14:00 min
Flauta <i>Gypsophila</i>	99.5	138	1.39 (1:23 min)	1:30 min
Flauta verde nueva	22.0	69	3.14 (3:08 min)	3:30 min
Flauta blanca	27.0	69	2.56 (2:33 min)	3:00 min
Flauta pequeña	25.0	69	2.76 (2:46 min)	3:00 min
Poma	11.0	69	6.27 (6:16 min)	7:00 min
Flauta <i>Gypsophila</i>	99.5	69	0.69 (0:42 min)	1:00 min
Poma (día nublado)	11.0	40	3.64 (3:38 min)	4:00 min
Poma (día caluroso)	11.0	80	7.27 (7:16 min)	8:00 min

Nota. Los tiempos ajustados corresponden a la apertura marcada en cada herramienta de riego, con el fin de garantizar uniformidad en la aplicación de agua bajo distintas condiciones ambientales. Elaboración propia.

6.4 Monitoreo de pH y conductividad eléctrica

Durante el seguimiento diario de pH y conductividad eléctrica (CE) se registraron los valores correspondientes a cada producto aplicado a las plantas, así como los niveles del agua de riego, los escurridos y el agua proveniente de la planta de tratamiento o piscina de agua potable, que constituye el suministro principal de toda la finca. (véanse Tabla 17)

Este control permitió identificar las variaciones en la conductividad y el pH después de cada aplicación, lo que facilitó la toma de decisiones oportunas para mantener las condiciones adecuadas en el sustrato, cuando se presentaron valores de conductividad superiores a los rangos recomendados, se realizaron riegos correctivos con agua limpia, evitando riegos pesados, pero asegurando drenaje suficiente para eliminar el exceso de sales acumuladas.

Con base en estos registros, se ajustó la programación de las aplicaciones químicas y foliares para evitar la superposición de tratamientos y reducir el estrés en las plantas. Por ejemplo, los lunes y jueves se realizaron aplicaciones preventivas contra Mildiu vellosa, los miércoles se aplicó un fertilizante líquido cuya base es fósforo, producto con baja conductividad que ayudó a estabilizar el sistema, y los viernes se ejecutaron las aplicaciones foliares.

Estos intervalos evitaron acumulaciones de sales o incompatibilidades entre productos, asegurando un mejor aprovechamiento de nutrientes y una respuesta fisiológica óptima. Gracias a estos ajustes, se mantuvieron plantas sanas y vigorosas, capaces de soportar mejor los ataques de patógenos, evidenciando la importancia del monitoreo constante de pH y CE como herramienta de manejo agronómico preventivo.

Tabla 17.

Seguimiento de conductividad eléctrica y pH en piscina de agua potable, agua para riego y producto. Registro de cloro para agua potable

	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado
Piscina						
CE	0,29	0,22	0,25	0,22	0,26	0,27
pH	6,94	6,86	6,96	6,85	6,8	6,9
Agua riego						
CE	0,33	0,23	0,25	0,3	0,41	0,43
pH	7,03	7,03	6,62	7,31	7,33	7,27
Producto						
CE	1,48	1,27	0,25	1,39	1,42	1,39
pH	5,57	5,14	5,3	5,16	5,25	5,7
Cloro	0,93	0,96	1,03	0,82	0,81	0,86

Nota. Elaboración propia.

6.5 Medición de pH y conductividad eléctrica (CE) en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton

Los registros de pH y conductividad eléctrica (CE) en las camas de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton mostraron valores relativamente elevados en algunas semanas, como se muestra en la Tabla 18. reflejando la acumulación de sales en el sustrato producto del riego y la fertilización. De acuerdo con estos datos, se implementaron acciones correctivas para mantener condiciones óptimas de crecimiento: en los casos donde la CE se encontraba por encima del rango recomendado, se aplicó riego únicamente con agua para diluir las sales; cuando la CE estaba por debajo de 1,80 mS/cm, se aplicaron productos fertilizantes de acuerdo con la etapa fenológica de las plántulas, considerando que a medida que las plantas se desarrollan pueden tolerar conductividades más altas.

Estos ajustes permitieron regular los niveles de nutrientes disponibles y garantizar la sanidad y desarrollo adecuado de las plántulas, asegurando que las condiciones del sustrato no afectaran el crecimiento ni la preparación del material vegetal para despacho.

A continuación, se presentan las tablas con los valores de pH y CE registrados durante el seguimiento:

Tabla 18.

Registro de conductividades eléctricas y pH en el área de clasificación, en la semana 42 el día 13 de octubre

Nave	Lado	Cama	pH	CE
Nave 9	B	3	5.45	2.16
Nave 9	B	4	1.40	1.89
Nave 9	A	1	5.34	1.90
Nave 9	A	3	5.49	1.65
Nave 9	A	5	5.39	1.40
Nave 8	B	1	5.45	2.16
Nave 8	B	3	5.42	2.51
Nave 8	B	4	5.37	2.44
Nave 8	A	1	5.59	1.43
Nave 8	A	2	5.45	2.57
Nave 8	A	5	5.50	1.99
Nave 7	B	3	5.28	3.33
Nave 7	B	5	5.57	1.72
Nave 7	A	1	5.52	2.81
Nave 7	A	5	5.41	2.57
Nave 6	B	2	5.56	2.41
Nave 6	B	3	5.49	2.60
Nave 6	B	5	5.39	2.84
Bloque 49	—	1	5.43	2.10
Bloque 49	—	2	5.47	2.47
Bloque 49	—	3	5.45	2.33
Bloque 49	—	4	5.28	2.97
Bloque 49	—	5	5.42	1.64
Bloque 49	—	6	5.41	1.65

Nota. Elaboración propia.

6.6 Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu velloso

Las actividades de desinfección programadas fueron ejecutadas en su mayoría como se muestra en la Figura 54 cumpliendo con los procedimientos establecidos para garantizar la sanidad del material vegetal. Sin embargo, algunas de estas labores no pudieron realizarse en determinados momentos debido a la disponibilidad limitada de personal, lo que generó retrasos puntuales en su ejecución. Aun así, el proceso se desarrolló casi en su totalidad conforme a lo planeado.

El registro semanal consignado en la tabla se llevó a cabo con el propósito de verificar el cumplimiento de cada actividad y asegurar el seguimiento continuo de las condiciones sanitarias del área de producción. Asimismo, dicho registro permitió identificar, en caso de presentarse algún incidente relacionado con la aparición de mildiú velloso, qué actividad pudo haber fallado o no se realizó oportunamente, facilitando la implementación de medidas preventivas y correctivas.

Figura 45.

Seguimiento semanal de las actividades de desinfección para Mildiu veloso

MG CONSULTORES

SEGUIMIENTO SEMANAL DE LAS ACTIVIDADES DE DESINFECCIÓN PARA MILDIO VELLOSO

AGOSTO		Ejecutado semana				
ACTIVIDADES		31	32	33	34	35
1	Lavado y enjuague de bandejas con hipoclorito 4L/500L	✓	✓	✓	✓	✓
2	Desinfección de carros de semillas con la manzanilla y YODINEX 5cm/L (Sábado)	✓	✓	✓	✓	✓
3	Lavado y desinfección de pisos y estibas en los cuartos de semillas	✓	✓	✓	✓	✓
4	Lavado y desinfección de mesas y sembradoras de siembra de semillas (Sábado)	✓	✓	✓	✓	✓
5	Desinfección de pinzas y tablos de siembra de semillas	✓	✓	✓	✓	✓
6	Lavado y Desinfección de la maquina llenadora de bandejas (Viernes)	✓	✓	✓	✓	✓
7	Desinfección de carros de clasificación (Todos los días)	✓	✓	✓	✓	✓
8	Uso de bolsas plásticas para la erradicación de plantulas infectadas, hacer el cambio semanal	✓	✓	✓	✓	✓
9	Uso de spray con solución desinfectante yodinex para guantes, peto y pinzas	✓	✓	✓	✓	✓
10	Lavado de lo petos con desinfectante, agua y jabón (Sábados)	✓	✓	✓	✓	✓
11	Uso de banderas amarillas en los bancos que se realizará aplicación química (Martes y viernes)	✓	✓	✓	✓	✓
12	Realización de la aplicación química para control de M. Velloso el día Martes	✓	✓	✓	✓	✓
13	Realización de la aplicación química para control de M. Velloso el día Viernes	✓	✓	✓	✓	✓
14	Realización de la aplicación foliar (Fertilizante) Jueves temprano	✓	✓	✓	✓	✓
15	Lavado y desinfección con YODINEX 5cm/L de las mangueras de riego (Sábado)	✓	✓	✓	✓	✓
16	Realizar el riego con agua de los tanques, garantizar desagüe en cada cambio	✓	✓	✓	✓	✓
17	Bajar y subir cortinas según corresponda	✓	✓	✓	✓	✓
18	Uso de costales para el desecho de otras plantas que se descartan en la clasificación	✓	✓	✓	✓	✓
19	Deshierbe, lavado de pisos con jabón y desinfección con hipoclorito en el área de plantulas	✓	✓	✓	✓	✓
20	Separación de 2cm entre bandejas en los bancos	✓	✓	✓	✓	✓
21	Asegurar el bajado de bandejas sin combinar variedades	✓	✓	✓	✓	✓
22	Tomar muestra de 20 plantulas por variedad (Lunes)	✓	✓	✓	✓	✓
23	Asegurar la inmersión de plantulas para cámara húmeda	✓	✓	✓	✓	✓
24	Lavado y desinfección de carros despacho provenientes de otras finca	✓	✓	✓	✓	✓
25	Garantizar la inmersión del 100 % de las bandejas antes de la entrega	✓	✓	✓	✓	✓
26	Garantizar que al final del día el área quede sin material de desecho en bolsas o costales	✓	✓	✓	✓	✓
27	Desinfección de carros de traslado	✓	✓	✓	✓	✓
28	Lavado y desinfección de vasos de confinamiento Viernes	✓	✓	✓	✓	✓
29	Lavado de bandejas pequeñas (Jueves)	✓	✓	✓	✓	✓
30	Desinfección del camino central (Sábado)	✓	✓	✓	✓	✓

MG CONSULTORES

SEGUIMIENTO SEMANAL DE LAS ACTIVIDADES DE DESINFECCIÓN PARA MILDIO VELLOSO

31	Garantizar riego adecuado	✓	✓	✓	✓	✓
32	Asegurar el hormonado correcto de esquejes	✓	✓	✓	✓	✓
33	Garantizar limpieza en el área de confinamiento, cosecha y siembra	✓	✓	✓	✓	✓
34	Lavado y desinfección de paletas de paletas (Sábado)	✓	✓	✓	✓	✓
35	Seguimiento de agua para riego y productos (Todos los días)	✓	✓	✓	✓	✓
36	Control de cloro de agua potable pH y conductividad	✓	✓	✓	✓	✓
37	Asegurar 8 canastillas por columna	✓	✓	✓	✓	✓

Observaciones:

Las actividades que no fueron realizadas en este mes, fueron debido a la paralización de actividades inmediatas, falta de personal por motivo personal, de salud etc...

Nota. En la imagen se presenta el protocolo de asepsia correspondiente al mes de agosto, de la semana 31 a la 35. Este protocolo debe ejecutarse de manera estricta y ser evaluado semanalmente; en caso de incumplimiento de alguna actividad, se deben registrar los motivos correspondientes. Fotografía propia.

6.7 Seguimiento semanal de las actividades de desinfección en *Gypsophila paniculata* L.

El seguimiento semanal de las actividades de desinfección en *Gypsophila paniculata* L como se muestra en la Figura 55. se implementó a partir del mes de octubre, cuando comenzaron a observarse problemas fitosanitarios asociados a la presencia de enfermedades y condiciones favorables para su desarrollo. Este monitoreo permitió llevar un control ordenado de las labores de limpieza, aseo y desinfección realizadas en el área de producción, asegurando que cada actividad se registrara y verificara de manera sistemática.

Gracias a la ejecución constante de estas tareas y al registro detallado de su cumplimiento, fue posible disminuir las pérdidas en el cultivo, mejorar las condiciones sanitarias del ambiente de propagación y establecer un protocolo más eficiente para la prevención y manejo de enfermedades. Este proceso contribuyó significativamente al fortalecimiento de la bioseguridad y a mantener un control más riguroso sobre los factores que influyen en la sanidad del material vegetal.

Figura 46.

Seguimiento semanal de las actividades de desinfección en Gypsophila paniculata L.

MG CONSULTORES
SEGUIMIENTO DE ACTIVIDADES DE DESINFECCIÓN EN GYPSOPHILA

	OCTUBRE	Ejecutado semana				
		40	41	42	43	44
	ACTIVIDADES					
1	Asegurar una aplicación uniforme del enraizante (hormona) en todos los esquejes.	✓	✓	✓	✓	✓
2	Esperar al menos una hora después del hormonado antes de realizar la siembra	✓	✓	✓	✓	✓
3	Verificar que los aspersores funcionen correctamente y proporcionen un riego uniforme y suficiente	✓	✓	✓	✓	✓
4	A las tres semanas posteriores a la siembra, suspender el riego por aspersión y cambiar a riego con flauta	✓	✓	✓	✓	✓
5	Realizar riegos con fertilizantes dos veces a la semana	✓	✓	✓	✓	✓
6	Desinfectar todas las herramientas utilizadas en la siembra con Yodinex	✓	✓	✓	✓	✓
7	Asegurar que los carros de cosecha queden libres de residuos vegetales y sustrato	✓	✓	✓	✓	✓
8	Uso de bolsas plásticas para la erradicación de plantulas infectadas, hacer el cambio semanal	✓	✓	✓	✓	✓
9	Retirar vasos, canastillas y bandejas de las cama	✓	✓	✓	✓	✓
10	Garantizar desinfección de vasos y bandejas con hipoclorito	✓	✓	✓	✓	✓
11	Durante la clasificación, no reutilizar sustrato proveniente de plantas afectadas	✓	✓	✓	✓	✓
12	Retirar completamente las plantas enfermas de la planta madre	✓	✓	✓	✓	✓
13	Desectarlas en bolsas plásticas cerradas, evitando su contacto con material sano	✓	✓	✓	✓	✓
14	Realización de la aplicación foliar (Fertilizante) Jueves temprano	✓	✓	✓	✓	✓
15	El personal debe usar peto y guantes en todas sus labores	✓	✓	✓	✓	✓
16	Aplicar Yodinex en cada paral o módulo a los elementos utilizados	✓	✓	✓	✓	✓
17	Barrer y limpiar los caminos al finalizar la jornada	✓	✓	✓	✓	✓
18	Retirar restos vegetales de las camas después de cada labor de manejo	✓	✓	✓	✓	✓
19	Asegurar limpieza del área de confinamiento	✓	✓	✓	✓	✓
20	Utilizar solo vasos desinfectados para el confinamiento y clasificación	✓	✓	✓	✓	✓
21	No desechar restos de las bandejas en el sustrato usado para confinar	✓	✓	✓	✓	✓
22	Uso de lonas para descartar restos de las bandejas	✓	✓	✓	✓	✓
23	No reutilizar sustrato que ha caído al suelo	✓	✓	✓	✓	✓

Nota. En la figura se muestra el protocolo a seguir para garantizar el cumplimiento y la calidad en la entrega de las plantas de *Gypsophila paniculata* L., con registro semanal de actividades. Este protocolo corresponde al mes de octubre. Fotografía propia.

7. Conclusiones

La implementación del seguimiento fitosanitario durante la propagación de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Gypsophila paniculata* L. permitió verificar de manera continua el estado sanitario de las plántulas, asegurando que el material entregado a las fincas se mantuviera sano y con calidad adecuada.

Las evaluaciones realizadas en cámara húmeda no evidenciaron presencia de Mildiu veloso causados por *Peronospora* spp. en las variedades de *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton, lo cual confirma la efectividad de los procedimientos de monitoreo y de las medidas preventivas aplicadas.

La experiencia previa con brotes iniciales de *Hyaloperonospora parasítica* (Pers.) Constant y *Botrytis* en ciclos anteriores reforzó la importancia de mantener protocolos estrictos de limpieza y desinfección en herramientas, bandejas y áreas de propagación, evitando pérdidas y fortaleciendo la bioseguridad del proceso.

Los resultados demostraron que un seguimiento fitosanitario sistemático, acompañado de prácticas preventivas consistentes, contribuye a mantener la sanidad del material vegetal, reducir riesgos económicos y optimizar la calidad de las plántulas de *Gypsophila paniculata* L. y *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton durante su propagación en invernadero.

8. Recomendaciones

El monitoreo fitosanitario mediante cámara húmeda debe mantenerse como una herramienta principal de evaluación, realizando lecturas semanales en *Gypsophila paniculata* (L.) y cada tres semanas en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton. La continuidad de este seguimiento permitirá detectar de forma temprana cualquier manifestación de enfermedades como Mildiu velloso, *Botrytis Cinerea* Pers.: Fr., oídio y pudriciones radiculares.

El manejo del drenaje previo a los ajustes de riego y aplicaciones químicas requiere especial atención. Cuando no se realiza un desagüe completo, las conductividades elevadas pueden mantenerse en la tubería y trasladarse nuevamente a las bandejas o camas, aumentando el riesgo de quemaduras radiculares. Un drenaje adecuado antes de aplicar agua limpia es esencial para evitar acumulación de sales.

El control de los valores de pH y conductividad eléctrica debe seguir siendo una actividad constante. La verificación diaria de estos parámetros en el agua de riego, los productos y los escurridos permite identificar desviaciones y realizar correcciones oportunas. En casos de conductividades elevadas, la aplicación de riegos correctivos con agua, acompañada de drenajes eficientes, favorece el equilibrio del sustrato y reduce el estrés de las plantas.

Las actividades de limpieza y desinfección en bandejas, mesas, herramientas, pomos, flautas y áreas de trabajo deben mantenerse sin interrupciones. La disciplina en estos procesos es fundamental para evitar el ingreso y diseminación de patógenos,

especialmente considerando que pequeños descuidos pueden convertirse en focos de infección dentro del área de propagación.

La programación de aplicaciones químicas y foliares ha mostrado ser adecuada y conviene conservarla: lunes y jueves para tratamientos preventivos contra Mildiu velloso, miércoles para productos fertilizantes de baja conductividad, y viernes para aplicaciones foliares. Este orden evita superposiciones, reduce estrés en las plantas y previene aumentos indeseados en la conductividad del sustrato.

El fortalecimiento de las capacidades del personal operativo resulta fundamental. La comprensión de conceptos como CE, pH, drenajes y bioseguridad, sumada al compromiso demostrado durante el proceso, contribuye a mantener plantas sanas y reducir riesgos de infección. Continuar promoviendo la participación activa de los empleados favorece el sostenimiento de los resultados obtenidos.

Considerando el historial de pérdidas por *Peronospora* spp. en *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton y *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. en *Gypsophila paniculata* L., es indispensable conservar un enfoque preventivo. La eliminación oportuna de material sospechoso, el control adecuado de humedad y la ejecución disciplinada de las labores sanitarias constituyen pilares en la reducción de riesgos fitosanitarios.

El registro digital de información en Excel ha demostrado ser una herramienta eficiente para organizar datos, identificar tendencias y tomar decisiones. Consolidar este sistema como parte permanente del proceso permitirá garantizar trazabilidad y mejorar el control técnico de la propagación.

Finalmente, la evaluación periódica del funcionamiento general del sistema de propagación incluyendo riego, aplicaciones, limpieza y registros favorece la continuidad de las mejoras implementadas y fortalece la operatividad del área en el mediano y largo plazo.

8. Bibliografía

Agriculture Victoria. (2025). Downy mildew of brassicas. Departamento de Industria Primaria del Estado de Victoria. <https://agriculture.vic.gov.au/biosecurity/plant-diseases/vegetable-diseases/downy-mildew-of-brassicas>

Alcaldía de Chía. (2016). Documento Técnico de Soporte del Plan de Ordenamiento Territorial (Acuerdo 100 de 2016). <https://www.chiacundinamarca.gov.co/POT/Acuerdo100de2016/DTS%20%20FINAL.pdf>

Asocolflores. (2023). Conozca las empresas que recibirán la donación de árboles nativos. <https://asocolflores.org/conozca-las-empresas-que-recibiran-la-donacion-de-arboles-nativos/>

Baysal-Gurel, F., & Masters, H. D. (2018). El mildiú vellosa de la rosa. Universidad Estatal de Tennessee. https://www.tnstate.edu/extension/spanish_nursery_publications/Rose%20Downy%20Mildew%20Factsheet%20El%20mildi%C3%BA%20vellosa%20de%20la%20rosa.pdf

Bertetti, D., Matić, S., Garibaldi, A., Bozzano, G., & Gullino, M. L. (2021). First report of downy mildew caused by *Hyaloperonospora parasitica* on *Matthiola incana* (L.) W.T. Aiton in Italy. *Plant Disease*, 105(2), 513. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-20-0766-PDN>

Bertetti, D., Matić, S., Garibaldi, A., Bozzano, G., & Gullino, M. L. (2021). (Referencia repetida, se mantiene porque la entregaste). <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-20-0766-PDN>

Casierra Posada, F., Peña Olmos, J. E., & Villareal, A. R. (2012). Crecimiento y producción de *Gypsophila paniculata* L. en respuesta al termoperíodo. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 6(2), 199–208. <https://doi.org/10.17584/rcch.2012v6i2.124>

Castiblanco Sierra, M. A. (2021). Geomorfología natural del territorio municipal de Chía. <https://doi.org/10.21814/physisterrae.2968>

Cercado Miranda, M. (2018). Evaluación del efecto de la vernalización en *Gypsophila paniculata* L. Var. Cosmic. <https://repositorio.ufps.edu.co/handle/ufps/2877>

Cherlinka, V. (2025, abril 1). Mildiu veloso: Cómo identificarlo. EOS Data Analytics. <https://eos.com/es/blog/mildiu-veloso/>

Chillagana Anaguano, J. (2024). Evaluación de factores abióticos en la fenología de *Gypsophila paniculata* L. <https://www.dspace.uce.edu.ec/entities/publication/b0db0a7d-c463-408b-8771-3af68d6e5c13>

Comunicaciones ProColombia. (2025, enero 21). Millones de flores de Colombia cruzarán fronteras. <https://procolombia.co/sala-de-prensa/noticias/millones-de-flores->

[de-colombia-cruzaran-fronteras-para-celebrar-la-proxima-temporada-de-san-valentin-alrededor-del-mundo](#)

Díaz Arteaga, A., & Orozco de Amézquita, M. (1990). Respuestas de crecimiento y desarrollo en *Gypsophila paniculata* L.
<https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/33841>

Dicklow, M. B. (2013). Downy mildews of ornamental plants. University of Massachusetts Amherst. <https://www.umass.edu/agriculture-food-environment/greenhouse-floriculture/fact-sheets/downy-mildews-of-ornamental-plants>

Dicklow, M. (2024). Guía técnica sobre enfermedades fúngicas.
<https://www.umass.edu/agriculture-food-environment/greenhouse-floriculture/fact-sheets/downy-mildews-of-ornamental-plants>

EPPO Global Database. (2025). *Hyaloperonospora parasitica* (PEROPA).
<https://gd.eppo.int/taxon/PEROPA>

Flora of North America Editorial Committee. (2024). *Matthiola incana*.
https://floranorthamerica.org/Matthiola_incana

Flora of North America Editorial Committee. (2024). *Matthiola incana* fenología. https://floranorthamerica.org/Matthiola_incana

Gardenia. (2025). *Matthiola incana* (stock flower).
<https://www.gardenia.net/plant/matthiola-incana-stock-flower>

Infinity Farms. (2016). *Gypsophila Cosmic*.
<https://infinityfarms.com.co/es/producto/gypsophila-cosmic/>

Instituto Colombiano Agropecuario – ICA. (2024, febrero 13). Con 700 millones de tallos. <https://www.ica.gov.co/noticias/ica-colombia-exporta-flores-san-valentin-2024>

Instituto Colombiano Agropecuario – ICA. (2025, febrero 11). Las flores colombianas enamoran. <https://www.ica.gov.co/noticias/flores-colombianas-llegan-mercado-estadounidense>

Intersemillas. (2024). *Matthiola incana*.
<https://www.intersemillas.es/catalogo/cultivos-forestales/flor-ornamental-2/matthiola-incana/>

JoCoU, A. I., Minué, C. R., & Gandullo, R. (2019). *Matthiola incana*: primer registro de naturalización. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v54.n3.25366>

Li, F., Gao, Y., Jin, C., ... Wang, J. (2022). The chromosome-level genome of *Gypsophila paniculata*. <https://doi.org/10.1093/hr/uhac176>

Luna-Castellanos, L. M., & Rodas-Roa, J. M. (2018). *Evaluación de protocolos de desinfección en viveros forestales* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de Colombia.

<https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/63965/1031830189.2018.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

MG Consultores S.A.S. (2025). MG Consultores. <https://mg-consultores.com/>

Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. (2020). Cadena de flores, follajes y ornamentales. <https://sioc.minagricultura.gov.co/Flores/Documentos/2020-12-31%20Cifras%20Sectoriales.pdf>

Missouri Botanical Garden. (2023). *Gypsophila paniculata* “Perfekta”. <https://www.missouribotanicalgarden.org/PlantFinder/PlantFinderDetails.aspx?taxonid=246154&isprofile=1&basic=baby%27s%20breath>

North Carolina Cooperative Extension. (s. f.). *Gypsophila paniculata*. <https://plants.ces.ncsu.edu/plants/gypsophila-paniculata/>

Pacific Northwest Extension. (2025). *Stock (Matthiola spp.) – Downy mildew*. <https://pnwhandbooks.org/plantdisease/host-disease/stock-matthiola-spp-downy-mildew>

Putnam, M. L., Paul, V. H., & Tomaso-Peterson, M. (2018). Camelina infected by downy mildew. <https://doi.org/10.1094/PHP-2009-0910-01-BR>

Rovensa Next Colombia. (2025, febrero 26). Colombia, potencia mundial en floricultura. <https://www.rovensanext-latam.com/es-co/noticias/floricultura-colombiana/>

Royal Botanic Gardens, Kew. (2024). *Matthiola incana* (L.) W.T.Aiton. <https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:154563-1>

Royal Botanic Gardens, Kew. (2024). *Matthiola incana* (L.) W.T.Aiton. <https://powo.science.kew.org/taxon/286910-1>

Schiller, N. (2025, mayo 16). How to Grow and Care for Stock. <https://gardenerspath.com/plants/flowers/stock-cottage-garden-staple/>

Stueber, K. (2004). *Gypsophila paniculata*. TurboSquid. <https://www.turbosquid.com/3d-models/gypsophila-paniculata-3d-model-1405661>

Tör, M., Wood, T., Webb, A., Göl, D., & McDowell, J. M. (2023). Recent developments in plant-downy mildew interactions. <https://doi.org/10.1016/j.semcd.2023.01.010>

UC IPM. (2022, noviembre 20). *Gypsophila*: Pest management guidelines. https://ipm.ucanr.edu/agriculture/floriculture-and-ornamental-nurseries/gypsophila/?utm_source=chatgpt.com#gsc.tab=0

Wilen, C. A., Koike, S. T., Ploeg, A. T., ... Stapleton, J. J. (2020). *UC IPM Pest Management Guidelines* – *Gypsophila*.
<https://ipm.ucanr.edu/agriculture/floriculture-and-ornamental-nurseries/gypsophila/>

Wolcan, S. M., Mourellos, C. A., Sisterna, M. N., ... Lori, G. A. (2020). Diseases of *Gypsophila*. https://doi.org/10.1007/978-3-319-32374-9_19-1

World Flora Online. (2024). *Matthiola incana*.
<https://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-0000368988>