



Gulupa
(*Passiflora edulis*),
curuba
(*Passiflora tripartita*),
aguacate
(*Persea americana*)
y tomate de árbol
(*Solanum betaceum*)
Innovaciones

Luz Marina Melgarejo (Editora)
Profesora titular
Departamento de Biología

Financia

Apoya

Apoya

Organiza

Facultad de Ciencias
Sede Bogotá



COLCIENCIAS



UDEC
UNIVERSIDAD DE
CUNDINAMARCA



Universidad de Nariño
FUNDADA EN 1984



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

**Gulupa (*Passiflora edulis*),
curuba (*Passiflora tripartita*),
aguacate (*Persea americana*)
y tomate de árbol (*Solanum betaceum*)**

Innovaciones

Luz Marina Melgarejo (Editora)

**Gulupa (*Passiflora edulis*),
curuba (*Passiflora tripartita*),
aguacate (*Persea americana*)
y tomate de árbol (*Solanum betaceum*)**
Innovaciones

Luz Marina Melgarejo (Editora)

Profesora titular
Departamento de Biología



UDEC
UNIVERSIDAD DE
CUNDINAMARCA



Universidad de **Nariño**
FUNDADA EN 1904



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

Universidad Nacional de Colombia
Bogotá, D. C., Colombia, 2019

© Universidad Nacional de Colombia - Sede Bogotá
© Facultad de Ciencias, Departamento de Biología

Primera edición, julio 2019

ISBN: 978-958-783-934-0

ISBN: 978-958-783-935-7 (e-book)

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-0>

Edición:

Centro editorial

Facultad de Ciencias

coopub_fcboq@unal.edu.co

Corrección de Estilo:

Edwin Algarra

Diseño y diagramación:

Leonardo Fernández Suárez

Impreso en Bogotá, Colombia

Reservados todos los derechos: queda rigurosamente prohibida, sin la autorización escrita de los titulares del Copyright, bajo las sanciones establecidas en las leyes, la reproducción total o parcial de esta obra por cualquier medio o procedimiento comprendidos, la reprografía y el tratamiento informático.

Disponible en: Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal
(correspondencia: Immelgarejom@unal.edu.co), Departamento de Biología,
Facultad de Ciencias, Ciudad universitaria - Bogotá

Coautores

Equipo técnico

Luz Marina Melgarejo. Bióloga. Ph. D. Profesora titular, Universidad Nacional de Colombia.

Gerhard Fischer. Ingeniero Hortícola. Ph. D. Profesor titular, Universidad Nacional de Colombia.

Luis Enrique Cuca Suárez. Químico. Ph. D. Profesor titular, Universidad Nacional de Colombia.

María Soledad Hernández Gómez. Bióloga. Ph. D. Profesora titular, Universidad Nacional de Colombia.

Lilliana Hoyos Carvajal. Ingeniera agrónoma. Ph. D. Profesora asociada, Universidad Nacional de Colombia.

Stanislav Magnitskiy. Agrónomo. Ph. D. Profesor asociado, Universidad Nacional de Colombia.

Helena L. Brochero. Bióloga. M. Sc, Ph. D. Profesora asociada, Universidad Nacional de Colombia.

Diego Miranda Lasprilla. Ingeniero Agrónomo. Ph. D. Profesor asociado, Universidad Nacional de Colombia.

Fagua Virginia Álvarez-Flórez. Bióloga. Ph. D. Profesora asociada, Universidad Nacional de Colombia.

Mónica Constanza Ávila Murillo. Química. Ph. D. Profesora asistente, Universidad Nacional de Colombia.

Wilman Antonio Delgado Ávila. Químico. Ph. D. Profesor asistente, Universidad Nacional de Colombia.

Cristina Mendoza Forero. Bióloga. MSc. Profesora asistente, Universidad de Cundinamarca.

Karol Lizarazo Hernández. Ingeniera Agrónomo. MSc. Profesora auxiliar, Universidad de Cundinamarca.

María Elena Solarte Cruz. Bióloga. Ph. D. Profesora asistente, Universidad de Nariño.

Stephany Hurtado Clopatosky. Ingeniera agrónoma. cM.Sc. Profesional de apoyo, Universidad Nacional de Colombia.

Erika Andrea Plazas Rodríguez. Química. M. Sc. Profesional de apoyo, Universidad Nacional de Colombia.

Jenny Liliana García-Morantes. Ingeniera agrónoma. M. Sc., Universidad Nacional de Colombia.

Claudia Helena Ramírez Soler. Ingeniera agrónoma, Universidad Nacional de Colombia.

Fabián Giovanni Márquez-Niño. Biólogo. M. Sc., Universidad Nacional de Colombia.

Darwin Leonardo Moreno Echeverry. Ingeniero agrónomo. M. Sc. Profesional de apoyo, Universidad Nacional de Colombia.

Jorge Leonardo Sandoval. Ingeniero de Alimentos. Especialista en seguridad y calidad alimentaria, Universidad Nacional de Colombia.

Natalia Flechas Bejarano. Bióloga. Profesional de apoyo, Universidad Nacional de Colombia.

Harold Nicholay Díaz Ardila. Biólogo, Universidad Nacional de Colombia.

Wendy Tatiana Cárdenas Pira. Ingeniera agrónoma, Universidad Nacional de Colombia.

Edwin Torres Moya. Ingeniero agrónomo, Universidad Nacional de Colombia.

Sara María Cruz Ospina. Ingeniera agrónoma, Universidad Nacional de Colombia.

Gabriela Toro Tobón. Bióloga, Universidad Nacional de Colombia.

Valeria Paz Figueroa. Bióloga, Universidad de Nariño.

Natalia Rodríguez Castillo. Bióloga. Profesional de apoyo.

Agradecimientos

A la financiación dada por el Departamento Administrativo de Ciencias, Tecnología e Innovación (Colciencias), la Universidad Nacional de Colombia, la Universidad de Cundinamarca y la Universidad de Nariño, mediante contrato 459/2013, para la ejecución del proyecto 1 “Ecofisiología, nutrición mineral y manejo integrado de plagas y enfermedades en aguacate, curuba, gulupa y tomate de árbol orientados hacia su manejo agronómico, como materia prima para el desarrollo de productos de interés comercial”, enmarcado dentro del programa de investigación “Red Nacional para la Bioprospección de Frutas Tropicales”.

A la División de Investigación y Extensión de la Sede Bogotá, quien apoyó a través del proyecto “Caracterización ecofisiológica y morfoagronómica de *Passiflora edulis* Sims f. *edulis* (gulupa) evaluada en Pasca (Cundinamarca) y Susacón (Boyacá) y su diversidad genética en los Andes colombianos para la conformación de grupos heteróticos”, código Hermes 37360. A la Fundación CeiBA, por el apoyo a un joven talento (E. Torres). A Colciencias, por la financiación para apoyo a estudiantes de maestría y doctorado.

Un especial agradecimiento a los cultivadores que garantizaron la oportuna fertilización, podas y cuidados en los cultivos y parcelas experimentales establecidas en sus fincas; igualmente, por su apoyo durante la logística de los muestreos y talleres en Pasca, Cundinamarca: Pedro Rico, Carlos Patiño, Víctor Velandia, Priscilla Naranjo, Carolina Villalba. A los cultivadores de tomate de árbol de Villa Moreno Buesaco, del departamento de Nariño. Al sector empresarial y quienes apoyaron también la realización de talleres: Frutipaz, en cabeza de Mauricio Santiago, y la Asociación de productores de aguacate tecnificado de los Montes de María, en cabeza de Tomás Morales Cantelllo y Senen Eduardo Arias.

A los estudiantes por la colaboración en muestreos, así como la realización de sus trabajos de grado, tesis de maestría o tesis de doctorado. Resaltamos su esfuerzo y dedicación, porque en buena medida soportaron las cargas del trabajo de campo y de laboratorio, y participaron decisivamente en la logística de las actividades y eventos relacionados con el proyecto.

Contenido

Presentación 13

I. Aspectos en germinación, morfoagronomía, fenología, nutrición mineral, calidad de fruto 17

- Cap. 1* Evaluación de tratamientos pregerminativos en tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) y curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) 19
- Cap. 2* Relaciones fisiológicas entre la maduración del fruto y las semillas de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) 33
- Cap. 3* Caracterización morfoagronómica de accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) bajo condiciones de invernadero 51
- Cap. 4* Caracterización fenológica y anatómica de plantas juveniles de aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass), en Pasca, Cundinamarca, Colombia 71
- Cap. 5* Sintomatología de deficiencias de nutrientes minerales en plantas de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) en estado vegetativo 87
- Cap. 6* Sintomatología de deficiencias de macronutrientes, boro y zinc, y su efecto sobre el crecimiento de la curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) en estado vegetativo 103
- Cap. 7* Sintomatología de deficiencias de algunos nutrientes minerales en plantas de aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass) en estado vegetativo 119

Cap. 8	Sintomatología por deficiencias de nutrientes minerales en tomate de árbol (<i>Solanum betaceum</i> Cav.) en estado vegetativo	133
Cap. 9	Fenología floral, crecimiento y calidad de frutos de curuba (<i>Passiflora tripartita</i> Kunt var. <i>mollissima</i>) en respuesta a diferentes dosis de nutrientes minerales	151
Cap. 10	Índices de calidad para estandarización y exportación de aguacate (<i>Persea americana</i> Mill. cv. Hass)	169

II. Nuevas alternativas para manejo del cultivo y buenas prácticas agrícolas **187**

Cap. 11	Entomofauna asociada al cultivo de curuba (<i>Passiflora tripartita</i> Kunth), como línea base para su manejo	189
Cap. 12	Endófitos en gulupa (<i>Passiflora edulis</i> Sims f. <i>edulis</i>), aislamientos con potencial de uso en agricultura	207
Cap. 13	Lauráceas como fuente de control de enfermedades de frutas tropicales. Modelo <i>Phytophthora cinnamomi</i> , “tristeza del aguacatero”	229
Cap. 14	Implementación de buenas prácticas agrícolas (BPA) en frutales tropicales de Pasca, Cundinamarca, Colombia: gulupa (<i>Passiflora edulis</i> Sims f. <i>edulis</i>), curuba (<i>Passiflora tripartita</i> Kunth var. <i>mollissima</i>), tomate de árbol (<i>Solanum betaceum</i> Cav.) y aguacate (<i>Persea americana</i> Mill. cv. Hass)	251

Presentación

Los resultados mostrados en este libro son parte de la investigación realizada en el marco del proyecto 1 “Ecofisiología, nutrición mineral y manejo integrado de plagas y enfermedades en aguacate, curuba, gulupa y tomate de árbol orientados hacia su manejo agronómico, como materia prima para el desarrollo de productos de interés comercial”, enmarcado dentro del programa de investigación “Red Nacional para la Bioprospección de Frutas Tropicales (Rifrutbio)”, financiado por el Departamento Administrativo de Ciencias, Tecnología e Innovación (Colciencias).

Las especies evaluadas durante la ejecución del proyecto se encuentran incluidas en la apuesta exportadora de Colombia, cuya demanda de fruta se ha incrementado, razón por la cual el sector productivo frutícola se ha beneficiado con los precios alcanzados. Sin embargo, se requiere mayor evaluación de los cultivos que pueden ser afectados por el clima, los desbalances fisiológicos, la falta de nutrientes fertilizantes, las plagas y las enfermedades; superado el problema, estos cultivos ofrecen oportunidades para ampliar el portafolio de productos y subproductos derivados, así como el desarrollo de diferentes líneas de mercado y fortalecimiento de algunos eslabones de la cadena productiva de la fruticultura colombiana, para la producción sostenible y sustentable en armonía con la naturaleza.

El libro va dirigido al sector agrícola, a cultivadores, al sector académico-investigativo, así como a personas interesadas en avances de la investigación en gulupa, curuba, aguacate cv. Hass y tomate de árbol, para su tecnificación y manejo. Los resultados se presentan en dos grandes temáticas: la primera, relacionada con aspectos de la germinación, morfoagronomía, fenología y nutrición mineral en etapa vegetativa, así como de calidad en poscosecha del fruto; la segunda, relacionada con avances en nuevas alternativas para manejo del cultivo y buenas prácticas agrícolas.

En el capítulo 1 se reporta que la testa de las semillas de tomate de árbol, gulupa y curuba es dura; aunque su viabilidad es alta, el porcentaje de germinación suele ser bajo, lo que motivó a la evaluación de tratamientos pregerminativos como la aplicación de ácido giberélico, y la exposición a

diferentes horas-luz y distintas temperaturas. Los resultados obtenidos ilustran algunos factores para tener en cuenta en la obtención masiva de material vegetal propagado sexualmente.

El capítulo 2 presenta resultados sobre la calidad de fruto de tomate de árbol, variedad rojo común, en cinco estados de maduración, en los que se evaluaron características fisiológicas de las semillas. Se encontró que la mejor calidad fisiológica de la semilla se presenta cuando el fruto está en los estados 25 y 50 % de madurez, cuando se ha alcanzado el máximo peso seco del fruto, la disminución de almidones y el desarrollo del color del fruto, pero a su vez se registra menor humedad de sus semillas y mayor porcentaje y velocidad de germinación.

En el capítulo 3, a partir de semillas de accesiones de gulupa colectadas en diferentes lugares de Colombia, se evaluó su viabilidad y germinación a través de algunos tratamientos pregerminativos. Las plántulas obtenidas se analizaron morfoagronómicamente, encontrando caracteres que permiten diferenciar entre accesiones.

En el capítulo 4 se realizó una evaluación fenológica de flujos de crecimiento en plantas juveniles de aguacate cv. Hass, bajo condiciones ambientales de cultivo mixto generador de sombra natural. Adicionalmente, se evaluó el efecto de luz solar controlada con filtros de polisombra para observar diferencias anatómicas en las hojas.

Del capítulo 5 al 8 se presenta la sintomatología visual por deficiencia absoluta de algunos nutrientes minerales en plántulas en estado vegetativo de gulupa, curuba, tomate de árbol y aguacate cv. Hass, comparados respectivamente con tratamiento control que no presenta deficiencia de nutrientes para la planta. Las fotografías y datos presentados son una herramienta útil para toma de decisiones y manejo nutricional de los respectivos cultivos.

En el capítulo 9 se presentan resultados de la respuesta de las plantas de curuba en estado reproductivo (fenología floral, crecimiento del fruto, calidad del fruto) a diferentes dosis de nutrientes.

El capítulo 10 muestra la caracterización de aguacate cv. Hass de cuatro procedencias de alta producción en el país. Se plantean un conjunto de parámetros para tener en cuenta en el momento de la toma de decisiones en la construcción de una norma técnica colombiana, comparable con la de otros países exportadores.

En el capítulo 11 se presenta la identificación de fauna insectil asociada a estados fenológicos de plantas de curuba, información que puede ser incorporada en protocolos de vigilancia fitosanitaria para dichos cultivos, y la toma de decisiones para control y manejo integrado en el marco de las normas de Buenas Prácticas Agrícolas.

En el capítulo 12 se exponen resultados relacionados con microorganismos endófitos aislados a partir de diferentes tejidos de gulupa, procedentes de dos sitios de colecta, comparando su abundancia y diversidad. Los microorganismos endófitos se consideran como posible uso potencial de herramienta biotecnológica para el control de enfermedades y la promoción de crecimiento vegetal.

En el capítulo 13 se presenta una alternativa sustentable, amigable y selectiva en busca de controlar el hongo fitopatógeno causante de la tristeza del aguacatero. Se muestran resultados de actividad antifúngica de extractos de diferentes especies de la familia Lauraceae, encontrándose que los géneros *Cinnamomum*, *Nectandra* y *Endlicheria* presentan la mayor inhibición de crecimiento del hongo, convirtiéndose en candidatos para la realización de estudios químicos conducentes a la determinación de los componentes responsables de la actividad.

Por último, en el capítulo 14 se enfatiza la importancia de la aplicación e implementación de buenas prácticas agrícolas por parte de los productores actuales y potenciales del municipio de Pasca, Cundinamarca, que puede favorecer una producción más inocua, organizada y eficiente que permita mayor competitividad y posibilidad de apertura e incursión en nuevos mercados para la gulupa, curuba, tomate de árbol y aguacate cv. Hass. Se hace descripción en aspectos puntuales sobre requerimientos agroclimáticos, nutricionales, manejo agronómico del cultivo y manejo integrado de plagas y enfermedades que se presentaron durante la ejecución del proyecto.

Finalmente, cada capítulo se ha diseñado con el propósito de compartir conocimiento, generado tanto en laboratorio como en campo, con el objetivo principal de brindar herramientas para el desarrollo rural productivo y comunitario de las localidades, con miras a mejorar el posicionamiento en mercados nacionales e internacionales.

Luz Marina Melgarejo, Ph. D.
Profesora Titular
Departamento de Biología
Universidad Nacional de Colombia

I

Aspectos en
germinación,
morfoagronomía,
fenología,
nutrición mineral,
calidad de fruto

Cap. 1

Evaluación de tratamientos pregerminativos en tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) y curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*)

**Cristina Mendoza Forero^{1*}
Karol Lizarazo Hernández^{2*}**

^{1*} **Cristina Mendoza Forero**

julieth.mendoza@unad.edu.co. Anteriormente adscrita a la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cundinamarca; actualmente adscrita a la Escuela de Ciencias Agrícolas, Pecuarias y del Medio Ambiente, Universidad Abierta y a Distancia UNAD – CEAD Fusagasugá. Bióloga. M. Sc. Profesora asistente.

^{2*} **Karol Lizarazo Hernández**

klizarazo@ucundinamarca.edu.co. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Cundinamarca, sede Fusagasugá. Ingeniera Agrónoma. M. Sc. Profesora auxiliar.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-1>

Introducción

El cultivo de frutales de clima medio y frío moderado se ha incrementado en regiones del departamento de Cundinamarca, especialmente en la provincia del Sumapaz. Dentro las especies frutales promisorias se encuentran el tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), la gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) y la curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*), que se explotan principalmente en pequeños huertos familiares. Su comercialización se ha incrementado en los últimos años, por lo cual los productores necesitan información sobre manejo de los cultivos, iniciando por la germinación para obtención de material de siembra.

Con la producción de semillas, las plantas gimnospermas y angiospermas consiguen cuatro objetivos como especie: 1) una reorganización de la información genética, 2) un mecanismo de dispersión, 3) un mecanismo de supervivencia y 4) un mecanismo de multiplicación (Bradbeer, 2013). El cumplimiento de estos objetivos requiere que el embrión de la semilla se transforme en una plántula, en el proceso conocido como germinación. En general, para que la germinación ocurra, las semillas necesitan humedad, temperatura adecuada, condiciones aeróbicas, entre otros. Adicionalmente, las semillas pueden requerir la presencia de otros factores específicos inherentes a cada especie (Bewley & Black, 2012). En los cultivos de tomate de árbol, gulupa y curuba, la propagación y multiplicación de material vegetal se realiza principalmente por medio de semillas (Cárdenas, Zuluaga, & Lobo, 2004; Fischer, Casierra-Posada, & Piedrahíta, 2009; Velásquez, Melgarejo, & Magnitskiy, 2012). Este tipo de propagación es ampliamente utilizado por la sencillez de su aplicación, menores costos y la posibilidad de obtener gran cantidad de plantas (Miranda, Perea, & Magnitskiy, 2009).

Sin embargo, diversos estudios han reportado que, debido a la latencia endógena y exógena presente en las semillas de tomate de árbol (Cárdenas *et al.*, 2004) y pasifloras (Ellis, Hong, & Roberts, 1985), se presenta baja germinación, que puede aumentar con la aplicación de diversos tratamientos. Por tal motivo, en este capítulo se presenta la evaluación del efecto de algunos tratamientos pregerminativos que involucran luz, temperatura, ácido giberélico y escarificación mecánica de la testa, con el fin de conocer cuáles estrategias se pueden implementar para mejorar su propagación sexual, así como la aplicación práctica para viveristas y productores de tomate de árbol, gulupa y curuba.

Para realizar la prueba de viabilidad y la evaluación de los tratamientos pregerminativos en las especies estudiadas, se extrajeron semillas de frutos maduros, obtenidos de plantas madres con altos rendimientos y libres de patógenos, de los cultivos experimentales de la vereda San Pablo, ubicada en Pasca, Cundinamarca. Las semillas de tomate de árbol se extrajeron de frutos maduros con una edad entre 23 y 25 semanas después de floración. Las semillas de gulupa y curuba se extrajeron de frutos maduros entre 21 y 22 semanas después de la floración.

Prueba de viabilidad

Antes de determinar los factores que afectan la germinación de las semillas, es importante evaluar si estas conservan su capacidad germinativa; es decir, si conservan su viabilidad (Bewley & Black, 2012). Existen diferentes tipos de pruebas para evaluar la viabilidad. Para el caso de las semillas de las tres especies estudiadas se utilizó la prueba del Tetrazolio, una prueba bioquímica con la cual se obtienen resultados rápidos con respecto a la realización de una prueba de germinación. El principio bioquímico se basa en que el compuesto soluble cloruro de 2, 3, 5-trifeniltetrazolio, posee un potencial de reducción intermedio, captando los electrones del flujo respiratorio y reduciéndose hasta el compuesto formazán, que es insoluble, de coloración rosáceo y que se deposita en los tejidos vivos (que presentan respiración) en el embrión (Bewley & Black, 2012).

De cada una de las tres especies se tomaron 100 semillas y se les realizaron cortes longitudinales con el fin de determinar la posición del embrión y llevar a cabo la prueba de viabilidad. Las mitades de semillas con el embrión expuesto se pusieron en cajas de Petri con 10 mL de solución de cloruro de trifeníl tetrazolium al 1 %, y se dejaron durante 24 horas en condiciones de total oscuridad. Luego de este tiempo, se observó la coloración rojiza del embrión, para determinar el porcentaje de viabilidad (Suárez & Melgarejo, 2010).

De acuerdo con los resultados, se presentaron altos porcentajes de viabilidad en las semillas frescas colectadas de frutos maduros de las tres especies,

indicando alto potencial germinativo (tabla 1.1). Adicionalmente, se observó que en el caso de las Pasifloras la viabilidad fue mayor que la reportada por Delanoy, van Damme, Scheldeman y Beltrán (2006).

Tabla 1.1. Porcentaje de viabilidad de semillas de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) y curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*).

Especie de frutal	Viabilidad (%)
Tomate de árbol	93
Gulupa	95
Curuba	82

Fuente: elaboración propia.

Tratamientos pregerminativos aplicados

Para las tres especies de frutales (tomate de árbol, gulupa y curuba) se extrajeron las semillas de la pulpa de los frutos maduros, retirándoles el arilo con ayuda de un colador (tamiz) en el caso de gulupa y curuba, y enjuagando con abundante agua. Se secaron sobre toallas de papel a temperatura ambiente entre 18 y 22 °C y en oscuridad por 48 horas. Luego, se realizó el proceso de desinfestación con etanol al 70 %; posteriormente, se usó hipoclorito de sodio al 10 % y, finalmente, yodo al 1 %, seguidos cada uno de lavados con abundante agua destilada (Mendoza, Celis, & Pachón, 2012). Después, las semillas fueron sometidas a su respectivo tratamiento bajo un diseño de bloques completos aleatorios con cuatro (4) repeticiones. Cada repetición consistió en una caja de Petri con un lote de 50 semillas como unidad experimental de la repetición, para un total de 200 semillas por tratamiento para cada especie de frutal.

Tomate de árbol

A las semillas se le aplicaron dos grupos de tratamientos pregerminativos (Grupo 1: semillas con agua destilada; Grupo 2: semillas con ácido giberélico (AG_3) 100 mg*L⁻¹). En cada grupo se evaluó el efecto de las horas de luz día y la escarificación mecánica. El detalle de los tratamientos se presenta en la tabla 1.2. Cada unidad experimental de 50 semillas se colocó en una caja de Petri con doble capa de papel absorbente y 10 mL de agua destilada. En las cajas de Petri con los tratamientos del ácido giberélico se utilizó igual medida (10 mL). A las semillas de los tratamientos de escarificación mecánica previamente se les realizó un desgaste de testa con una lija de agua, cuidando no afectar el embrión

(Suárez & Melgarejo, 2010). Estas cajas se llevaron a las condiciones del respectivo tratamiento para evaluar (luz-oscuridad) en un invernadero tipo casa de malla, a una temperatura promedio de 20 °C y Humedad relativa de 80 %.

Tabla 1.2. Tratamientos pregerminativos en tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.).

Grupo	Tratamiento	Descripción
Grupo 1: Semillas con agua destilada	T1	24 horas luz
	T2	24 horas oscuridad
	T3	12 horas luz/12 horas oscuridad
	T4	12 horas luz/12 horas oscuridad + escarificación mecánica (desgaste de testa)
Grupo 2: Semillas con AG ₃ 100 mg*L ⁻¹	T5	24 horas luz
	T6	24 horas oscuridad
	T7	12 horas luz/12 horas oscuridad
	T8	12 horas luz/12 horas oscuridad + escarificación mecánica (desgaste de testa)

Fuente: elaboración propia.

Pasifloras: gulupa y curuba

Para el caso de la gulupa y la curuba se evaluó el efecto de la aplicación del ácido giberélico (AG₃, 100 mg*L⁻¹) en dos condiciones de temperatura (4 °C y 20 °C) y en las horas de luz recibidas al día (24 horas luz, 12 horas luz/12 horas oscuridad y 24 horas oscuridad). La tabla 1.3 presenta el detalle de los tratamientos evaluados tanto en semillas de gulupa como de curuba. Cada unidad experimental que contenía 50 semillas se puso en una caja de Petri con doble capa de papel absorbente y 10 mL de agua destilada. En las cajas de Petri con los tratamientos del ácido giberélico se utilizó igual medida (10 mL). Las cajas se llevaron a las condiciones del respectivo tratamiento que se iba a evaluar.

En las tres especies, diariamente se observó el estado sanitario de las semillas y el porcentaje de germinación bajo luz de seguridad. En cada tratamiento se realizó una observación cada tercer día para determinar el número de semillas germinadas (evidenciada como la ruptura de la testa a través de la cual se observó salida de la radícula) y el porcentaje de germinación (PG), el cual se halló sumando todas las semillas germinadas sobre el total de semillas de cada caja de Petri (50 semillas) (Carranza, Castellanos, Deaza, & Miranda, 2016). Las semillas germinadas se fueron retirando de la respectiva caja de Petri. Se realizaron observaciones durante cuatro semanas en tomate de árbol (30 días)

y cinco semanas (36 días) en gulupa y curuba. De manera independiente, los datos obtenidos de la variable *rg* para cada una de las tres especies fueron sometidos a análisis estadístico con el programa InfoStat V. 2016e; se realizó un análisis de varianza (Anova) y una comparación de promedios de Tukey con un nivel de significancia del 95 %.

Tabla 1.3. Tratamientos pregerminativos en gulupa (*Passiflora edulis* Sims *f. edulis*) y en curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*).

Grupo	Tratamiento	Descripción
Grupo 1: Semillas con agua destilada	T1	24 horas luz + T 20 °C
	T2	12 horas luz/12 horas oscuridad + T 20 °C
	T3	24 horas oscuridad + T 20 °C
	T4	24 horas oscuridad + T 4 °C
Grupo 2: Semillas con AG ₃ 100 mg*L ⁻¹	T5	24 horas luz + T 20 °C
	T6	12 horas luz/12 horas oscuridad + T 20 °C
	T7	24 horas oscuridad + T 20 °C
	T8	24 horas oscuridad T 4 °C

Fuente: elaboración propia.

Evaluación del efecto de algunos tratamientos pregerminativos en tomate de árbol (*Solanum betaceum* cav.)

Para tomate de árbol, el porcentaje más bajo de germinación (18 %) se presentó con T2 (agua y 24 h oscuridad) (gráfica 1.1, tabla 1.4). De acuerdo con Cárdenas *et al.* (2004), las semillas de frutales solanáceas andinas en proceso de domesticación, como el tomate de árbol, presentan fotolatencia, un mecanismo regulado por la calidad de luz. Estas semillas son fotoblásticamente positivas, es decir, requieren de la luz para activar el fitocromo; un fotorreceptor de luz con capacidad de desencadenar respuestas fisiológicas en las plantas como la germinación, especialmente en semillas pequeñas de plantas tropicales de sombra (Taiz & Zeiger, 2006), como el caso del tomate de árbol (Pringle & Murray, 1991).

Por otra parte, los tratamientos con los mayores porcentajes de germinación durante las cuatro semanas evaluadas fueron los siguientes: T7 (AG₃, 12 h luz / 12 h oscuridad, T5 (AG₃, 24 h luz) y T1 (agua, 24 h luz) con valores de 91 %, 90,5 % y 90,5 %, respectivamente (tabla 1.4; gráfica 1.1). Una alta

germinación se pudo ver favorecida por la presencia de luz debida a fotoblastia positiva de las semillas de tomate de árbol reportado por Cárdenas *et al.* (2004) y Maciel *et al.* (2018), quienes encontraron un efecto positivo de la luz sobre el porcentaje de germinación en esta especie, así como por la acción de las giberelinas como inductoras de la germinación (Finch-Savage & Leubner-Metzger, 2006; Carranza *et al.*, 2016).

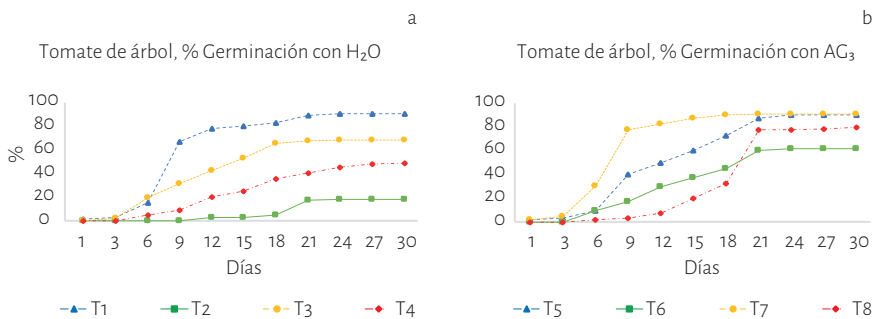
Adicionalmente, en semillas fotolantes, esta latencia puede superarse con la aplicación exógena de giberelinas como el AG₃ (Taiz & Zeiger, 2006), razón por la cual las semillas como las sometidas al tratamiento de 24 horas de oscuridad con adición de AG₃ (T6) presentaron valores de germinación más altos (61,5 %) que cuando no se adicionó AG₃ (T2), con 18 % de germinación (gráficas 1.1a y 1.1b). La aplicación de tratamientos pregerminativos como T1, T5 y T7 (tabla 1.4) permitieron que las semillas de tomate de árbol en este estudio se acerquen a su potencial germinativo (93 %) (tabla 1.1), factores que se pueden tener en cuenta al momento de la propagación.

Tabla 1.4. Porcentaje de germinación en semillas de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) 30 días después de la siembra.

Tratamiento	Porcentaje de germinación (%)
T1. Agua, 24 h luz	90,5 f
T2. Agua, 24 h oscuridad	18 a
T3. Agua, 12 h luz /12 h oscuridad	68 d
T4. Agua, 12 h luz /12 h oscuridad + escarificación	48,5 b
T5. AG ₃ , 24 h luz	90,5 f
T6. AG ₃ , 24 h oscuridad	61,5 c
T7. AG ₃ , 12 h luz/ 12 h oscuridad	91 f
T8. AG ₃ , 12h luz/ 12 h oscuridad + escarificación	79,5 e

Nota. n = 4 repeticiones, cada una conteniendo 50 semillas. Valores con la misma letra no tienen diferencia significativa, según la prueba de Tukey ($p > 0,05$).

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 1.1. Dinámica del porcentaje de germinación en semillas de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) durante cuatro semanas, con diferentes tratamientos pregerminativos (a. con agua; b. con AG₃). (n=4 repeticiones, cada una conteniendo 50 semillas, $p \leq 0,05$). T1. agua, 24 h luz; T2. agua, 24 h oscuridad; T3. agua, 12 h luz/12 h oscuridad; T4. agua, 12 h luz/12 h oscuridad + escarificación; T5. AG₃, 24 h luz; T6. AG₃, 24 h oscuridad; T7. AG₃, 12 h luz/12 h oscuridad; T8. AG₃, 12 h luz/12 h oscuridad + escarificación.
Fuente: elaboración propia

Evaluación del efecto de algunos tratamientos pregerminativos en gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) y curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*)

En el caso de las pasifloras, el efecto de los tratamientos pregerminativos fue diferente entre gulupa (tabla 1.5, gráficas 1.2a y 1.2b) y curuba (tabla 1.6, gráficas 1.2c y 1.2d). En las semillas de gulupa la oscuridad total y a temperatura ambiente de 20 °C induce mayor porcentaje de germinación tanto en presencia como en ausencia del ácido giberélico (AG₃); incluso, este porcentaje fue mayor sin la aplicación de AG₃ (87,5 %) con respecto a la aplicación exógena de AG₃ (76,5 %) (tabla 1.5). La mayor germinación en oscuridad implica que estas semillas presentan fotoblastia negativa. Con temperaturas bajas (4 °C) y con la presencia de luz permanente o alternado con oscuridad se presentaron porcentajes de germinación muy bajos. El alto porcentaje de viabilidad de las semillas de gulupa (95 %), que implica alto potencial germinativo, contrastado con los bajos porcentajes de germinación en la mayoría de los tratamientos, se relaciona con la presencia de latencia en estas semillas (Miranda *et al.*, 2009; Carranza *et al.*, 2016). Esta latencia puede romperse en parte con la aplicación exógena de ácido giberélico; sin embargo, la oscuridad y la temperatura ambiental son la combinación de factores determinantes para alcanzar una mayor germinación.

En curuba, al igual que en la gulupa, las semillas no germinan bajo condiciones de temperatura de 4 °C (tabla 1.6). Por otra parte, la aplicación exógena de ácido giberélico no indujo la germinación de ninguna semilla, mientras que los

Tabla 1.5. Porcentaje de germinación en semillas de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) 36 días después de la siembra.

Tratamiento	Porcentaje de germinación (%)
T1. Agua, 24 h luz + T 20 °C	0 a
T2. Agua, 12 h luz /12 h oscuridad + T 20 °C	0,5 a
T3. Agua, 24 h oscuridad + T 20 °C	87,5 d
T4. Agua, 24 h oscuridad + T 4 °C	0 a
T5. AG ₃ , 24 h luz + T 20 °C	18,5 b
T6. AG ₃ , 12 h luz /12 h oscuridad + T 20 °C	2,5 a
T7. AG ₃ , 24 h oscuridad + T 20 °C	76,5 c
T8. AG ₃ , 24 h oscuridad + T 4 °C	0 a

Nota. n = 4 repeticiones, cada una conteniendo 50 semillas. Valores con la misma letra no tienen diferencia significativa, según la prueba de Tukey ($p > 0,05$).

Fuente: elaboración propia.

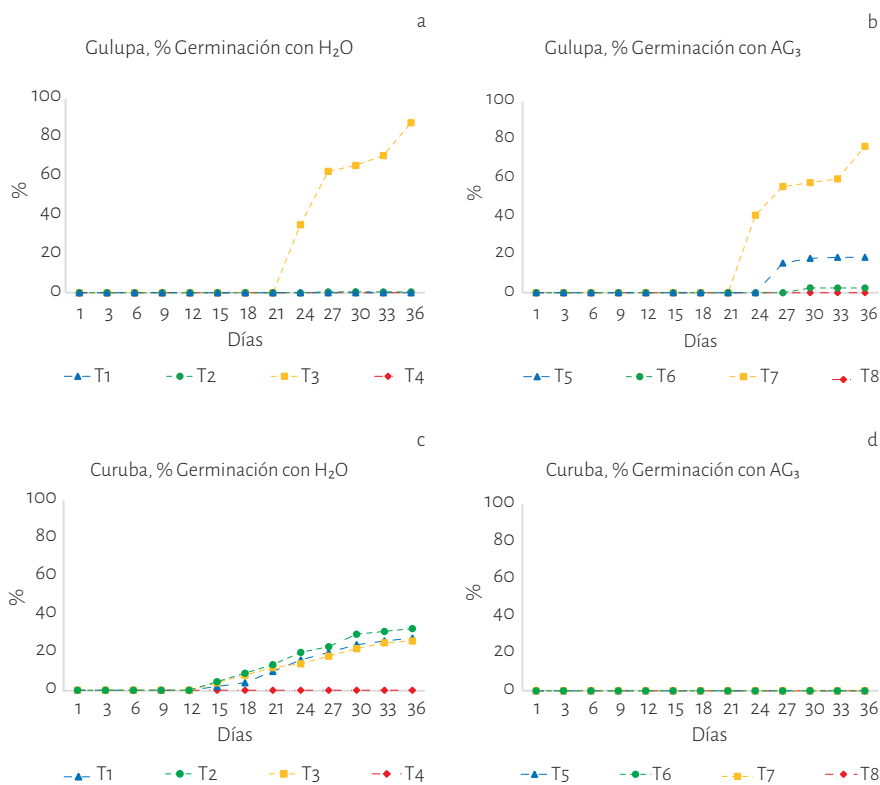
Tabla 1.6. Porcentaje de germinación en semillas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) 36 días después de la siembra.

Tratamiento	Porcentaje de germinación (%)
T1. Agua, 24 h luz + T 20 °C	27,5 bc
T2. Agua, 12 h luz /12 h oscuridad + T 20 °C	32,5 c
T3. Agua, 24 h oscuridad + T 20 °C	26,0 b
T4. Agua, 24 h oscuridad + T 4 °C	0 a
T5. Agua, 24 h luz + T 20 °C	0 a
T6. AG ₃ , 12 h luz /12 h oscuridad + T 20 °C	0 a
T7. AG ₃ , 24 h oscuridad + T 20 °C	0 a
T8. AG ₃ , 24 h oscuridad + T 4 °C	0 a

Nota. (n = 4). Valores con la misma letra no tienen diferencia significativa, según la prueba de Tukey ($p > 0,05$).

Fuente: elaboración propia.

tratamientos sin aplicación hormonal (agua) indujeron algún grado de germinación siempre y cuando las semillas se mantuvieran a temperatura de 20 °C, destacándose como el tratamiento de mayor porcentaje de germinación la alternancia de 12 horas luz/12 horas oscuridad, con 32,5 % (tabla 1.6). Los altos valores de viabilidad en curuba (82 %) y el relativo bajo porcentaje de germinación confirman que hay factores que inhiben la germinación como la dormancia exógena reportada para el género *Passiflora* por diferentes autores como Ellis *et al.* (1985), Passos *et al.* (2004) y Delanoy *et al.* (2006), que involucra una combinación de mecanismos físicos (la cubierta seminal que restringe el crecimiento de la radícula) y químicos (presencia de inhibidores en la cubierta seminal).



Gráfica 1.2. Dinámica del porcentaje de germinación en gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) y curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) durante cinco semanas, con diferentes tratamientos pregerminativos (a. Gulupa con agua; b. Gulupa con AG₃; c. Curuba con agua; d. Curuba con AG₃). (n = 4 repeticiones, cada una conteniendo 50 semillas, p ≤ 0,05). T1. agua, 24 h luz + T 20 °C; T2. agua, 12 h luz /12 h oscuridad + T 20 °C; T3. agua, 24 h oscuridad + T 20 °C; T4. agua, 24 h oscuridad + T 4 °C; T5. AG₃, 24 h luz + T 20 °C; T6. AG₃, 12 h luz /12 h oscuridad + T 20 °C; T7. AG₃, 24 h oscuridad + T 20 °C; T8. AG₃, 24 h oscuridad + T 4 °C.

Fuente: elaboración propia.

Las especies del género *Passiflora* varían en sus porcentajes de viabilidad de semillas y en el porcentaje de germinación, aun bajo tratamientos pregerminativos. Por ejemplo, en el frutal amazónico *Passiflora nítida* Kunth, se alcanzaron mayores porcentajes de germinación con la aplicación de dosis altas de AG_3 (500 y 1.000 $mg \cdot L^{-1}$), independientemente de la presencia o ausencia total de luz (Passos *et al.*, 2004). Caso similar se reportó para la badea (*Passiflora quadrangularis* L.) tras 11 días en cuarto oscuro y luego en condiciones de 12 horas luz/12 horas oscuridad en un invernadero, y con la aplicación de alta dosis de AG_3 de 1.200 $mg \cdot L^{-1}$ y nitrato de potasio (KNO_3 0,4 % p/v), a los 51 días se alcanzaron porcentajes de germinación de hasta 54 % y 59 %, respectivamente (Carranza *et al.*, 2016).

Para las semillas de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*), Velásquez *et al.* (2012) reportaron que los mayores porcentajes de germinación (75 %) se obtuvieron en semillas que, luego de la eliminación del arilo y un proceso de fermentación de 48 horas, se almacenaron completamente secas a 4 °C durante 15 días sin luz y, posteriormente, se sembraron en un invernadero a 25 °C sobre sustrato. Para las semillas de gulupa evaluadas en el presente estudio no fueron el AG_3 , ni la alternancia en temperatura y luz, ni el proceso de fermentación previo los factores más determinantes para inducir una mayor germinación, sino la oscuridad total y temperatura ambiente de 20 °C (tabla 1.5). Posiblemente un factor determinante sea el tiempo de almacenamiento de las semillas antes de ser sometidas al tratamiento pregerminativo y la madurez del fruto al momento de colectar las semillas.

En el caso de curuba, Delanoy *et al.* (2006) reportaron porcentajes de germinación de hasta 27 % con la remoción del punto basal de las semillas en la zona del micrópilo, mantenidas en oscuridad a temperatura promedio de 20 °C; a diferencia del presente estudio en el que se obtuvo máximo porcentaje de germinación (32,5 %) con la alternancia de 12 horas de luz y 12 de oscuridad a temperatura ambiental de 20 °C, sin involucrar escarificación mecánica, ni aplicación de AG_3 (tabla 1.6). De acuerdo con el presente estudio, es necesario realizar investigaciones puntuales para cada especie de pasiflora, con el fin de evaluar la combinación de diferentes tratamientos para incrementar la germinación, que rompe la latencia endógena y exógena de las semillas (Ellis *et al.*, 1985), y para alcanzar el potencial germinativo que presentan las semillas colectadas de frutos maduros, tratadas sin almacenamiento previo (tabla 1.1).

Referencias bibliográficas

- Bewley, J. D., & Black, M. (2012). *Physiology and Biochemistry of Seeds in Relation to Germination. Vol. 2: Viability, Dormancy, and Environmental Control*. Berlín & Heidelberg: Springer Science & Business Media. doi:10.1007/978-3-642-68643-6
- Bradbeer, J. W. (2013). *Seed dormancy and germination*. Nueva York: Springer Science & Business Media. doi:10.1007/978-1-4684-7747-4
- Cárdenas, W., Zuluaga M. L., & Lobo, M. (2004). Latencia en semillas de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (*Solanum betaceum*) Cav. Sendt) como aspecto básico para la conservación y el monitoreo de viabilidad de las colecciones. *Plant Genetic Resources Newsletter*, 139, 31-41. Recuperado de: http://www.bioiversityinternational.org/fileadmin/PGR/article-issue_139-art_6-lang_es.html
- Carranza, C., Castellanos, G., Deaza, D., & Miranda, D. (2016). Efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento sobre la germinación de semillas de badea (*Passiflora quadrangularis* L.) en condiciones de invernadero. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 10(2), 284-291. doi:10.17584/rcch.2016v10i2.5791
- Delanoy, M., van Damme, P., Scheldeman, X., & Beltrán, J. (2006). Germination of *Passiflora mollissima* (Kunth) LH Bailey, *Passiflora tricuspis* Mast. and *Passiflora nov* sp. seeds. *Scientia Horticulturae*, 110(2), 198-203. doi:10.1016/j.scienta.2006.07.007
- Ellis, R. H., Hong, T. D., & Roberts, E. H. (1985). *Handbook of seed technology for genebanks. Volume I. Principles and methodology*. International Board for Plant Genetic Resources. Handbooks for Genebanks.
- Finch-Savage, W. E., & Leubner-Metzger, G. (2006). Seed dormancy and the control of germination. *New Phytologist*, 171(3), 501-523. doi:10.1111/j.1469-8137.2006.01787.x
- Fischer, G., Casierra-Posada, F., & Piedrahíta, W. (2009). Ecofisiología de las especies las especies pasifloráceas cultivadas en Colombia. En D. Miranda, G. Fischer, C. Carranza *et al.* (Eds.), *Cultivo, poscosecha y comercialización de las pasifloráceas en Colombia: maracuyá, granadilla, gulupa y curuba* (pp. 46-68). Bogotá: Sociedad Colombiana de Ciencias Hortícolas.
- Maciel, K. S., De Lima, P. A. M., Madalon, F. Z., Moraes, S. P. C. B., Cabanez, P. A., . . . Lopes, J. C. (2018). Characterization of Fruits in Contrasting Environments and Germination of Tamarillo Seeds at Different Temperatures. *American Journal of Plant Sciences*, 9, 23-33. doi:10.4236/ajps.2018.91003

- Mendoza, C., Celis, A., & Pachón, M. (2014). Herbicide effects of *Piper* extracts on a seed bank in Fusagasugá (Colombia). *Acta Horticulturae*, 1030, 77-82. doi:10.17660/ActaHortic.2014.1030.9
- Miranda, D., Perea, M., & Magnitskiy, S. (2009). Propagación de especies pasifloráceas. En D. Miranda, G. Fischer, C. Carranza *et al.* (Eds), *Cultivo, poscosecha y comercialización de las pasifloráceas en Colombia: maracuyá, granadilla, gulupa y curuba* (pp. 69-96). Bogotá: Sociedad Colombiana de Ciencias Hortícolas.
- Passos, I. R. S., Matos, G. V. C., Meletti, L. M. M., Scott, M. D. S., Bernacci, L. C., Vieira, M. A. R. (2004). Utilização do ácido giberélico para a quebra de dormência de sementes de *Passiflora nitida* Kunth germinadas in vitro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 26(2), 380-381.
- Pringle, G. J., & Murray, B. G. (1991). Reproductive biology of the tamarillo, *Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt. (Solanaceae), and some wild relatives. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 19(3), 263-273. doi:10.1080/01140671.1991.10421810
- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (2010). Biología y germinación de semillas. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Experimentos en fisiología vegetal* (pp. 13-24). Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de http://ciencias.bogota.unal.edu.co/fileadmin/content/laboratorios/fisiologiavegetal/documentos/Libro_experimentos_en_fisiologia_y_bioquimica_vegetal_Reparado_.pdf
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). *Plant physiology*. Sunderland: Sianuer Associates.
- Velásquez, J. D., Melgarejo, L. M., & Magnitskiy, S. (2012). Tratamientos pregerminativos en semillas de gulupa *Passiflora edulis* Sims. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de la Gulupa (Passiflora edulis Sims)* (pp. 81-90). Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/8547/>

Cap. 2
**Relaciones fisiológicas
entre la maduración del fruto
y las semillas de tomate de árbol
(*Solanum betaceum* Cav.)**

Valeria Paz Figueroa¹
María Elena Solarte Cruz^{2*}
Luz Marina Melgarejo³

¹ **Valeria Paz Figueroa**

valeria_920928@yahoo.es. Laboratorio de Fisiología, Departamento de Biología, Universidad de Nariño. Bióloga. Investigación realizada como proyecto del taller de investigación formativa.

^{2*} **María Elena Solarte Cruz**

mesolartec@udenar.edu.co. Laboratorio de Fisiología Vegetal. Universidad de Nariño. Bióloga. Ph. D. Profesora asistente.

³ **Luz Marina Melgarejo**

lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora titular.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-2>

Introducción

La madurez y la viabilidad de semillas están asociadas a eventos metabólicos y morfológicos que pueden observarse en el fruto, entre ellos, la degradación de las clorofilas del exocarpo, el aumento en el porcentaje de antocianinas y carotenoides, la disminución de almidones y el aumento de sólidos solubles y azúcares (Portela, 1999; Beckles, 2012; de Souza, Fernandes, dos Santos Dias, & Finger, 2011).

Generalmente, en frutos carnosos la madurez fisiológica del fruto coincide con la madurez de las semillas; sin embargo, este tema ha sido controversial, porque en frutos como el ají (*Capsicum annuum*), melón (*Cucumis melo*) y tomate (*Lycopersicon esculentum*) no coincide (Welbaum, 1999; Schmidt, 2000; de Souza, Fernandes dos Santos, dos Santos, Branco, & Bhering, 2006; de Souza *et al.*, 2011). Una explicación es que diferentes partes del fruto pueden crecer a diferentes tiempos, así la adquisición del tamaño casi definitivo del embrión se da antes de finalizar la primera parte del desarrollo del fruto, aunque el estado de maduración y preparación para la dormancia de la semilla inicia en la última etapa de maduración del fruto; no obstante, una vez la madurez fisiológica se alcanza, las semillas pueden perder su viabilidad en cuestión de días (Agustí, 2008; de Souza *et al.*, 2011).

En el caso del tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), hay un largo periodo de floración, por lo que es posible encontrar frutos en diferentes estadios de maduración al mismo tiempo, siendo posible la cosecha cada quince días en el mismo árbol (Portela, 1999). Esta es una estrategia para asegurar una mayor dispersión de semillas y evitar que condiciones desfavorables la afecten, como sucedería con masivas germinaciones, aunque la viabilidad de las semillas se vuelve

dependiente de las condiciones dadas durante el desarrollo del fruto e incluso de la competencia entre frutos del mismo árbol (Molina, Tapias, & Gil, 1997; Lee, 1988).

En el campo generalmente se aplican criterios físicos del fruto como referencia para recolectar semillas, tales como color, tamaño, consistencia y aroma. Cosechar semillas que tengan altos niveles de vigor, viabilidad y germinación es muy importante para la futura producción de plántulas que sean de calidad, homogéneas y eficientes. En especies que tienen floración y fructificación discontinua es difícil anticipar el momento de la cosecha; en frutos de solanáceas como el tomate (*Lycopersicon esculentum*) los eventos de desarrollo del fruto y semilla no son uniformes, y la calidad de las semillas puede verse favorecida por la cosecha temprana de los frutos, lo que presenta incrementos en la velocidad de emergencia y calidad fisiológica de la semilla (de Souza *et al.*, 2006).

Por esta razón, conocer el proceso de maduración de frutos y semillas contribuye a establecer el momento ideal de colecta de semillas, cuando estas tengan la mejor calidad fisiológica para la producción de plantas vigorosas frente a las condiciones de campo. Aún no se conoce la secuencia de maduración de semillas y frutos en tomate de árbol (*S. betaceum*), por lo que el propósito de este estudio fue monitorear y determinar la maduración fisiológica de las semillas de *S. betaceum* durante la maduración de la fruta, buscando establecer el mejor momento de la cosecha.

Medición de características físicas y químicas del fruto de tomate de árbol

Recolección de los frutos

Se colectaron frutos de tomate de árbol aleatoriamente de la variedad Rojo común, en un huerto de la vereda Llano Grande, en el corregimiento de Villamoreno, municipio de Buesaco, departamento de Nariño, en cinco estados de madurez: verde-púrpura 25 %, 50 %, 75 % y 100 %. La madurez del fruto se determinó de manera visual y por características físicas y químicas (figura 2.1).

- **Diámetro ecuatorial y polar.** Se siguió el procedimiento descrito por Marín, Arcila, Montoya y Oliveros (2003), midiendo el diámetro ecuatorial y polar por medio de un calibrador digital graduado en milímetros.
- **Color.** Se realizaron las mediciones del color (Luminosidad (L*), saturación (a*) y tono (b*)) en cinco frutas por cada estado de madurez, en tres lados del fruto, utilizando un espectrofómeto CM-5 (Konica-Minolta) según el método descrito por Manera *et al.* (2013).

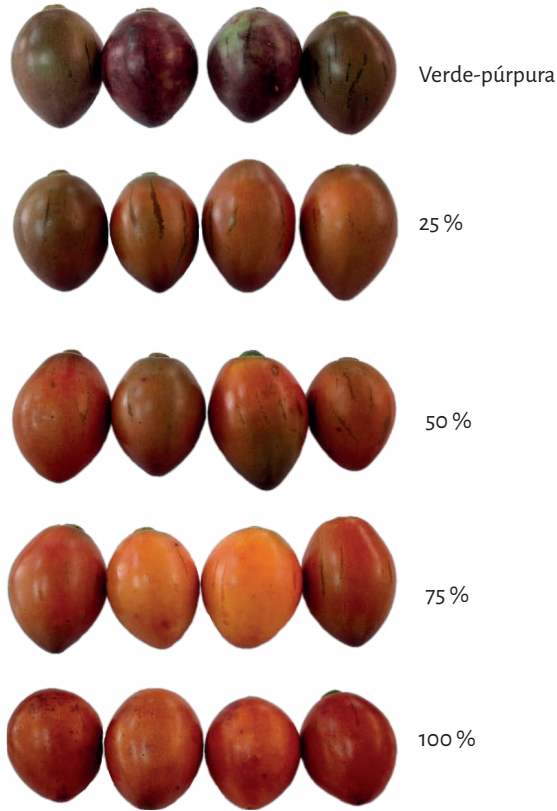


Figura 2.1. Estados de madurez de frutos de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.). Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. Fotos tomadas por Paz-Figueroa. Fuente: elaboración propia.

- **Porcentaje de materia seca.** Los frutos fueron cortados por la mitad y llevados a la estufa a temperatura de 60 °C por ocho días; aquellos que no se secaron por completo se mantuvieron en el horno por dos días más. El porcentaje de materia seca se determinó con la ecuación 1, descrita por Pérez, Rojas y Melgarejo (2010).

$$\% \text{ de materia seca} = 1 - \left(\frac{\text{Peso fresco} - \text{peso seco}}{\text{Peso fresco}} \right) \quad (1)$$

- **Firmeza.** La firmeza del fruto se midió según el método de Marín *et al.* (2003), usando un penetrómetro, con una fuerza inicial de 5 N, tomando medidas en tres puntos en el plano ecuatorial del fruto.
- **Cuantificación de almidones.** Se usó el protocolo de la Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económico (OCDE, 2005). Se realizó corte longitudinal con dos réplicas por estado de madurez, intentando dar un corte limpio para evitar la liberación de almidones suplementarios que llevarían a resultados incorrectos. Las partes del fruto se cubrieron uniformemente con una solución de yodo y se dejaron reposar por cerca de un minuto antes de tomar fotografías, las cuales fueron analizadas cualitativamente.
- **Cuantificación de los sólidos solubles totales (SST).** Se usó el protocolo de la OCDE (2005) usando un refractómetro marca Atago 2514 Honey/Bx 12-30 %, calibrado con agua y con una solución de glucosa al 6 %. Las muestras se tomaron de tres frutos por estado de madurez, de los cuales se obtuvo un extracto, incluyendo la pulpa y la zona cercana a las semillas.
- **pH.** Se usó el procedimiento de la OCDE (2005), midiendo el pH con un pHmetro digital pH-Metrohm 826.

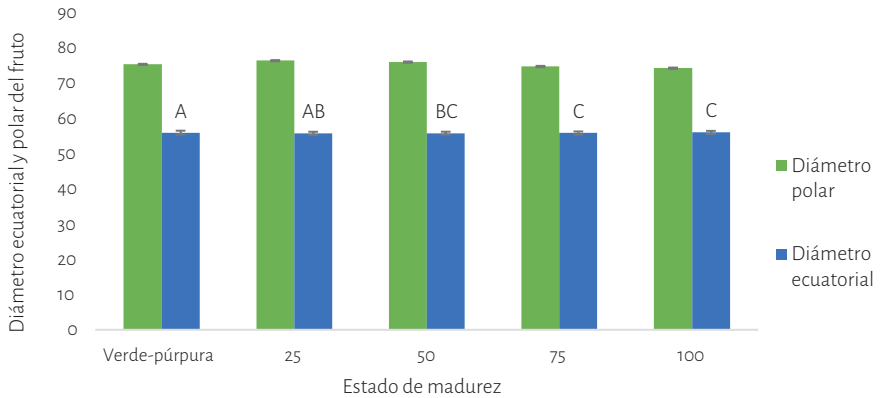
A continuación, se describen los resultados de las características físicas y químicas del fruto de tomate de árbol, que pueden ser indicadores de madurez fisiológica de la semilla.

Diámetros ecuatorial y polar

El diámetro polar no cambió significativamente en los estados de madurez de la fruta (gráfica 2.1) y un comportamiento similar fue encontrado en la materia seca del fruto (gráfica 2.2). De acuerdo con la gráfica 2.1, los frutos en el estado verde-púrpura ya han alcanzado su máxima acumulación de materia seca, lo cual sugiere que se encuentran en estado de madurez fisiológica.

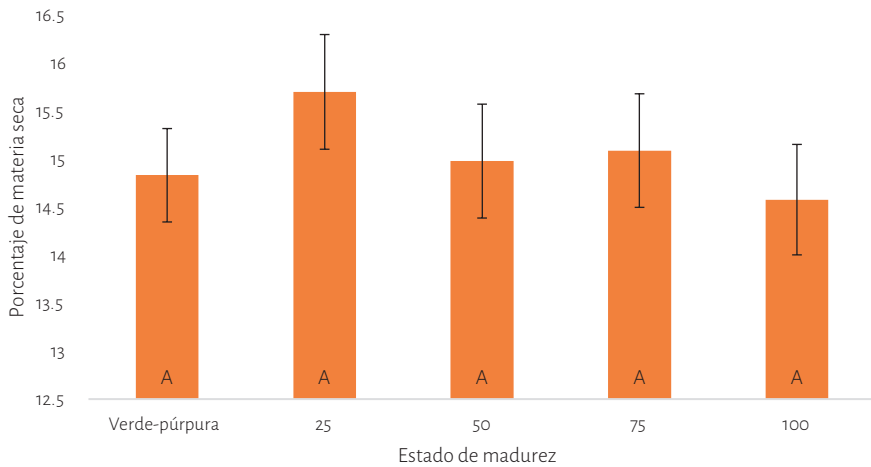
Color

El color del fruto varió desde el estado verde-púrpura a 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez, cambios cualitativos que se ven expresados en la medición del color, en la que se encontraron diferencias estadísticamente significativas para las medias de los componentes del color, ángulos L^* , C^* y h ($p = 0,0064$, $p = 0,0000$ y $p = 0,0000$ respectivamente). La gráfica 2.3 muestra que la luminosidad (L^*) presenta su valor máximo en el estado de madurez 50 % (80,45), mientras que los otros valores, C^* (Saturación del color) y h (Ángulo Hue, Tono del color), aumentan conforme maduran los frutos; el tono varió de 289 en el fruto verde-púrpura hasta 313 en el estado de madurez de 75 %.



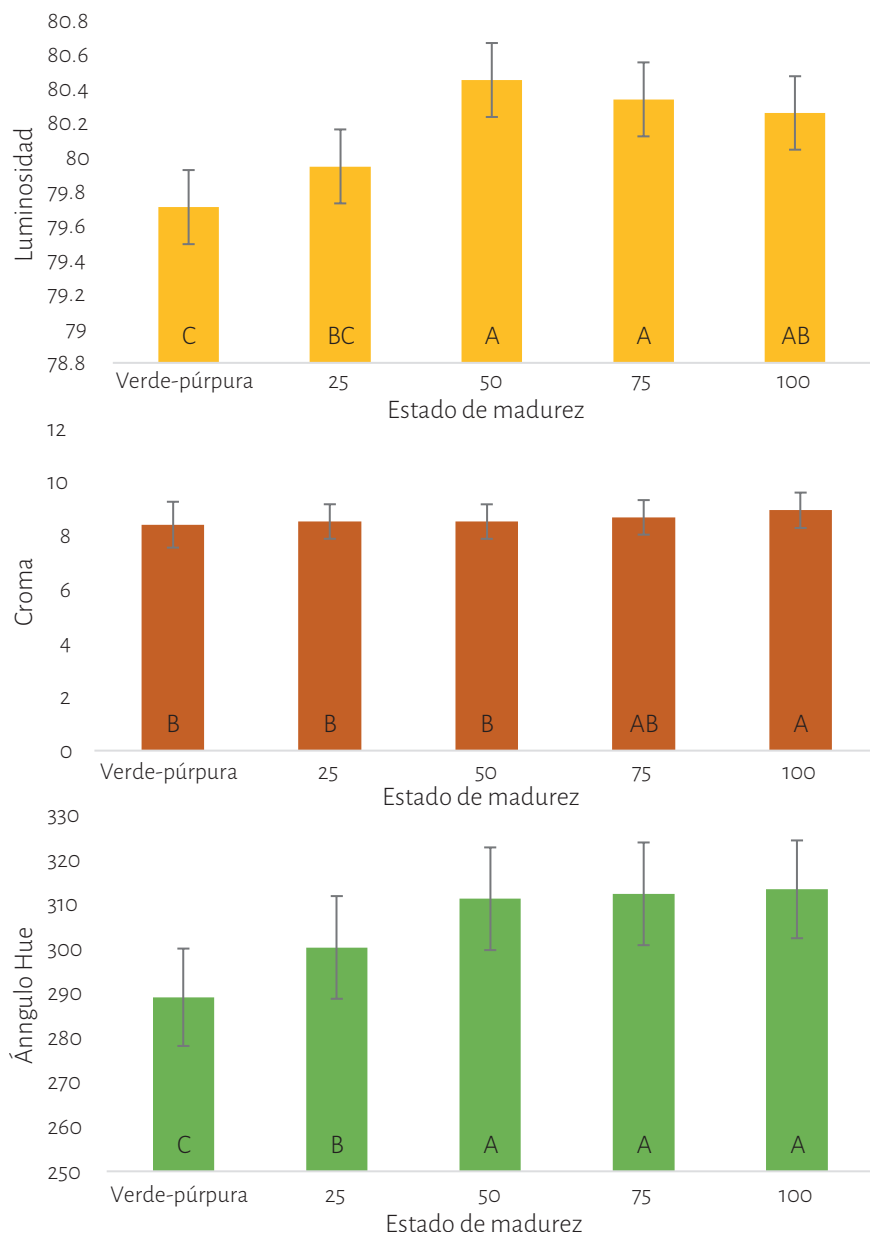
Gráfica 2.1. Diámetro ecuatorial y polar del fruto de *S. betaceum* Cav. en cinco estados de madurez. Estados verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. (n = 25). Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05.

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 2.2. Porcentaje de materia seca en diferentes estados de madurez del fruto de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.). Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. (n = 25). Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05.

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 2.3. Valores de L*, C* y h evaluados según el estado de madurez del fruto de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.). Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. (n = 25). Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05. Fuente: elaboración propia.

Presencia de almidones

Se observa de forma cualitativa que hay descenso del almidón conforme aumenta la madurez del fruto. Existe alta presencia de almidón en los estados verde-púrpura y 25 % de madurez, que disminuye drásticamente a partir del estado de 50 % de madurez (figura 2.2).

Firmeza

La gráfica 2.4 muestra que la firmeza de los frutos disminuye conforme maduran los frutos, siendo el estadio 50 % en el cual se empieza a observar una mayor pérdida de firmeza.

Sólidos solubles (SST)

Se observó que la cantidad de sólidos solubles prácticamente no varía entre los estados intermedios de madurez, pero sí entre los extremos verde-púrpura, comparado con los estados 75 y 100 % maduro (gráfica 2.5).

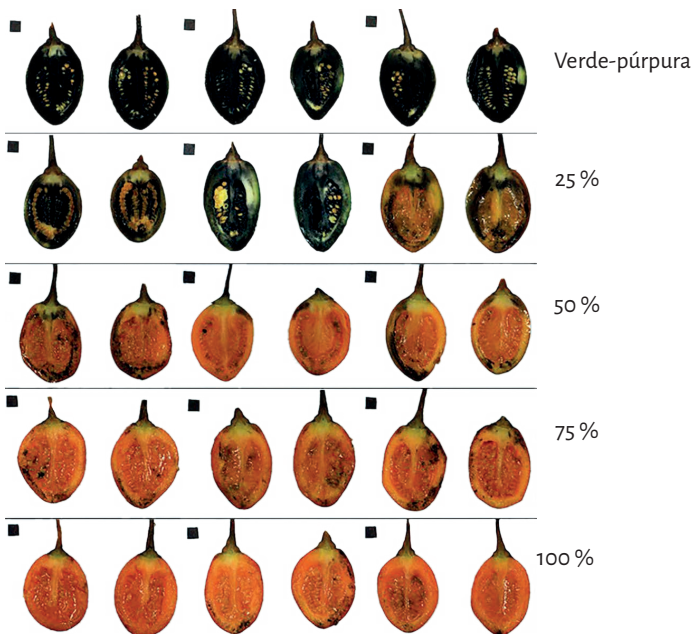
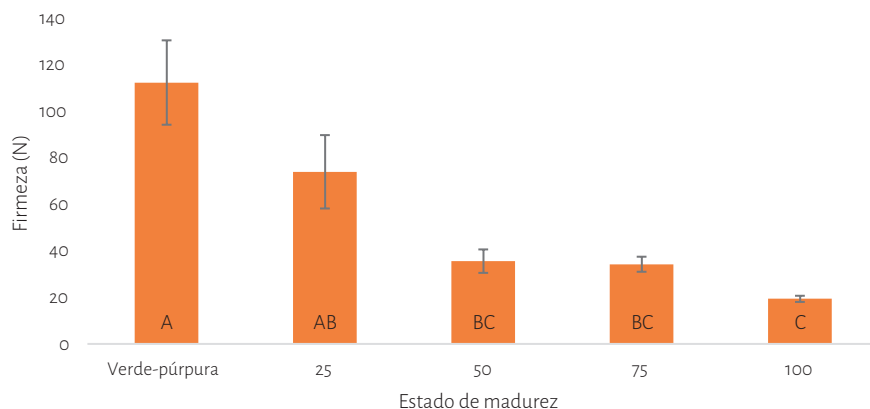
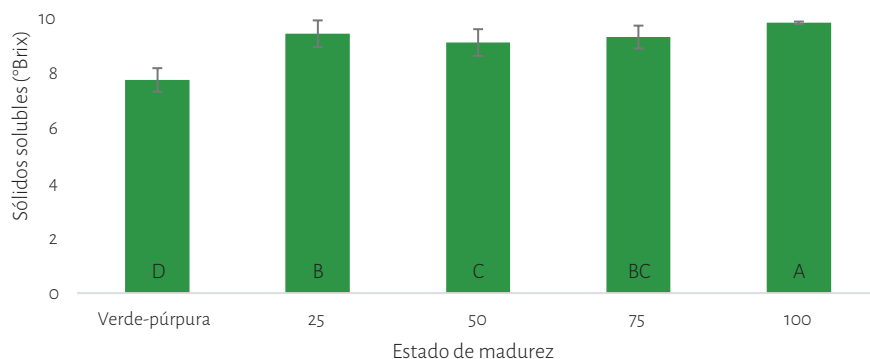


Figura 2.2. Análisis cualitativo de presencia de almidón en frutos de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.). De arriba hacia abajo, estados de madurez verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 %. Las zonas oscuras son aquellas que contienen almidón; es positivo a la tinción con Lugol al 1 %. Fotos tomadas por Paz-Figueroa.

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 2.4. Relación entre los promedios de firmeza y los estados de madurez del fruto de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.). Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05. Fuente: elaboración propia.

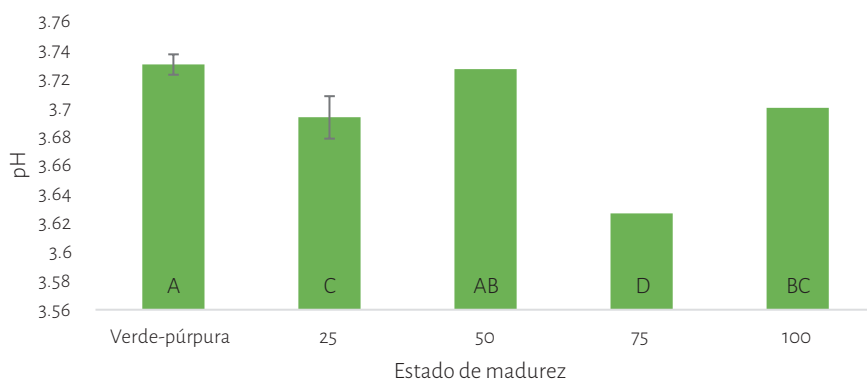


Gráfica 2.5. Sólidos solubles totales (grados Brix) en los estados de madurez del fruto de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.). Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez ($n=15$). Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05. Fuente: elaboración propia.

pH

No se encontró tendencia clara en el cambio de pH durante la madurez del fruto de tomate de árbol, aunque estadísticamente se encontraron diferencias significativas (gráfica 2.6).

Los resultados obtenidos indican que el fruto de tomate de árbol alcanza su madurez fisiológica cuando el color de la cáscara es verde-púrpura virando al color rojizo; desde este punto, se presentan cambios de color de la cáscara, contenido de azúcares y almidón.



Gráfica 2.6. pH de la pulpa de frutos de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) en relación con los estados de madurez. Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. (n = 15). Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05. Fuente: elaboración propia.

Además, se presentaron aumentos significativos en la concentración de azúcares durante los primeros estados de madurez, en los que la cantidad de sólidos solubles después del segundo estado (25 %) se mantuvo en general constante y relacionado con los valores obtenidos en color, pH y firmeza del fruto. Este hallazgo resulta similar a lo observado por Fischer y Martínez (1999) en frutos de uchuva (*Physalis peruviana*).

Las características del fruto como color, SST y almidones, que presentaron cambios sustanciales durante el mismo proceso de madurez (como la variación en el color de tonos verdosos a rojizos, el aumento de azúcares en la pulpa y la disminución de almidones), pueden constituirse en indicadores de cosecha de las semillas.

Características físicas y fisiológicas de las semillas provenientes de los frutos de tomate de árbol

Se usaron 100 semillas para cada prueba y por estado de madurez del fruto. Se lavaron y secaron a la sombra a temperatura ambiente por 72 horas. Las semillas usadas en la prueba de viabilidad fueron imbibidas 24 horas antes.

Porcentaje de humedad

Con el fin de determinar el porcentaje de humedad, se siguió el procedimiento de la International Seed Testing Association (ISTA, 1999) para semillas de bajo peso, usando 25 semillas con tres réplicas por estado de madurez. Se utilizaron recipientes cerrados o contenedores, previamente pesados, para evitar que la muestra recuperara humedad una vez seca. Se pesaron las semillas antes de ponerlas al horno a temperatura de 100 °C por 17 horas. Una vez secas, se colocaron en desecador por tres horas y fueron pesadas nuevamente. Para calcular el porcentaje de humedad se utilizó la ecuación 2.

$$\text{Porcentaje de humedad} = (M_2 - M_3) \times \frac{100}{(M_2 - M_1)} \quad (2)$$

Donde M_1 equivale al peso en gramos del contenedor, M_2 corresponde al peso del contenedor y las semillas antes del secado, y M_3 equivale al peso del contenedor y las semillas después del secado (ISTA, 1999).

Prueba de viabilidad

Siguiendo el procedimiento de Suárez y Melgarejo (2010), se realizaron cortes longitudinales dejando expuesto el embrión. En una caja de Petri se vertieron 10 mL de una solución de Cloruro de 2-3-5 trifenil tetrazolio al 1 %, sobre la que se pusieron las mitades de las semillas cuidando que el embrión quedara expuesto a la solución. Las cajas de Petri se dejaron en un sitio oscuro por 16 horas a temperatura ambiente. Posteriormente, se lavaron con agua destilada, y se observaron y contaron las semillas en las que el embrión se coloreó. La cantidad de semillas viables se determinó con la ecuación 3.

$$\text{Viabilidad} = \left(\frac{\text{Semillas viables}}{\text{Semillas totales}} \right) \times 100 \quad (3)$$

Porcentaje de germinación

Siguiendo nuevamente el procedimiento de Suárez y Melgarejo (2010), se pusieron las semillas en cajas de Petri que contenían una base de papel filtro y agua destilada que no cubría las semillas totalmente; las cajas se mantuvieron en un lugar oscuro a temperatura ambiente, llevando a cabo una revisión diaria del número de semillas germinadas, y sacando las que fueron germinando. Con esta información, se determinó el porcentaje de germinación usando la ecuación 4.

$$\% \text{ de germinación} = \frac{\text{Semillas germinadas}}{\text{Semillas totales}} \times 100 \quad (4)$$

Prueba de vigor

También con base en el procedimiento descrito por Suárez y Melgarejo (2010), se sembraron las semillas en germinadores con suelo. Se revisó al menos tres veces por semana el número de plantas emergentes. Al final de la prueba, se determinó peso fresco y seco de la plántula después de la aparición de las primeras hojas, mediante la ecuación 5.

$$\% \text{ de materia seca} = 1 - \left(\frac{\text{Peso fresco} - \text{peso seco}}{\text{Peso fresco}} \right) \quad (5)$$

Velocidad de germinación

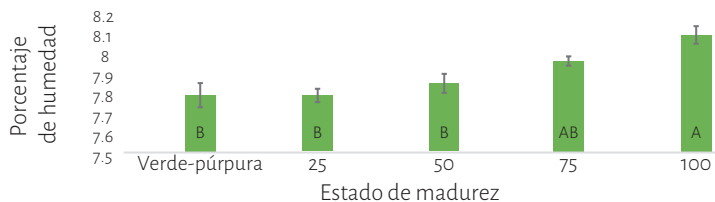
Con los datos obtenidos en la prueba de germinación, se calculó el índice de velocidad de germinación según la ecuación 6, sugerida por Vadillo, Suni y Cano (2004):

$$\text{Índice de Velocidad de Germinación} = \sum \frac{\text{Número de semillas germinadas en el } n\text{-ésimo día}}{\text{Tiempo en días para la germinación en el } n\text{-ésimo día}} \quad (6)$$

A continuación, se describen las características físicas y fisiológicas de las semillas de tomate de árbol en cada estado de madurez del fruto.

Porcentaje de humedad

Se encontraron valores bajos de humedad de semilla durante la madurez del fruto, que variaron entre 7,7 y 8,1 % desde el estado verde-púrpura hasta el estado maduro 100 % (gráfica 2.7). Igualmente se observaron diferencias significativas entre los valores de porcentajes de humedad en las semillas a través de los estados de madurez ($p = 0,0005$).



Gráfica 2.7. Porcentaje de humedad de semillas en relación con el grado de madurez del fruto de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.). Estados: verde-púrpura, 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez. Letras distintas indican diferencias significativas entre estados de madurez con un α de 0,05.

Fuente: elaboración propia.

Prueba de viabilidad

En general, los porcentajes de viabilidad de las semillas se mantuvieron relativamente constantes en los primeros estados de madurez del fruto. Los estados verde-púrpura 25 % y 50 % presentaron porcentajes de viabilidad de 86 %, 87 % y 84 %, respectivamente. El estado 75 % presentó porcentaje de viabilidad de semilla del 92 %, y el estado 100 % presentó viabilidad de las semillas del 71 % (figura 2.3). La viabilidad promedio entre estados de madurez del fruto fue del 95 %; aunque después del estado 75 % del fruto se presenta pérdida de viabilidad de la semilla (gráfica 2.8).

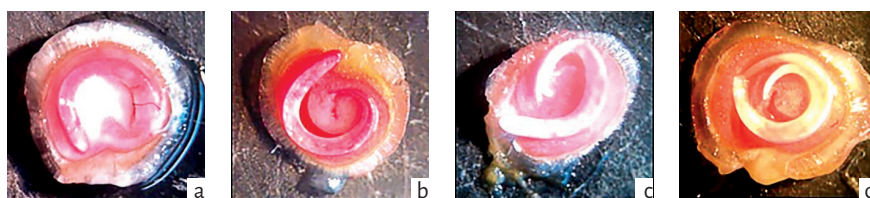
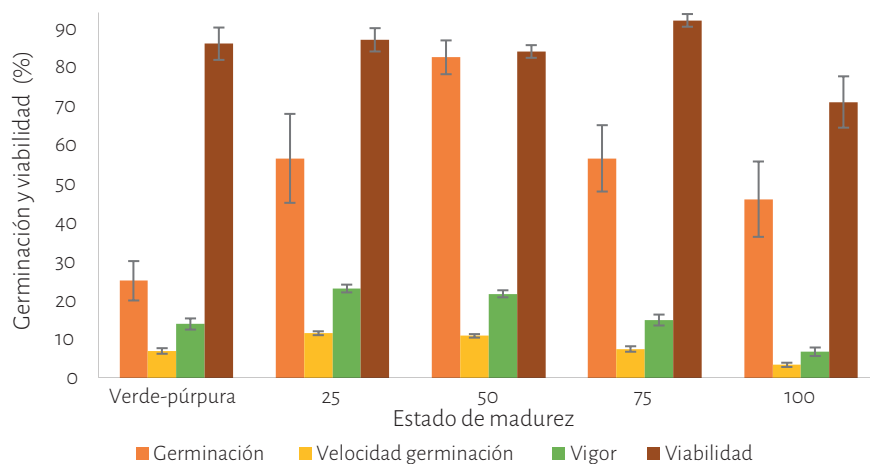


Figura 2.3. Prueba de viabilidad de semillas de frutos de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) en diferentes estados de madurez. Semillas viables (a, b), semillas inviables (c, d). Fotos tomadas por Paz-Figueroa.

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 2.8. Germinación, velocidad de germinación IVG, vigor y prueba de viabilidad de semillas provenientes de frutos de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) en diferentes estados de madurez. Estados: verde-púrpura 25 %, 50 %, 75 % y 100 % de madurez.

Fuente: elaboración propia.

Germinación

En la gráfica 2.8 se observa que los porcentajes de germinación de semillas más bajos se presentan en los estados de fruto verde-púrpura (25 %) y 100 % de madurez (46 %). El estado de madurez de fruto que presenta mayor porcentaje de germinación en sus semillas (82 %) es el estado 50 %. El índice de velocidad de germinación fue mayor en los estados 25 % y 50 %, pero disminuye considerablemente en las semillas de frutos de 100 % de madurez.

Vigor

Un mayor vigor se presentó en las semillas de frutos en estado de madurez 25 %; sin embargo, estadísticamente el vigor es similar en los estados de madurez del 50 % a 75 %, como se muestra en la gráfica 2.8.

Los resultados obtenidos tanto en fruto como en semilla de tomate de árbol indican que la mejor calidad fisiológica de la semilla se presentó cuando el fruto está en los estados 25 % y 50 % de madurez del fruto, cuando se ha alcanzado el máximo peso seco del fruto, la disminución de almidones y el desarrollo del color del fruto. Pero también se obtuvo menor humedad de sus semillas y mayor porcentaje y velocidad de germinación, lo que se debe posiblemente a la adquisición del tamaño casi definitivo del embrión, antes que finalice la primera parte del desarrollo del fruto; aunque el estado de madurez y preparación para la dormancia inicia en la última etapa de desarrollo (Schmidt, 2000).

Esto coincide con estudios en los que se encontró que la máxima germinación y viabilidad para semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) se presenta cuando el fruto alcanza el peso seco máximo a los 40 días después de la antesis, cuando el fruto aún está verde con los primeros visos de color rojizo. En otras solanáceas como el ají (*Capsicum annuum* L.) se reportó que el peso seco máximo se alcanza a los 40 días después de la antesis, cuando se encuentran semillas de buena calidad, pero se recomienda que la recolección de semillas se realice cuando han alcanzado la masa seca máxima, es decir, a los 75 días después de la antesis, cuando el fruto está completamente rojo (de Souza *et al.*, 2006; de Souza *et al.*, 2011).

Todas las características de calidad de semillas como la viabilidad, la germinación y el índice de velocidad de germinación en las semillas de tomate de árbol disminuyeron en la última etapa de madurez del fruto. Esto concuerda con lo encontrado en otros estudios de especies frutales, en que se da pérdida de viabilidad de las semillas luego de que el fruto alcanza su peso seco máximo (Baskin, Baskin, & Li, 2000). Por otra parte, se ha reportado que las semillas inmaduras pueden germinar días después de la antesis si se les permite secar, aunque los requerimientos y porcentajes de germinación varían (Baskin *et al.*, 2000).

Las semillas entran en dormancia al final de la embriogénesis, cuando empiezan a perder humedad y hay un descenso del peso fresco de la semilla (Schmidt, 2000). Como se observó en este trabajo, el peso seco de las semillas y la humedad disminuye levemente, lo que puede indicar que la etapa de embriogénesis se desarrolla a partir de la madurez fisiológica del fruto y que, durante los últimos estados de madurez del fruto, la semilla pierde calidad; lo cual provoca que la cantidad de semillas germinadas en los estados de mayor madurez se reduzca, al igual que en los estados iniciales. Los estados intermedios (50 % y 75 %) tienen tendencia a presentar mayor cantidad de semillas maduras, que aún no entran en dormancia y que, por tanto, pueden presentar mayor germinación y velocidad de germinación.

Conclusiones

Los resultados obtenidos en este estudio permiten determinar que las semillas con mejor calidad fisiológica (mayor viabilidad, germinación y vigor) son las que se encuentran en los estados de 25 % y 50 % de madurez del fruto, momento en el que se observa mayor porcentaje de germinación (superior al 80 %), máximo peso seco del fruto, disminución de almidones y desarrollo del color del fruto. Todas las características de calidad de semillas disminuyeron en la última etapa de madurez del fruto.

Referencias bibliográficas

- Agustí, M. (2008). Crecimiento y maduración del fruto. En J. Azcón-Bieto y M. Talon (Eds.), *Fundamentos de Fisiología Vegetal* (pp. 523-28). Barcelona: McGraw-Hill/Interamericana.
- Baskin, C., Baskin, J., & Li, X. (2000). Taxonomy, anatomy and evolution of physical dormancy in seeds. *Plant Species Biology*, 15(2), 139-152. doi:10.1046/j.1442-1984.2000.00034.x
- Beckles, D. M. (2012). Factors affecting the postharvest soluble solids and sugar content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 63(1), 129-140. doi:10.1016/j.postharvbio.2011.05.016
- De Souza, D., Fernandes dos Santos, D. C., dos Santos, D., Branco, F., & Bhering, M. C. (2006). Qualidade Fisiológica De Sementes De Tomate Em Função Da Idade E Doarmazenamento Pós-Colheita

- Dos Frutos. *Revista Brasileira de Sementes*, 28(3), 87-93. doi:10.1590/S0101-31222006000300013
- De Souza, D., Fernandes, D. C., dos Santos Dias, L. A., & Finger, F. L. (2011). Changes in seed quality during fruit maturation of sweet pepper. *Scientia Agricola*, 68(5), 535-539. doi:10.1590/S0103-90162011000500004
- Fischer, G., & Martínez, O. (1999). Calidad y madurez de la uchuva (*Physalis peruviana* L.) en relación con la coloración del fruto. *Agronomía Colombiana*, 16(1-3), 35-39.
- International Seed Testing Association (ISTA). (1999). International rules for Seed Testing: Rules 1999. *Seed Science and Technology*, 27, 15-28.
- Lee, T. (1988). Patterns of fruit and seed production. En J. Lovett Doust & L. Lovett Doust (Eds.), *Plant reproductive ecology: patterns and strategies* (p. 344). Nueva York: Oxford University Press.
- Manera, F. J., Legua, P., Melgarejo, P., Brotons, J. M., Hernández, F., & Martínez, J. J. (2013). Determination of a colour index for fruit of pomegranate varietal group "Mollar de Elche". *Scientia Horticulturae*, 150(4), 360-364. doi:10.1016/j.scienta.2012.11.036
- Marín, L. S., Arcila, P. J., Montoya, R. E., & Oliveros, T. C. (2003). Cambios físicos y químicos durante la maduración del fruto del café (*Coffea arabica* L. var. Colombia). *Cenicafé*, 54(3), 208-225.
- Molina, C., Tapias, R., & Gil, L. (1997). Influencia de la posición en la copa y el año de maduración en la germinación de las semillas de *Pinus pinaster* ait. De la sierra del Teleno (León, Noroeste de España). *Investigación agraria, Sistemas y recursos forestales*, 6(1), 53-65.
- Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económico (OCDE). (2005). *Régimen de la OCDE para la aplicación de normas internacionales relacionadas con frutas y hortalizas: traducción oficiosa de guía de pruebas objetivas para determinar la madurez de la fruta*. Recuperado de <http://www.oecd.org/tad/code/32022743.pdf>
- Pérez, L. V., Rojas, Y. A., & Melgarejo, L. M. (2010). Agua. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Experimentos en fisiología y bioquímica vegetal* (pp. 63-77). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.
- Portela, S. (1999). Fisiología y manejo de postcosecha del tamarillo (*Cyphomandra betacea*). *Avances en Horticultura*, 4(1), 33-43.
- Schmidt, L. (2000). *Guide to Handling of Tropical and Subtropical Forest Seed*. Humlebaek: Danida Forest Seed Centre.
- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (2010). Biología y Germinación de Semillas. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Experimentos en fisiología y bioquímica vegetal* (pp. 13-24). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.

- Vadillo, G., Suni, M., & Cano, A. (2004). Viabilidad y germinación de semillas de *Puya raimondii* Harms (Bromeliaceae). *Revista Peruana de Biología*, 11(1), 71-78. doi:10.15381/rpb.v11i1.2435
- Welbaum, G. B. (1999). Cucurbit Seed Development and Production. *HortTechnology*, 9(3), 341-348.

Cap. 3

Caracterización morfoagronómica de accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) bajo condiciones de invernadero

Gabriela Toro Tobón¹
Fagua Virginia Álvarez Flórez²

¹ **Gabriela Toro Tobón**

gtorot@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Investigación realizada como parte del trabajo de grado.

² **Fagua Virginia Álvarez Flórez**

falvarez@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Asistente.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-3>

Introducción

Los estudios de la diversidad genética tienen gran valor para el desarrollo de los cultivos, ya que permiten tener conocimiento sobre los recursos genéticos del país, los cuales constituyen una herramienta fundamental para el análisis del estado actual y su uso potencial para la toma de decisiones sobre medidas de conservación y diversificación (Valencia, Lobo, & Ligarreto, 2010). A través de este conocimiento se reducen los riesgos de vulnerabilidad a factores bióticos y abióticos, y se obtienen progresos genéticos necesarios para el desarrollo de nuevos cultivos (Aramendiz, Sudré, Espitia, Cardona & Correa, 2009); además, se puede desarrollar un manejo más eficiente de las colecciones de germoplasma y de estrategias para la conservación genética, asegurando una agricultura útil y sostenible. Asimismo, el United Nations Environmental Programme (UNEP, 1992) indica que el uso sustentable de los componentes de los recursos, el intercambio justo y equitativo de los beneficios derivados de la utilización de estos, el acceso y la transferencia de tecnologías pertinentes, y la financiación apropiada permitirán la potencialización económica y social.

El estudio de la diversidad genética se ha realizado por medio de múltiples descriptores, destacándose los morfoagronómicos, isoenzimáticos y moleculares, que estudian a nivel general los atributos que permiten el establecimiento de las diferencias y semejanzas entre el material seleccionado. En cuanto a los caracteres morfoagronómicos, estos pueden ser de tipo cualitativo o cuantitativo, e incluyen algunos caracteres taxonómicos, que no necesariamente identifican la especie, pero que son importantes desde el punto de vista de necesidades agronómicas, de mejoramiento genético, de mercadeo y consumo (Franco & Hidalgo, 2003). Por otro lado, estos caracteres se han utilizado como una

herramienta en diferentes cultivos en el mundo, por su facilidad de acceso y porque permiten la identificación, caracterización y evaluación, basándose en variables cualitativas (de alta heredabilidad) y cuantitativas (generalmente de media a baja heredabilidad) (Checa, Rosero, & Eraso, 2011). A pesar de que estos caracteres están fuertemente influenciados por las características ambientales, siguen siendo considerados esenciales para el manejo de colecciones de germoplasma de cultivares (Trentacoste & Puertas, 2011).

Dentro de la gran diversidad de especies frutales que posee Colombia, están las especies de la familia Passifloraceae con un promisorio potencial en la agricultura. Más de 80 especies de pasifloras producen frutos comestibles, provenientes principalmente de los subgéneros *Passiflora* y *Tacsonia*. Las formas botánicas de *P. edulis* f. *edulis* (gulupa) y f. *flavicarpa* Degener (maracuyá) son de los cultivares más importantes de la familia (Ocampo, 2007), registrando para Colombia una producción de 9.413 y 101.468 toneladas anuales, respectivamente, que se distribuye ampliamente en diferentes regiones productoras del país (Parra, 2011). La gulupa, por su parte, se ha logrado posicionar en los primeros renglones de la exportación de frutales del país. En culinaria, el fruto es usado como consumo en fresco o de forma procesada, gracias a su rico contenido en vitamina C, calcio y fósforo. En medicina, el fruto se utiliza como estimulante digestivo o tratamiento para cáncer gástrico; además, sus hojas tienen propiedades diuréticas y se utilizan para la irritación bronco-pulmonaria, el insomnio y como tranquilizador; junto con las raíces y semillas, también se utiliza como medicamento antihelmíntico (Tozzi & Takaki, 2011).

Los estudios de la diversidad de los recursos genéticos en *Passiflora* a niveles intra e interespecíficos han utilizado marcadores morfológicos y moleculares como herramienta para determinar las distancias entre las especies cultivadas y sus parientes silvestres, lo cual es una estrategia de conservación de los recursos genéticos (Ocampo, 2013; Ocampo, Arias, & Urrea, 2015). Para el género *Passiflora*, la caracterización se ha basado en caracteres pomológicos y de resistencia a enfermedades; sin embargo, también se ha trabajado con otros caracteres morfoagronómicos a nivel vegetativo (descriptores de hoja, tallo, peciolo, brácteas) y reproductivo (descriptores asociados a flor y sus órganos), que permiten una aproximación mayor de la estructura de la diversidad existente entre especies de pasifloras (Crochemore, Molinari, & Colauto, 2003; Cerqueira, Moreira, Figueira, Correa & Oliveira, 2008). También se han realizado estudios de pasifloras que se basan en descriptores moleculares con diferentes tipos de marcadores y estudios de su germoplasma para su mejoramiento (Viana *et al.*, 2003; Faleiro, Junqueira, Braga, Bellon, & Peixoto, 2006; Fonseca, Márquez, Moreno, Terán, & Schuler, 2009; Ortiz, 2010; Faleiro *et al.*, 2011; Ocampo, 2013; Bernal, Ocampo, & Hernández, 2014), lo que permite establecer parámetros para el uso correcto de la diversidad de este gran género.

Dada la importancia que ha tomado el cultivo de gulupa en el país y el creciente interés por conocer sus recursos genéticos, este trabajo buscó identificar la variabilidad presente en accesiones de gulupa (nativas y cultivadas, colectadas en varias localidades de Colombia) a partir de una caracterización morfoagronómica, usando caracteres vegetativos y de la semilla, bajo condiciones de invernadero en Bogotá. Adicionalmente, se evaluó la viabilidad y la germinación de las semillas a partir de tratamientos pregerminativos en la obtención de plántulas para la caracterización morfoagronómica, ya que se han observado grandes dificultades en las semillas de gulupa para germinar, muy seguramente por la pérdida de viabilidad rápida y la presencia de diferentes tipos de latencia (Velázquez, Melgarejo, & Magnitskiy, 2012).

Caracterización de la germinación de semillas de accesiones de gulupa: pruebas de viabilidad y tratamientos pregerminativos

Las semillas analizadas provienen de diez accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) colectadas en diferentes lugares de los departamentos de Boyacá, Cauca, Cundinamarca, Nariño, Putumayo y Tolima (tabla 3.1). Dos de estas accesiones son cultivadas y las demás proceden de huertas no asociadas a cultivos comerciales, consideradas como nativas. Para su manejo, las semillas fueron retiradas de los frutos y se dejaron secar por tres días en papel periódico, para luego remover manualmente el arilo. Se mantuvieron almacenadas a 16 °C, bajo condiciones de oscuridad, hasta su uso para las pruebas de germinación y obtención de plantas.

En el contexto de la semilla se evaluaron la viabilidad, los tratamientos pregerminativos y los caracteres morfoagronómicos, según lo propuesto por Suárez y Melgarejo (2010). Se trabajó por cada accesión un total de 20 semillas, previamente imbibidas en agua a 20 °C por 24 horas. Se realizaron cortes longitudinales en las semillas, para así realizar su inmersión en 10 mL de cloruro de trifetil tetrazolium al 1 %, a una temperatura de 37 °C, por 4 horas, en condiciones de oscuridad. Finalmente, se clasificaron las semillas como no viables, si el embrión no presentaba coloración roja intensa, y como viables, si presentaban esta coloración.

Para valorar el efecto de diferentes tipos de escarificación en la germinación de las semillas de accesiones de gulupa, se realizaron tres tratamientos pregerminativos y un tratamiento control: 1) estratificación en frío a 4 °C por 15 días; 2) despunte basal; 3) inmersión en ácido giberélico 400 mg L⁻¹ por

48 h (Cárdenas, 2011; Ramírez, Muñoz, Osorno, Osorio, & Morales, 2015); y 4) un control por accesión (sin pretratamiento y colocadas directamente en el germinador). Se trabajó con 60 semillas por tratamiento, es decir, un total de 240 semillas para los cuatro tratamientos por accesión. Una vez aplicados los tratamientos, las semillas fueron sembradas en germinadores con un sustrato compuesto de tierra y cascarilla de arroz (70:30) y fueron cubiertos con plástico negro, puesto que su germinación es inhibida en presencia de luz (fotoblastia negativa) (Balaguera, Álvarez, & Cárdenas, 2010).

Tabla 3.1. Accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) que se utilizaron para la caracterización morfoagronómica bajo condiciones de invernadero.

Código de accesión	Lugar de procedencia	Coordenadas		Altura (msnm)	Colecta
Pasca_Cund	Pasca, Cundinamarca	4°18,51'N	74°20,200'W	1.910	Nativa
Ráquira_Boy*	Ráquira, Boyacá	5°54,125'N	73°6,574'W	2.187	Nativa
Pasca 2_Cund	San Juan de Sumapaz, Bogotá, Cundinamarca	4°18,179'N	4°16,958'W	2.427	Cultivada
San Francisco_Put*	San Francisco, Putumayo	1°10,573'N	76°54,236'W	2.134	Nativa
Vereda Tunja_Nariño	Vereda Tunja, Nariño	1°18,693'N	77°20,309'W	2.226	Nativa
Vd.Snt Isa_Cauca	Vereda Santa Isabel, Cauca	2°15,454'N	76°11,789'W	2.357	Nativa
Snt Leti_Cauca	Santa Leticia, Cauca	2°16,211'N	76°12,162'W	2.431	Nativa
Villa de Leyva_Boy*	Villa de Leyva, Boyacá	5°38'N	73°32'W	2.149	Cultivada
Fusagasuga_Cund*	Fusagasugá, Cundinamarca	4°20,156'N	74°1,356'W	2.117	Nativa
Playa Rica_Tolima*	Vereda San Antonio, Playa Rica, Tolima	3°54,36'N	75°28,89'W	1.450	Nativa

Nota: las accesiones fueron colectadas por Nohra C. Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

*Accesiones trabajadas con descriptores vegetativos

Fuente: elaboración propia.

Se revisaron los semilleros cada tres días, después de 20 días de completa oscuridad, por un periodo de 80 días. Las semillas se consideraron germinadas una vez presentaban una radícula mayor a 5 mm (Gutiérrez, Miranda, & Cárdenas, 2011); a partir de esto, se registró el tiempo promedio en el que inició la germinación y la cantidad de semillas germinadas al día 80.

Porcentajes de viabilidad

Se observó que los porcentajes de viabilidad (pv), en la mayoría de las accesiones, se encontraban entre un 65 y 78 %, a excepción de San Francisco (Putumayo), que obtuvo un pv del 57 %, y Ráquira (Cundinamarca), con un pv de 86 % (tabla 3.2). Estos valores son menores a los reportados por Gutiérrez *et al.* (2011) y Velásquez *et al.* (2012), quienes indican una viabilidad mayor del 87 % en semillas de gulupa. Esto puede deberse al tiempo y a las condiciones de almacenamiento en el que estuvieron las semillas. Posada (2012) menciona que las semillas de gulupa, al almacenarse al ambiente, presentan disminución progresiva en la viabilidad con el tiempo, que después del primer mes decrece notablemente.

Tabla 3.2. Porcentaje de viabilidad (pv) de diez accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*).

Código accesión	Porcentaje de Viabilidad
Pasca_Cund	77
Ráquira_Boy	86
Pasca 2_Cund	77
San Francisco_Put	57
Vd. Tunja_Nariño	77
Vd. Snt Isa_Cauca	67
Snt. Leti_Cauca	71
Villa de Leyva_Boy	77
Fusagasuga_Cund	70
Playa Rica_Tolima	78

Fuente: elaboración propia.

Tratamientos pregerminativos y germinación

En la evaluación de la germinación se evidenció que el número de días requeridos para que iniciara la germinación oscila entre los 30 y 60 días, a excepción de las accesiones provenientes del Cauca que no germinaron bajo ningún tratamiento

(tabla 3.3). Además, se observó que los tiempos de germinación son variables entre las accesiones. Estos resultados pueden ser consecuencia de la poca domesticación que posee la gulupa y en general las pasifloras, lo que resulta en esta asincronía de la germinación y el requerimiento de un largo tiempo para ello (Pires, Almeida, Figueiredo, Gomes, & Souza, 2012; Posada, 2012).

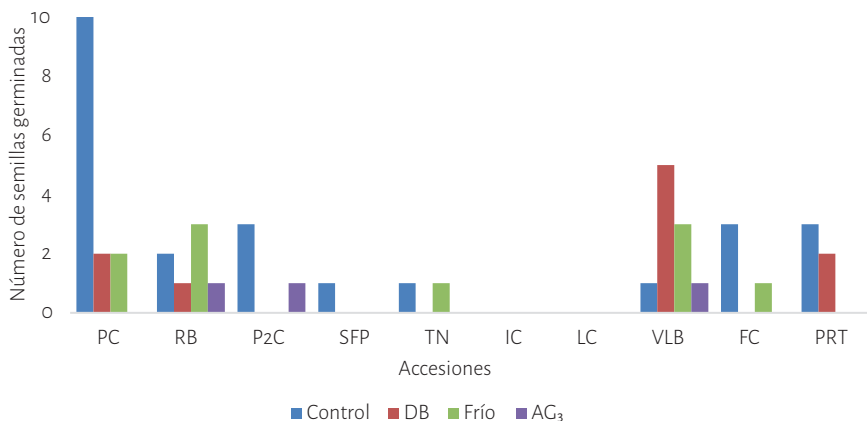
Tabla 3.3. Número de días requeridos para el inicio de la germinación por cada accesión de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*), según el control y los tratamientos pregerminativos aplicados: despunte basal (DB), estratificación en frío y ácido giberélico (AG₃).

Accesiones/Tratamiento	Número de días para el inicio de la germinación			
	Control	DB	Frío	AG ₃
Pasca_Cund	47	44	57	-
Ráquira_Boy	61	30	34	78
Pasca 2_Cund	47	-	-	61
San Francisco_Put	47	-	-	-
Vd. Tunja_Nariño	80	-	57	-
Vd. Snt Isa_Cauca	-	-	-	-
Snt. Leti_Cauca	-	-	-	-
Villa de Leyva_Boy	35	27	49	61
Fusagasuga_Cund	30	-	66	-
Playa Rica_Tolima	38	30	-	-

Fuente: elaboración propia.

En la gráfica 3.1 se muestra que los valores en la germinación de las accesiones son bajos, puesto que a los 80 días, de las 60 semillas por accesión, solamente las provenientes de Pasca (Cundinamarca) alcanzaron la germinación de diez semillas, mientras que en las otras accesiones solo lograron germinar entre dos y cinco semillas.

Por otra parte, es preciso tener en cuenta que las pasifloras están caracterizadas por presentar diferentes tipos de latencia, a partir de lo cual se han desarrollado múltiples métodos de escarificación (Schmidt, 2000). Si se evalúa cada uno de los tratamientos realizados, se observa que el ácido giberélico (AG₃) fue en el que se obtuvo menos semillas germinadas y se requirió de mayor tiempo para la germinación (gráfica 3.1 y tabla 3.3, respectivamente). Se reporta que esta hormona estimula la germinación, ya que favorece la elongación, emergencia de la radícula y la producción de enzimas hidrolíticas durante el proceso germinativo (Orantes, Pérez, Rioja, & Garrido, 2013).



PC: Pasca_Cundinamarca, RB: Ráquira_Boy, P2C: Pasca 2_Cund, SFP: San Francisco_Put, TN: Vd. Tunja_Nariño, IC: Vd.Snt Isa_Cauca, LC: Snt Leti_Cauca, VLB: Villa de Leyva_Boy, FC: Fusagasuga_Cund y PRT: Playa Rica_Tolima

Gráfica 3.1. Número de semillas germinadas al día 80, de las accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) trabajadas con el control y los tratamientos pregerminativos aplicados: despunte basal (DB), estratificación en frío y ácido giberélico (AG₃). n = 60 por accesión para cada tratamiento.

Fuente: elaboración propia.

Sin embargo, los resultados de bajas tasas de germinación en este tratamiento pueden estar relacionados con latencias de tipo mecánico (cubierta seminal) y fisiológico (inhibidores), que no se lograron sobrepasar con la aplicación de esta hormona. Resultados similares presentaron Carranza, Castellanos, Deaza y Miranda (2016), en la evaluación de la germinación de badea con la aplicación de diferentes reguladores de crecimiento.

Con el tratamiento de despunte basal se observó reducción del número de días requerido para iniciar la germinación (tabla 3.3); esto se debe a que el despunte es un tipo de escarificación para eliminar dormancia de tipo físico y mecánico. Al observar la anatomía de las semillas de gulupa (figura 3.1), se identificó que la emergencia de la radícula ocurre por la parte basal de la semilla, así que este tratamiento facilita la absorción de agua por el embrión. Sin embargo, seis de las accesiones trabajadas no germinaron, lo que puede estar relacionado con la sensibilidad de las semillas de tamaños pequeños a esta escarificación, ya que la zona micropilar es más sensible al daño causado por este despunte (Cárdenas, 2011).

Pese a esto, y haciendo referencia a lo observado en el tiempo, Velásquez *et al.* (2012) utilizaron el corte apical en gulupa y observaron una germinación más temprana; sin embargo, no recomiendan estos procedimientos para llevar

a campo, puesto que implican tiempo y pericia, y los agricultores requieren de semillas listas para la siembra en cortos periodos de tiempo. Adicionalmente, Miranda, Perea y Magnitskiy (2009) reiteran que la escarificación completa o parcial puede constituir una desventaja para la emergencia de las plántulas de pasifloras cuando se siembran semillas escarificadas en un sustrato no estéril, ya que puede contribuir a las infecciones fungosas.

Respecto al tratamiento control, la mayoría de las accesiones germinaron, pero el número de semillas fue bajo (gráfica 3.1), lo que puede estar ligado al tiempo de almacenamiento de las semillas al aire libre. Posada (2012) reportó para gulupa que, cuanto mayor sea el tiempo de almacenaje, más se afecta la viabilidad de la semilla y, de acuerdo con el autor, los mejores resultados en germinación se observan tras un mes de almacenaje. También es preciso tener presente factores como la temperatura; la calidad y duración de la luz; la calidad de la semilla; y el tipo de sustrato. Pereira y Andrade (1994) sostienen que el tipo de sustrato crea diferencias significativas en la germinación de *P. edulis* Sims.

Se observó, bajo las condiciones de evaluación, que las accesiones analizadas presentan baja germinabilidad y requieren de un periodo de tiempo prolongado para ello. Estos resultados son consecuencia de múltiples factores, que evidencian la poca domesticación de la especie, como lo es la asincronía en la germinación y la pérdida de viabilidad rápida; asimismo, es clara la presencia de diferentes tipos de latencia que posee esta semilla. Pese a esto, cabe recalcar la importancia de la ejecución de estos estudios, sobre todo para la obtención de material de siembra y de material genético para programas de mejoramiento, ya que permiten direccionar los métodos de manejo de estos recursos por medio de la estandarización de una metodología propia para cada uno, sobre todo para aquel material vegetal promisorio de cultivares nuevos para el país.

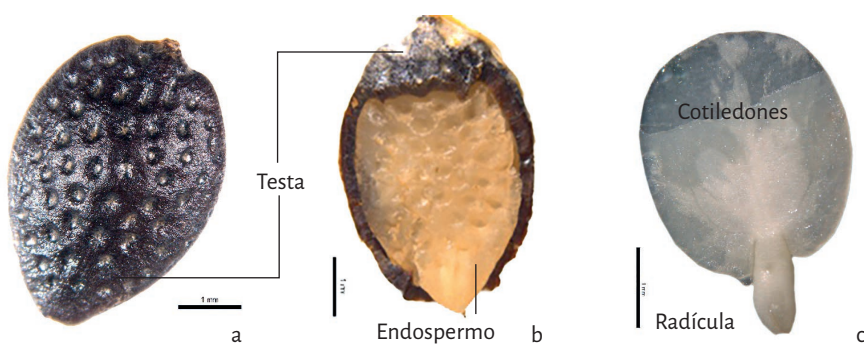


Figura 3.1. Anatomía de la semilla de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*). A. Testa de semilla; B. Endospermo; C. Embrión con sus dos cotiledones. Estereoscopio (Leica M 205), barra de escala: 1 mm. Fotos tomadas por G. Toro, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Caracterización morfoagronómica de accesiones de gulupa a nivel de semilla y vegetativo, en condiciones de invernadero

Para la descripción morfoagronómica se tuvieron en cuenta los descriptores propuestos por Crochemore *et al.* (2003), Coppens *et al.* (2002) y Primot, Coppens, Rioux, Ocampo y Garcin (2005), y se seleccionaron 12 descriptores cuantitativos, de los cuales cuatro se trabajaron a nivel de semilla y ocho a nivel vegetativo (tabla 3.4). Para el análisis en semillas, se utilizaron las diez accesiones, mientras que para el análisis vegetativo se utilizaron cinco de las diez accesiones de gulupa iniciales por problemas en la germinación y en la obtención de plantas. Este material se trabajó bajo condiciones de invernadero en Bogotá y, adicionalmente, se hizo seguimiento de las plantas en el tiempo a partir de lo estipulado en la escala BBCH (Meier, 2001; Rodríguez *et al.*, 2015).

Se midieron las variables climáticas del sitio durante todo el experimento (estación meteorológica Coltein Ltda.; EM50 Data Logger Decagon), registrándose humedad relativa promedio de 70,7 %, temperatura promedio de 16,7 °C y fotoperiodo natural de 12 horas, con radiación fotosintéticamente activa (PAR) promedio de 166,2 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Tabla 3.4. Descriptores morfoagronómicos de tipo cuantitativo evaluados en la caracterización de accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*).

Descriptores Cuantitativos	Código
Diámetro del tallo	DT
Largo de internudo	LI
Largo de estípula	LE
Diámetro de glándula nectarífera	DG
Largo del peciolo	LP
Diámetro del peciolo	DP
Largo de hoja	LH
Ancho de hoja	AH
Largo de semilla	LS
Ancho de semilla	AS
Grosor de testa de semilla	GTS
Número de hendiduras en la testa de la semilla	NHT

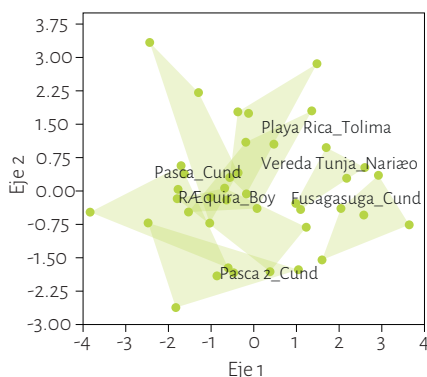
Fuente: elaboración propia.

Los caracteres escogidos se sometieron a un análisis de correlación, mediante el coeficiente de Pearson, para así identificar cuáles de los descriptores presentaban correlaciones lineales, que interesarían en los análisis posteriores. Seguido a esto, se realizó un análisis de componentes principales (ACP) para identificar cuáles fueron los descriptores que aportaron el mayor porcentaje de variabilidad (> 70 %). Debido a que no todos los descriptores con mayor variabilidad entre grupos permiten una diferenciación entre estos, se optó por realizar un análisis discriminante, que identifica los descriptores más importantes para distinción entre las accesiones. Para ello, se utilizaron los programas estadísticos Past. 3.2 y R 3.4.4.

Caracterización de accesiones con descriptores de semilla

En el análisis de correlación de los caracteres morfoagronómicos en semilla, se utilizó el coeficiente de Pearson y la corrección de Bonferroni para ajustar el *p*-valor. A partir de esto, no se encontró correlación significativa alguna entre las variables, por lo que se procedió al ACP. En este análisis se busca encontrar cuál de los caracteres utilizados explica el mayor porcentaje de variabilidad presente en los datos, para limitar el número de mediciones en caracterizaciones posteriores y así lograr una estandarización base (Castro, 2015). El ACP indicó que todos los descriptores de semilla utilizados contribuyen de la misma manera en explicar la variabilidad total de los datos y, por ello, este análisis no fue útil para decir cuál de estos descriptores fue el mejor para representar la varianza presente en las accesiones trabajadas.

Por tal razón, se recurrió al análisis discriminante: (gráfica 3.2), que busca determinar cuáles de los descriptores hacen la máxima separación de las accesiones, para asignar a cada planta o semilla a la accesión que mayor similitud tenga, según los datos otorgados por los descriptores; así se genera una nueva clasificación dentro de las accesiones, de las plantas o semillas, a partir de la clasificación inicial que estas poseían (Guisande, Vaamonde, & Barreiro, 2018). En este análisis se observó que solamente el 60 % de las accesiones presentadas fueron clasificadas correctamente; además, los descriptores de semilla no permitieron



Gráfica 3.2. Análisis discriminante, aplicado a diferentes accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) en función de descriptores de semilla. Representación en los ejes discriminantes 1 y 2, que proyectan las semillas de las accesiones en un espacio de dos dimensiones para que los grupos se vean bien diferenciados.

Fuente: elaboración propia.

clasificarlas dentro de las accesiones a las cuales pertenecen; y que los grupos de accesiones se solapan unos con otros, lo que quiere decir que las accesiones no se discriminan entre ellas.

Caracterización de accesiones con descriptores vegetativos

Con respecto a los descriptores morfoagronómicos vegetativos, se observó en el análisis de correlación que el largo de la hoja (LH) y el ancho de la hoja (AH) poseen alta correlación ($r = 0,96$, $p \leq 0,001$), lo que tiene sentido en razón de que una aumenta en función de la otra; por ello, para reducir la redundancia de los descriptores utilizados, se descartó LH. Seguido a esto, el ACP permitió identificar que los descriptores asociados a la morfología de hoja explican el 70,28 % de la varianza total de las accesiones estudiadas, reuniéndolos en un solo componente principal (tabla 3.5). Dentro de los descriptores que contribuyen principalmente a este componente, están el diámetro de las glándulas nectaríferas (DG), el largo de las estípulas (LE) y el diámetro del peciolo (DP), mientras que en menor medida se encuentra el ancho de la hoja (AH); esto se manifiesta en la proyección de las variables sobre el primer componente (gráfica 3.3). Por otro lado, en el análisis discriminante, estos descriptores clasificaron correctamente el 78,57 % de las accesiones (gráfica 3.4); se observa en la representación de las variables (líneas azules) que todas permiten diferenciar las accesiones, es decir que todos los descriptores vegetativos utilizados permiten discriminar las accesiones analizadas.

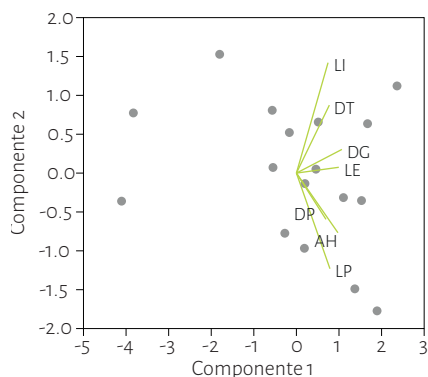
Tabla 3.5. Valores propios y proporción de la varianza explicada en el análisis de componentes principales ACP, en la caracterización con descriptores vegetativos de accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*).

Componentes Principales	Valores Propios (λ_p)	Proporción de la varianza total explicada	
		Absoluta (%)	Acumulada (%)
1	4,00	70,28	70,28
2	0,70	12,34	82,62
3	0,56	9,81	92,43
4	0,23	4,02	96,45
5	0,18	3,09	99,54
6	0,02	0,44	99,98
7	0,00	0,02	100,00

Fuente: elaboración propia.

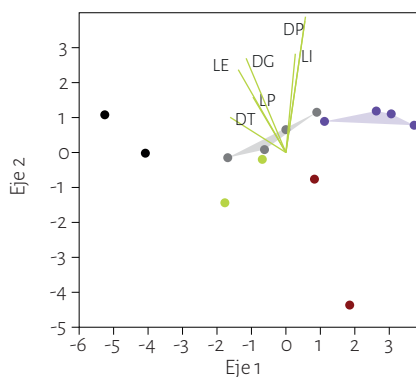
Los resultados obtenidos concuerdan con lo presentado por Crochemore *et al.* (2003), Marín, Caetano y Posada (2009) y Primot *et al.* (2005), quienes destacan caracteres vegetativos asociados a la dimensión de hoja y órganos asociados a ellas como descriptores adecuados para caracterizar y explicar la mayor variación en géneros, subgéneros y accesiones de pasifloras. Aunque otros autores se basan principalmente en una caracterización a nivel reproductivo de las especies de pasifloras (Ocampo & Coppens, 2017), los resultados obtenidos en este trabajo demuestran que los descriptores morfoagronómicos vegetativos también son una herramienta útil y de fácil acceso, que permiten el desarrollo de estos trabajos a niveles intraespecíficos.

Por último, durante el seguimiento de las plantas de gulupa se lograron establecer todas las etapas del estadio de crecimiento 1 (desarrollo de las hojas) de la escala BBCH; adicionalmente, se determinó que el tiempo requerido para generar el primer zarcillo, bajo condiciones de invernadero en Bogotá, fue de 151 días después de la germinación. Dicho evento es importante en el crecimiento de la planta de gulupa, puesto que es indicador de la activación del hábito trepador característico de la especie, como también un factor para su



Gráfica 3.3. Diagrama de la distribución de los descriptores morfológicos vegetativos sobre el primer y segundo componente principal del Análisis de Componentes Principales ACP, en la caracterización de accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*). Diámetro del tallo (DT), largo de internudo (LI), largo de estípula (LE), diámetro de glándula nectarífera (DG), largo del peciolo (LP), diámetro del peciolo (DP) y ancho de hoja (AH).

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 3.4. Ejes 1 y 2 del análisis discriminante aplicado a diferentes accesiones de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) en función de los descriptores vegetativos: Diámetro del tallo (DT), largo de internudo (LI), largo de estípula (LE), diámetro de glándula nectarífera (DG), largo del peciolo (LP), diámetro del peciolo (DP) y ancho de hoja (AH).

Fuente: elaboración propia.

trasplante a campo y la conducción de la planta al sistema de tutorado. Rodríguez *et al.* (2015) reportaron un total de 63 días para que la granadilla (*Passiflora ligularis*) genere el primer zarcillo, bajo condiciones de vivero y temperatura de 24 °C, un tiempo mucho menor que el reportado en este trabajo para gulupa. Estas variaciones en el tiempo de transcurso de los estados fenológicos están estrechamente relacionados con el clima y genotipo; es por ello que estas diferencias de tiempos en el estado vegetativo de la gulupa se pueden atribuir a los diferentes factores climáticos en los que se desarrolle cada cultivo, ya sea en campo o bajo condiciones semicontroladas de invernadero, así como a la interacción Genotipo × Ambiente.

Conclusiones

Con base en los resultados obtenidos, se concluye que todos los descriptores vegetativos y de semilla utilizados permiten el estudio de la variación morfológica entre las accesiones de gulupa. Las accesiones analizadas requieren de un tiempo más prolongado para su crecimiento y desarrollo, que puede ser dependiente de las condiciones climáticas en que se desarrollen.

Referencias bibliográficas

- Aramendiz, H., Sudré, C., Espitia, M., Cardona, C., & Correa, A. (2009). Caracterización morfoagronómica de la berenjena (*Solanum melongena* L.). *Revista UDCA Actualidad y Divulgación Científica*, 12(2), 101-111. Recuperado de <http://www.scielo.org.co/pdf/rudca/v12n2/v12n2a11.pdf>
- Balaguera, H. E., Álvarez, J. G., & Cárdenas, J. (2010). Efecto de la estratificación fría y la cobertura plástica en semillas de gulupa (*Passiflora edulis* Sims.) para la obtención de plántulas. *Revista UDCA Actualidad y Divulgación Científica*, 13(2), 89-97.
- Bernal, N., Ocampo, J., & Hernández, J. (2014). Caracterización y análisis de la variabilidad genética de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) en Colombia empleando marcadores microsatélites. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 36(3), 586-597. doi:10.1590/0100-2945-251/13.
- Cárdenas, J. (2011). *Morfología y tratamientos pregerminativos de semillas de granadilla (Passiflora ligularis Juss)*, tesis de maestría no publicada. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.

- Carranza, C., Castellanos, G., Deaza, D., & Miranda, D. (2016). Efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento sobre la germinación de semillas de badea (*Passiflora quadrangularis* L.) en condiciones de invernadero. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 10(2), 284-291. doi:10.17584/rcch.2016v10i2.5791.
- Castro, J. (2015). *Caracterización morfo-agronómica de 119 introducciones pertenecientes a la colección colombiana de arroz (Oryza sativa* L.), tesis de pregrado no publicada. Universidad de Tolima, Ibagué, Colombia.
- Cerqueira, C., Moreira, C., Figueira, A., Correa, R., & Oliveira, A. (2008). Detection of a resistance gradient to *Passion fruit woodiness virus* and selection of 'yellow' passion fruit plants under field conditions. *Genetics and Molecular Research*, 7(4), 1209-1216.
- Checa, O., Rosero, E., & Eraso, I. (2011). Colección y caracterización morfoagronómica del subgénero *Tacsonia* en la zona Andina del departamento de Nariño, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 64(1), 5893-5907. Recuperado de <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v64n1/a14v64n01.pdf>
- Coppens, G., Ocampo, J., Restrepo, M., Garcin, F., Olaya, C., Farfán, L., . . . Caetano, C. (2002). Diversidad morfológica en *Passiflora* subgéneros *Tacsonia* y *Manicata*. En VIII Congreso Latinoamericano de Botánica y 2º Congreso Colombiano de Botánica, Cartagena, Colombia.
- Crochemore, M., Molinari, B., & Colauto, N. (2003). Caracterização agromorfológica do maracujazeiro (*Passiflora* spp.). *Revista Brasileira de Fruticultura*, 25(1), 5-10. doi:10.1590/S0100-29452003000100004.
- Faleiro, F. G., Junqueira, N. T. V., Braga, M. F., Bellon, G., & Peixoto, J. R. (2006). Diversidade genética de variedades comerciais de maracujazeiro-azedo com base em marcadores moleculares. IV Reunião Técnica de Pesquisas em Maracujazeiro, pp. 105-109.
- Faleiro, F. G., Vilela, N., Fideles, M., Olivera, E., Peixoto, J., & Costa, A. (2011). *Germoplasma e melhoramento genético do Maracujazeiro – histórico e perspectivas*. Brasília, Brasil: Empraba Cerrados.
- Fonseca, N., Márquez, M., Moreno, J., Terán, W., & Schuler, I. (2009). Caracterización molecular de materiales cultivados de gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis*). *Universitas Scientiarum*, 14(2-3), 135-140. doi:10.111144/javeriana.SC14-2-3.cmdm
- Franco, T. L., & Hidalgo, R. (2003). *Análisis Estadístico de Datos de Caracterización Morfológica de Recursos Fitogenéticos*. Boletín técnico n.º 8. Cali, Colombia: Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI).
- Guisande, C., Vaamonde, A., & Barreiro, A. (2018). *Package StatR, [software]*. Versión 1.4, p. 351.

- Gutiérrez, M., Miranda, D., & Cárdenas, J. (2011). Efecto de tratamientos pregerminativos sobre la germinación de semillas de gulupa (*Passiflora edulis* Sims.), granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) y cholupa (*Passiflora maliformis* L.). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 5(2), 209-219. doi:10.17584/rcch.2011v5i2.1268
- Marín, M., Caetano, C., & Posada, C. (2009). Caracterización morfológica de especies del género *Passiflora* de Colombia. *Acta Agronómica*, 58(3), 117-125.
- Meier, U. (2001). *Estadios de las plantas mono y dicotiledóneas*: BBCH Monografía. Edición 2. Limburherhof: Centro Federal de Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura.
- Miranda, D., Perea, M., & Magnitskiy, S. (2009). Propagación de especies pasifloráceas. En D. Miranda *et al.* (Ed.), *Cultivo, poscosecha y comercialización de las pasifloráceas en Colombia: maracuyá, granadilla, gulupa y curuba* (pp. 69-96). Bogotá, Colombia: Sociedad Colombiana de Ciencias Hortícolas.
- Ocampo, J. (2007). *Study of the genetic diversity of genus Passiflora L. (Passifloraceae) and its distribution in Colombia* (tesis de doctorado no publicada). Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Montpellier, Montpellier, Francia.
- Ocampo, J. (2013). Diversidad y distribución de las Passifloraceae en el departamento del Huila en Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 18(3), 511-516.
- Ocampo, J., Arias, J., & Urrea, R. (2015). Colecta e identificación de genotipos elite de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) en Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 9(1), 9-23. doi:10.17584/rcch.2015v9i1.3742.
- Ocampo, J., & Coppens, G. (2017). Morphological characterization in the genus *Passiflora* L.: an approach to understanding its complex variability. *Plant Systematics and Evolution*, 303(4), 531-558. doi:10.1007/s00606-017-1390-2.
- Orantes, C., Pérez, M. Á., Rioja, T. M., & Garrido, E. R. (2013). Viabilidad y germinación de semillas de tres especies arbóreas nativas de la selva tropical. *Polibotánica*, 36, 117-127.
- Ortiz, D. (2010). *Estudio de la variabilidad genética en materiales comerciales de gulupa (Passiflora edulis f. edulis Sims) en Colombia*, Tesis de maestría no publicada. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.
- Parra, M. (2011). *Cadena Productiva de Pasifloras. Informe de gestión y desempeño resumen ejecutivo*. Bogotá: Secretaría Técnica Nacional Cadena de Pasifloras, Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.

- Pereira, T. S., & Andrade, A. C. S. (1994). Germinação de *Psidium guajava* L. e *Passiflora edulis* Sims – Efeito da temperatura, substrato e morfologia do desenvolvimento pós-seminal. *Revista Brasileira de Sementes*, 16(1), 58-62.
- Pires, M. V., Almeida, A. A. F. D., Figueiredo, A. L. D., Gomes, F. P., & Souza, M. M. (2012). Germination and seedling growth of ornamental species of *Passiflora* under artificial shade. *Acta Scientiarum Agronomy*, 34(1), 67-75. doi:10.4025/actasciagron.v34i1.11623.
- Posada, P. (2012). *Estudios del comportamiento fisiológico de la semilla del maracuyá (P. edulis f. flavicarpa Degener), la granadilla (P. ligularis Juss.) y la gulupa (P. edulis f. edulis Sims) y zonificación agroecológica como estrategia para una agricultura Eco-eficiente y de conservación*, tesis de maestría no publicada. Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Colombia.
- Primot, S., Coppens, G., Rioux, V., Ocampo, J., & Garcin, F. (2005). Variación morfológica de tres especies de curubas (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*, *P. tarminiana* y *P. mixta*) y sus híbridos en el Valle del Cauca (Colombia). *Revista Brasileña de Fruticultura*, 27(3), 467-471. doi:10.1590/S0100-29452005000300030
- Ramírez, G., Muñoz, M., Osorno, L., Osorio, N. W., & Morales, J. G. (2015). Germination and growth of purple passion fruit seedlings under pre-germination treatments and mycorrhizal inoculation. *Pesquisa Agropecuaria Tropical*, 45(3), 257-265. doi:10.1590/1983-40632015v4533273.
- Rodríguez, A. K., Rodríguez, A., Melgarejo, L. M., Miranda, D., Fischer, G., & Martínez, O. (2015). Caracterización fenológica de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) crecida a diferentes altitudes en el departamento del Huila. En L. Melgarejo (Ed.), *Granadilla (Passiflora ligularis* Juss): *caracterización ecofisiológica del cultivo* (pp. 53-90). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://uneditorial.net/uflip/granadilla-caracterizacion-ecofisiologica/pubData/source/Granadilla.pdf>
- Schmidt, L. H. (2000). *Guide to handling of tropical and subtropical forest seed*. Danida Forest Seed Centre.
- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (2010). Biología y germinación de semillas. En L. Melgarejo (Ed.), *Experimentos en fisiología vegetal* (pp. 13-24). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de http://ciencias.bogota.unal.edu.co/fileadmin/content/laboratorios/fisiologiavegetal/documentos/Libro_experimentos_en_fisiologia_y_bioquimica_vegetal__Reparado_.pdf
- Tozzi, H., & Takaki, M. (2011). Histochemical analysis of seed reserve mobilization in *Passiflora edulis* Sims fo. *flavicarpa* O. Deg. (yellow passion

- fruit) during germination. *Brazilian Journal of Biology*, 71(3), 701-108. doi:10.1590/S1519-69842011000400015.
- Trentacoste, E., & Puertas, C. M. (2011). Preliminary characterization and morpho-agronomic evaluation of the olive germplasm collection of the Mendoza province (Argentina). *Euphytica*, 177(1), 99-109. doi:10.1007/s10681-010-0270-4.
- United Nations Environmental Programme (UNEP). (1992). *Convention on Biological Diversity. Environmental Law and Institutions Programme Activity Centre*. UNEP.
- Valencia, R., Lobo, M., & Ligarreto, G. (2010). Estado del arte de los recursos genéticos vegetales en Colombia: Sistema de Bancos de Germoplasma. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(1), 85-94. doi:10.21930/rcta.vol11_num1_art:198.
- Velásquez, J. D., Melgarejo, L. M., & Magnitskiy, S. (2012). Tratamientos pregerminativos en semillas de gulupa, *Passiflora edulis* Sims. En L. Melgarejo & L. Pérez (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de la gulupa (Passiflora edulis Sims)* (pp. 81-89). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/8547/>
- Viana, A. P., Pereira, T. N. S., Pereira, M. G., Souza, M. D., Maldonado, J. F. M., & Amaral, A. (2003). Diversidade genética entre genótipos comerciais de maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) e entre espécies de passifloras nativas determinada por marcadores RAPD. *Revista Brasileira de fruticultura*, 25(3), 489-493. doi:10.1590/S0100-29452003000300032

Cap. 4

Caracterización fenológica y anatómica de plantas juveniles de aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass), en Pasca, Cundinamarca, Colombia

Fabián Giovanni Márquez Niño¹
Luz Marina Melgarejo^{2*}
Fagua Virginia Álvarez Flórez^{3*}

- ¹ **Fabian Giovanni Márquez Niño**
fgmarquezn@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Biólogo. M. Sc. Investigación realizada como parte de tesis de maestría.
 - ² **Luz Marina Melgarejo**
lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Titular.
 - ³ **Fagua Virginia Álvarez Flórez**
falvarez@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora asistente.
- <https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-4>

Introducción

El aguacate (*Persea americana* Mill.) es un frutal nativo de América Central y hoy en día es un cultivo de importancia económica en más de 70 países, entre ellos México, Israel, Estados Unidos, Chile y Sudáfrica (Romero, 2012). *P. americana* Mill. es una planta perenne de la que se distinguen variedades que provienen de tres razas ecológicas: *drymifolia* (mexicana), *guatemalensis* (guatemalteca) y *americana* (antillana) (Saavedra, Vásquez, & Mejía, 2012). Dentro de la raza guatemalteca se destaca la variedad Hass, la más consumida en el ámbito mundial (Cossio, Hernández, López, Gómez, & Sánchez, 2011) debido a su alto rendimiento. La variedad Hass tiene del 10 al 15 % de raza mexicana, obtenida mediante mutación espontánea seleccionada por Rudolph G. Hass en Habra Heights (California) en 1927, patentado en 1935; se adapta desde los 1.200 y hasta 2.300 msnm (Saavedra *et al.*, 2012).

Como otros árboles tropicales no caducifolios, el aguacate presenta un crecimiento rítmico con dos o más flujos de crecimiento de brotes por año, alternando con periodos cortos de latencia (Thorp & Sedgley, 1993; Thorp, Aspinall, & Sedgley, 1994; Alcaraz, Thorp, & Hormaza, 2013), que han sido tipificados a través de estudios fenológicos que se centran en la ocurrencia e intensidad de los flujos de crecimiento vegetativo y reproductivo, dependientes de la estacionalidad. Rocha, Salazar, Bárcenas, González y Cossio (2011) encontraron en adultos de aguacate Hass cultivados en huertos con riego y sin riego, en siete climas de Michoacán (México), que en todos los casos esta variedad presentó tres flujos de crecimiento vegetativo y de tres a cuatro flujos florales nominados: floración loca, adelantada, normal y marceña. Se ha reportado en árboles de aguacate que no todas las ramas contribuyen en cada flujo

de crecimiento y, por tanto, se obtendrá variación en la proporción de ápices vegetativos o reproductivos (Salazar, Lord, & Lovatt, 1999; Avilán *et al.*, 2005).

Durante los periodos de latencia se pueden observar escamas alrededor de los meristemos, estructuras que se abren y finalmente caen al presentarse el flujo de crecimiento, dejando unas cicatrices particulares. El crecimiento de los brotes es generalmente monopodial. Los brotes axilares pueden ser prolépticos (formados después de un periodo de reposo de su meristemo apical) o silépticos (formados sin un periodo de reposo), con una proporción relativa entre los dos que depende del cultivar (Alcaraz *et al.*, 2013). Es posible observar cicatrices de las escamas en forma de anillo en el meristemo apical y en la base de los tallos prolépticos después de un periodo de latencia.

Para analizar la fenología es necesario identificar distintos estadios de las estructuras tanto reproductivas como vegetativas y, para ello, es importante utilizar un código unificado como el que utiliza la escala extendida BBCH, un sistema de codificación uniforme de identificación fenológica de estadios de crecimiento para todas las especies de plantas incluyendo monocotiledóneas y dicotiledóneas (Meier, 2001). Esta escala permite codificar en dos dígitos todos los estadios fenológicos presentes en las plantas y se constituye en un lenguaje universal, que puede ser usado para la investigación en distintas ramas de las ciencias agrarias y botánica.

Por otra parte, a nivel anatómico y morfológico, las hojas del aguacate son grandes, de lámina ancha, relativamente delgadas (menos de 400 μm) en su grosor, con una sola capa de parénquima en empalizada dispuesta horizontalmente y con potencial fotosintético máximo de medio a bajo dependiente de las condiciones ambientales de crecimiento (Mandemaker, 2007).

En el presente trabajo, se identificaron los estadios de crecimiento vegetativo BBCH en plantas juveniles de aguacate Hass, en el municipio de Pasca, Cundinamarca, en una parcela establecida en forma de cultivo mixto de café-plátano-aguacate. Adicionalmente, se evaluaron algunas características anatómicas de las hojas de plantas juveniles crecidas bajo distintos niveles de radiación, como aporte al conocimiento de la respuesta del aguacate cuando se establece bajo sombrío artificial o natural.

Escala BBCH en plantas juveniles de aguacate bajo cultivo mixto (sombrió natural)

Se estableció una parcela experimental en la finca El Pedregal, ubicada en la vereda San Pablo del municipio de Pasca, Cundinamarca, a 1.900 msnm, con coordenadas 4°18'95"N 74°20'31,9"W. Para el seguimiento de las condiciones

climáticas del área se instaló una estación meteorológica marca Coltein, que realizó registros diarios cada 15 minutos de temperatura (T °C), humedad relativa (HR), radiación fotosintéticamente activa (PAR) y precipitación (mm), durante el periodo del 23 de abril del 2015 al 30 de mayo del 2016.

Estadios fenológicos del crecimiento vegetativo (escala BBCH) del aguacate cv. Hass

Se sembraron 100 plantas de aguacate Hass, de seis meses de edad, injertadas sobre patrón de variedad criolla, provenientes de un vivero de la región. Se siguieron las recomendaciones de Buenas Prácticas Agrícolas para el cultivo de aguacate Hass dentro de un agrosistema de cafetal-plátano-aguacate (el plátano cultivado para dar sombra tanto al café como al aguacate). Se realizó análisis de suelo, previo a la siembra, para determinar condiciones nutricionales y, a partir de ello, se estableció el plan de fertilización por planta/año: aplicación de 113 g de boro granulado al 10 % mensual; 2,6 kg de óxido de magnesio, cada dos meses; 205 g de sulfato de amonio más 120 g de cloruro de potasio, dos veces al año. Las aplicaciones de fertilizantes se realizaron en forma edáfica en corona y se incorporaron al suelo para evitar pérdidas. A su vez, se realizó adecuación de drenajes, barreras físicas, biológicas, control de arvenses y otras medidas de higiene necesarias para mantener el mejor estado fitosanitario del cultivo.

La caracterización fenológica se realizó a partir de los seis meses después del establecimiento de las plantas. Se identificó el estadio BBCH de flujo de crecimiento vegetativo para cada planta evaluada (15 plantas), observando el meristemo apical y tomando como referencia la escala ajustada para frutales y las observaciones de Alcaraz *et al.* (2013). Los estadios fenológicos fueron codificados y registrados fotográficamente.

En la codificación original, Alcaraz *et al.* (2013) presentan el código BBCH compuesto por tres dígitos, en el que el tercer dígito es utilizado para identificar el número del flujo anual. En el presente estudio solo se utilizaron los dos primeros dígitos principales de la escala (tabla 4.1) para hacer el registro fotográfico e identificar el inicio y fin de los flujos. El código 00 se asignó a plantas que se encontraban en periodo de latencia y el código 19 como indicador del fin de un flujo; los otros códigos corresponden a los estadios intermedios. Los estadios principales 5, 6 y 7 no fueron tenidos en cuenta porque representan estadios reproductivos.

Durante el periodo de estudio, en los resultados se encontró que el municipio de Pasca, Cundinamarca, presentó temperaturas entre 17,2 y 18,9 °C, con una mínima (17,2 °C) en el mes de junio del 2015 y una máxima (18,9 °C) en marzo del 2016. En los meses en que se registró menor temperatura, se presentó mayor humedad relativa (gráfica 4.1a y 4.1b), así: junio del 2015 (17,2 °C y 88,7 %), noviembre del 2015 (17,6 °C y 87,8 %) y mayo del 2016 (17,5 °C

y 91,3 %). La PAR presentó oscilaciones entre los meses evaluados, con un máximo en el mes de septiembre del 2015 de 447,9 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$ y mínimos de 307,45 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$ en el mes de noviembre del mismo año y en abril del 2016 (307,72 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$) (gráfica 4.1c).

Los meses más secos fueron septiembre y diciembre del 2015 (16,6 y 6,6 mm, respectivamente), mientras que las mayores precipitaciones se presentaron en febrero del 2016 (83,2 mm), seguido de abril del 2016 (72,4 mm).

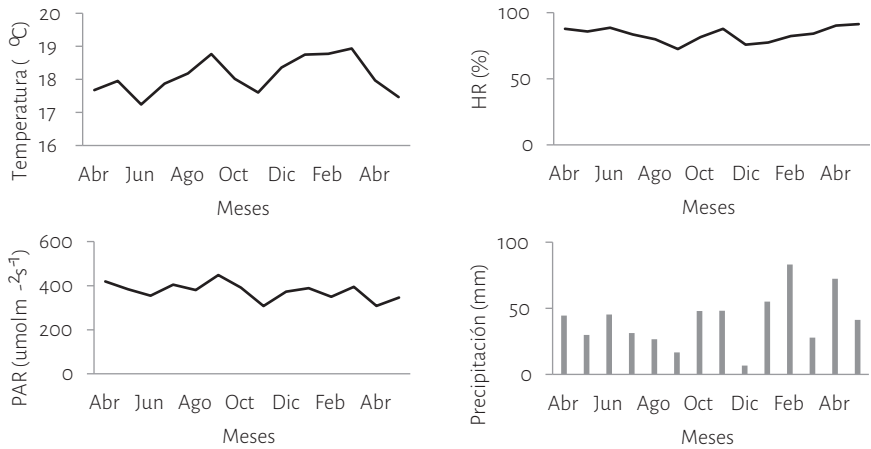
Durante la época de evaluación se identificaron cinco estadios secundarios para el estadio principal 0 (desarrollo del meristemo), que corresponden a los códigos 00, 01, 03, 07 y 09 (figura 4.1, tabla 4.1). Para el estadio principal 1 (expansión primaria de hojas) se identificaron cinco estadios secundarios que corresponden a los códigos 10, 11, 12, 15 y 19 (figura 4.2, tabla 4.1). El código 10 representa el inicio de la expansión de las hojas y el código 19 representa la expansión total de las hojas y evidencia el fin de un flujo de crecimiento vegetativo (figura 4.2).

Igualmente, se observó cambio de tonalidad de las hojas a través del tiempo (figuras 4.2 y 4.3). Las más jóvenes son de color rojizo, ligeramente amarillento y delgadas (figura 4.3a, b, c y d); posteriormente, y a medida avanza la edad de las hojas, el color rojizo desaparece totalmente y las hojas presentan color verde oscuro (figura 4.3e y f).

Tabla 4.1. Descripción de los estadios fenológicos de flujo de crecimiento vegetativo de aguacate (*Persea americana* Mill.), de acuerdo con la escala BBCH.

Código BBCH	Descripción
<i>Estadio principal de crecimiento 0: Desarrollo vegetativo de la yema.</i>	
00	Yema vegetativa inactiva.
01	Inicio del hinchamiento de la yema.
03	Fin del hinchamiento de la yema.
07	Inicio de la apertura de la yema.
09	Fin de la apertura de la yema
<i>Estadio principal de crecimiento 1: Expansión primaria de las hojas.</i>	
10	La primera hoja se separa.
11	La primera hoja se desdobra.
12	Continúa el desdoblamiento de hojas. La primera hoja tiene el 20 % de su tamaño final.
15	Continúa el desdoblamiento de hojas. La primera hoja tiene el 50 % de su tamaño final.
19	Todas las hojas desdobladas y totalmente expandidas.

Fuente: adaptado de Alcaraz *et al.* (2013).



Gráfica 4.1. Promedios de a) temperatura (°C), b) humedad relativa (%), c) PAR ($\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$), d) precipitación (mm). Datos tomados entre abril del 2015 y mayo del 2016, en parcela experimental de *Persea americana* cv. Hass, en la vereda San Pablo, del municipio de Pasca, Cundinamarca. Fuente: elaboración propia.

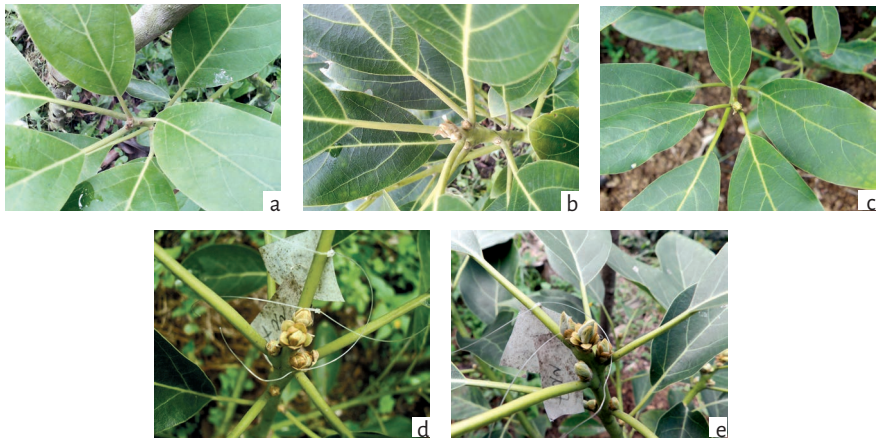


Figura 4.1. Plantas de *Persea americana* cv. Hass, en Pasca, Cundinamarca, durante periodo de reposo (a) y en secuencia de apertura de las yemas apicales (b, c, d y e). Se especifican los códigos BVCH para los estados fenológicos de crecimiento. Parcela experimental, vereda San Pablo del municipio de Pasca, Cundinamarca. Fotos tomadas por Fabián Márquez-Niño, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

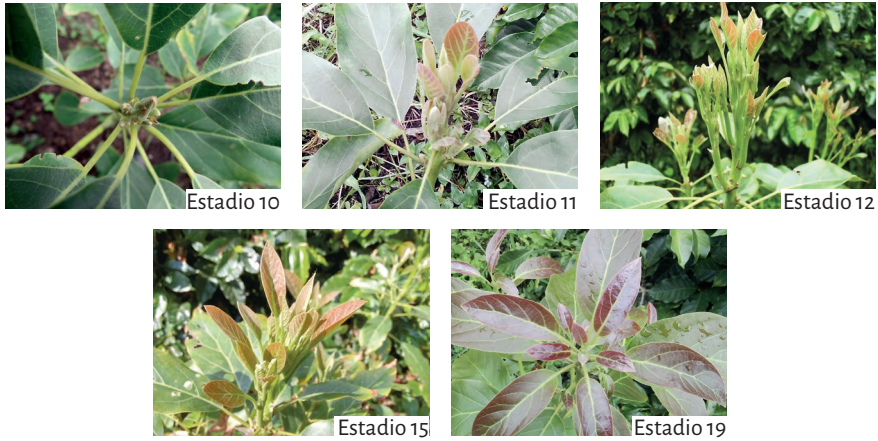


Figura 4.2. Plantas de *Persea americana* cv. Hass, en Pasca, Cundinamarca, durante un flujo de crecimiento vegetativo. Se especifican los códigos BBCH para los estados fenológicos de crecimiento. Parcela experimental, vereda San Pablo del municipio de Pasca, Cundinamarca. Fotos tomadas por Fabián Márquez-Niño, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

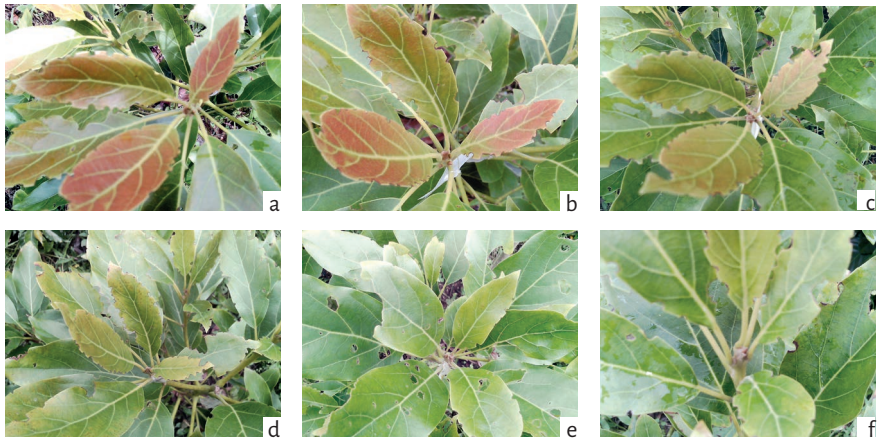


Figura 4.3. Plantas de *Persea americana* cv. Hass al finalizar un flujo de crecimiento vegetativo. Se muestra el cambio de las hojas a lo largo de 7 (b), 19 (c), 28 (d) 35 (e) y 43 (f) días después del primer registro (a). Parcela experimental, vereda San Pablo del municipio de Pasca, Cundinamarca. Fotos tomadas por Fabián Márquez-Niño, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Se observó en las plantas evaluadas en estado juvenil, que el lapso entre los estadios 01 (inicio del flujo de crecimiento) y 19 (hojas totalmente expandidas) fue distinto según la época de inicio del flujo de crecimiento, con una duración entre 55 a 60 días, similar a lo reportado por Rojas y Bautista (1989) en Venezuela. Se ha reportado que en el aguacate lo más común es la ocurrencia de crecimiento rítmico o flujos de crecimiento, en tanto que en ciertos tipos de aguacate, como los provenientes de semilla, se presenta crecimiento ininterrumpido en condiciones particularmente favorables (Aubert & Lossois, 1972; Avilán *et al.*, 2005).

Adicionalmente, se encontró que los dos flujos de crecimiento observados en las plantas de aguacate establecidas en Pasca, Cundinamarca, y durante el tiempo de monitoreo, se relacionan con un patrón de bajas precipitaciones, seguido de una época de mayor precipitación como los meses de junio y octubre del 2015; meses en los que se encontraron altos porcentajes de plantas en flujo de crecimiento (más del 50 % de las plantas en dicho evento). Estos resultados son similares a lo reportado por otros autores, quienes indican que en condiciones tropicales los flujos de crecimiento se asocian a los periodos lluviosos y las etapas de latencia, con los de sequía (Gregoriou & Kumar, 1982; Avilán *et al.*, 2005).

Si bien el mes de febrero del 2016 presentó la mayor precipitación, la temperatura no fue tan baja en comparación con los meses en los que se presentaron los mayores porcentajes de plantas en flujo (junio y octubre del 2015), lo que indica que la temperatura ambiental puede ser un factor influyente en la ocurrencia de dicho crecimiento rítmico.

También se encontraron diferencias en los tiempos de paso entre los estadios 01 al 07 y del 03 al 19, ya que el tiempo de paso del estado 03 al 19 fue menor, aunque con mayor cantidad de estadios. Esto puede deberse a que el tiempo de paso entre estadios no es uniforme y que depende del estado fisiológico de la planta y del microambiente en que crecen.

Características anatómicas en hojas de plantas sometidas a distintos niveles de radiación solar (sombrio artificial)

De acuerdo con lo observado en las plantas juveniles establecidas en el agrosistema cafetal-plátano-aguacate, se encontró que el aguacate presenta una buena dinámica de crecimiento y que el sombrío probablemente la beneficia en los estadios iniciales por la reducción ambiental de radiación y temperatura, como se reporta para otras especies (Rodrigo, Stirling, Teklehaimanot, & Nugawela,

1997; 2001). Además, esto confirma la necesidad de sombra en estadios iniciales de crecimiento, debido a que su origen ecofisiológico es el sotobosque, donde se da la germinación de semillas y establecimiento de la plántula (Wolstenholme & Whiley, 1999; Whiley & Schaffer, 1994).

Por tal razón, y como aporte al conocimiento, se evaluó la respuesta anatómica de plantas juveniles de aguacate bajo diferentes niveles de radiación solar. El ensayo se realizó en la finca Buena Vista, en la vereda San Pablo, del municipio de Pasca, Cundinamarca, a una altitud de 1.860 msnm y coordenadas 4°18'95"N, 74°20'31.9"W. Se seleccionaron 30 plantas juveniles de aguacate Hass de un mes de edad, e injertadas sobre un patrón criollo en un vivero certificado de la región. Las plantas fueron transplantadas a bolsas plásticas para palma de 385 cm³ de volumen, con una mezcla de suelo de la región y cascarilla de arroz, en proporción 3:1, así se aseguró la homogeneidad de las condiciones del suelo entre las distintas unidades experimentales. Las bolsas se distribuyeron en un arreglo de 1,5 × 1,5 m de distancia, en la parcela experimental, con un área de 429 m². Se realizó análisis del suelo y se estableció plan de fertilización para las plantas consistente en la aplicación de 40 g de YaraMila™ Complex™ por planta, cada tres meses, para un total de 160 g/año. Se aseguró la sanidad de las plantas siguiendo las recomendaciones de Buenas Prácticas Agrícolas para el cultivo de aguacate Hass.

Los distintos niveles de radiación se obtuvieron mediante la instalación de polisombras comerciales de color negro, que se colocaron sobre las plantas; los tratamientos fueron los siguientes: 100 % de radiación solar (sin sombra), 65 % y 50 % de radiación solar (polisombras con filtro 35 % y 50 % de generación de sombrío, respectivamente), con un total de 10 plantas por tratamiento.

Cuando las plantas completaron 11 meses de edad, se tomaron muestras de hojas nuevas, sanas y completamente expandidas (BVCH 19) del tercio medio de la planta y se fijaron en una solución de FAA (10:5:85, formol: ácido acético glacial: etanol 70 %) por 48 horas, luego de las cuales se mantuvieron en etanol al 70 %. Posteriormente, se trataron siguiendo los protocolos convencionales de Johansen (1940) con series de deshidratación con etanol (70 al 100 %) y de etanol 100 %-histoclear (90:10, 70:30, 50:50, 30:70, 10:90, 100) cada una por 12 horas; inclusión en parafina (60 °C) con tres cambios por 24 horas. Se realizaron cortes transversales incluyendo el nervio central y parte de la lámina, en micrótomos de rotación (Spencer 820), y se fijaron en láminas con el adhesivo de Haupt. Las láminas se colocaron en horno a 60 °C por 24 horas, y luego se desparafinaron mediante tratamientos con Xilol 100 %, Xilol-Etanol 50 %, Etanol 100 %, 95 %, 70 %, 50 %; posteriormente, se realizó doble tinción con astra-blue acidificado y fucsina básica etanólica, seguido de etapas de deshidratación en etanol 100 %, etanol 70 : xilol 30, etanol 50 : xilol 50, xilol 100 %, y se colocó una gota de citoresina y un cubreobjetos. Los cortes se observaron en un microscopio Olympus BX50 con cámara acoplada.

Se determinó la densidad estomática tomando improntas con esmalte en cinco hojas por tratamiento, siguiendo la metodología reportada por Pérez, Rojas y Melgarejo (2010). Se realizó estimación en la parte media marginal de las hojas en cinco campos ópticos, ya que, según Morales, Barrientos y Martínez (1992), los estomas de plantas de aguacate están distribuidos uniformemente en la superficie de la hoja.

Se confirmó la presencia de estomas solo en el envés de la hoja, acorde con lo reportado por otros autores como hojas hipostomáticas (Heisman, 1939, Morales *et al.*, 1992). En la figura 4.4 se muestran las improntas del envés de la hoja y se observa que las células que rodean los estomas varían en número y no presentan ningún patrón; es decir, los estomas son de tipo anomocítico. En cuanto a la densidad estomática, los valores en todos los tratamientos oscilaron entre 650 y 700 estomas/cm², superiores a lo reportado en el estudio de Kadman (1965), en el que diferentes razas y cultivares de aguacate presentaron valores de 100 a 600 estomas por mm². En relación con los tratamientos de luz, en el presente estudio no se observaron diferencias de densidad estomática entre los tratamientos y coincide con lo reportado por Mickelbart, Miller, Parry, Arpaia y Heath (2000), quienes no encontraron diferencia en la densidad estomática entre hojas de luz y de sombra en plantas de aguacate variedad Hass.

La disposición de los tejidos de la hoja, se observan en las figuras 4.5 y 4.6. Desde la parte superior se distingue la epidermis del haz o epidermis adaxial, conformada por células ligeramente isodiamétricas; dos capas de parénquima de empalizada (I y II) con células alargadas y juntas; parénquima esponjoso, con células isodiamétricas y, entre ellas, espacios intercelulares y haces vasculares; el envés o epidermis abaxial en el que se encuentra una capa de células que conforman la epidermis inferior, que es de menor tamaño que la superior. Esta anatomía coincide por la descrita para ocho cultivares de aguacate por González *et al.* (2011).

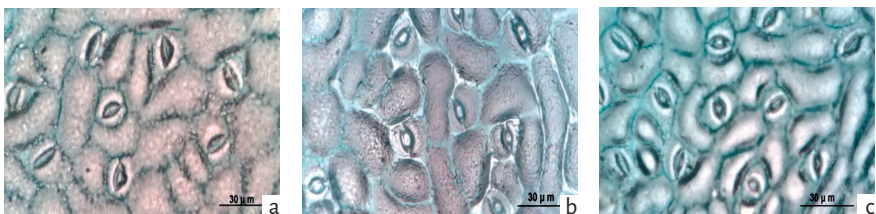


Figura 4.4. Estomas y células epidérmicas del envés de hojas de *Persea americana* cv. Hass, bajo tres condiciones de luminosidad: a) 100 % de radiación solar, b) 65 % de radiación solar, c) 50 % de radiación solar. Las muestras se tomaron 11 meses después de iniciado el tratamiento. Fotos tomadas por F. Márquez-Niño, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

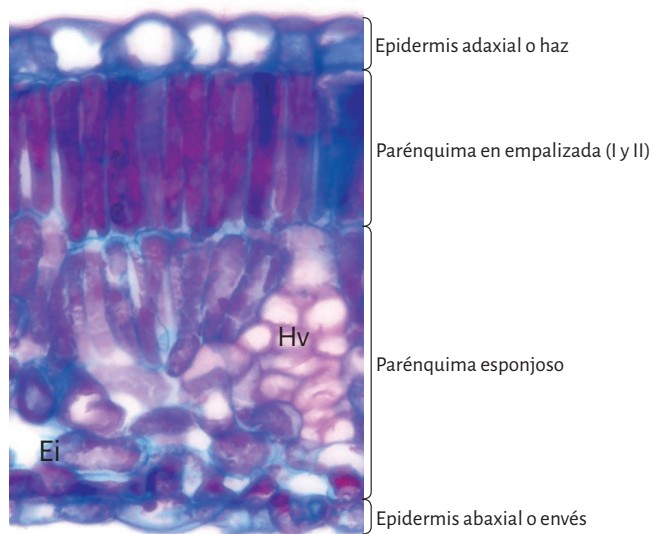


Figura 4.5. Corte transversal de hojas de *Persea americana* cv. Hass. Ei= Espacio intercelular; Hv=Haz vascular. Las muestras se tomaron 11 meses después de iniciado el tratamiento. Aumento de 40 X. Foto tomada por F. Márquez-Niño, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Al realizar la comparación de la anatomía de las hojas en los diferentes tratamientos de luz (figura 4.6), se observa que en el tratamiento con mayor incidencia lumínica (100 %) el grosor de la hoja es mayor y presenta más capas de parénquima de empalizada.

Se ha descrito previamente que la intensidad de luz promueve alteraciones en la estructura de la organización de las hojas, dando como resultado lo que se ha llamado *hojas de sol y sombra* (Cutter 1978; Sousa, dos Santos, Aguiar, & Senna, 2003). En el caso de las hojas expuestas a altas intensidades de luz, generalmente se presenta aumento en el número de capas celulares de parénquima de empalizada (Kubínová, 1991; Sousa *et al.*, 2003). Las células del parénquima de empalizada facilitan mayor distribución de la luz dentro de la hoja, razón por la cual se plantea que a mayor intensidad es necesario mayor presencia de estas células capaces de captar la intensidad lumínica (Vogelmann & Martin, 1993) y para proteger la hoja de la alta radiación (Dörken y Lepetit 2018). Souza *et al.* (2003) describieron el efecto de diferentes intensidades de luz sobre hojas de *Tradescantia pallida* y concuerdan con un mayor grosor de la hoja y del mesófilo en hojas irradiadas con la mayor intensidad lumínica; por otra parte, observaron que el tamaño de las células de la epidermis no varía entre los tratamientos, lo que concuerda con los resultados del presente estudio.

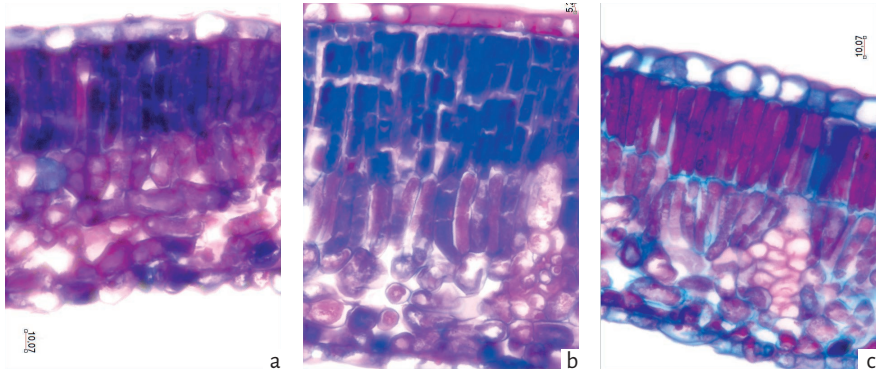


Figura 4.6. Cortes transversales de hojas de *Persea americana* cv. Hass, bajo tratamientos de radiación solar. a) 100 % de radiación solar, b) 65 % de radiación solar, c) 50 % de radiación solar. Observación bajo objetivo de microscopio 40 X. Las muestras se tomaron 11 meses después de iniciado el tratamiento. Fotos tomadas por F. Márquez-Niño, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Conclusiones

Durante el tiempo de monitoreo, los flujos de crecimiento observados en las plantas de aguacate establecidas en Pasca, Cundinamarca, se relacionaron con un patrón de bajas precipitaciones, seguido de una época de mayor precipitación. La temperatura ambiental puede ser un factor influyente en la ocurrencia de dicho crecimiento rítmico.

Por su parte, las plantas de aguacate Hass crecidas bajo mayor intensidad lumínica presentan mayor grosor de hoja y más capas de células de parénquima de empalizada comparadas con las de menor intensidad lumínica.

Referencias bibliográficas

- Alcaraz, M. L., Thorp, T. G., & Hormaza, J. I. (2013). Phenological growth stages of avocado (*Persea americana*) according to the BBCH scale. *Scientia Horticulturae*, 164, 434-439. doi:10.1016/j.scienta.2013.09.051
- Aubert, B., & Lossois, P. (1972). Considerations sur la phenologie des espèces fruitieres arbustives. *Fruits*, 27(4), 269-286.

- Avilán, L., Soto, E., Pérez, M., Marín, C., Rodríguez, M., & Ruiz, J. (2005). Comportamiento fenológico híbridos guatemalteca por antillana de aguacate en la región centro-norte costera de Venezuela. *Agronomía Tropical*, 56(4), 535-551.
- Cossio, L. E., Hernández, L. M., López, J. G., Gómez, R., & Sánchez, R. (2011). Flujos de crecimiento vegetativo y reproductivo del aguacate 'Hass-Méndez' en Nayarit, México. *Actas VII Congreso Mundial del Aguacate*, Cairns, Australia.
- Cutter, E. G. (1978). *Plant Anatomy: Cells and Tissues Part I*. Londres, Reino Unido: Edward Arnold Publisher.
- Dörken, V. M., & Lepetit, B. (2018). Morpho-anatomical and physiological differences between sun and shade leaves in *Abies alba* Mill. (Pinaceae, Coniferales): a combined approach. *Plant, Cell and Environment*, 41(7), 1683-1697. doi:10.1111/pce.13213
- González, V. M., Barriento, A. F., Núñez, C. A., Ramírez, S. P., Hofshi, R., & Arpaia, M. L. (2011). Anatomía de la lámina de hoja en ocho cultivares de Aguacate. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(5), 733-744.
- Gregoriou, C., & Kumar, D. (1982). Some aspects of shoot and root growth of avocado under lowland tropical conditions. *California Avocado Society Yearbook*, 66, 129-144.
- Heisman, P. (1939). Notes on avocado anatomy. *California Avocado Society Yearbook*, 87-91.
- Johansen, D. A. (1940). *Plant microtechnique*. 1.^a edición. Nueva York, EE. UU.: McGraw-Hill.
- Kadman, A. (1965). Influence of transpiration and some other factors on the uptake, transport and accumulation of chlorine and sodium in avocado seedlings. *Proceedings of the Symposium on the Use of Isotopes and Radiation in Soil Plant Nutrition Studies*, Ankara, Turkey. International Atomic Energy Agency. Viena, Austria, 539-562.
- Kubínová, L. (1991). Stomata and mesophyll characteristics of barley leaf as affected by light: Stereological analysis. *Journal of experimental Botany*, 42(241), 995-1001. doi:10.1093/jxb/42.8.995
- Mandemaker, A. J. (2007). Review: Photosynthesis of avocado. *New Zealand Avocado Growers' Association Annual Research Report*, 7, 1-10. Recuperado de http://www.avocadosource.com/Journals/NZAGA/NZAGA_2007/NZAGA_2007_01.pdf
- Meier, U. (2001). *Estadios de las plantas mono y dicotiledóneas: BBCH Monografía*. Edición 2. Limburherhof, Alemania: Centro Federal de Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura.

- Mickelbart, M. V., Miller, R., Parry, S., Arpaia, M. L., & Heath, R. (2000). Review: Photosynthesis of avocado. *California Avocado Society 2000 Yearbook*, 84, 139-150.
- Morales, L., Barrientos, A. F., & Martínez, M. T. (1992). *Obtención de poliploides en aguacate (Persea americana Mill.) mediante el uso de colchicina*. Coatepec Harinas, México: Memoria de la Fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX.
- Pérez, L. V., Rojas, Y. A., & Melgarejo, L. M. (2010). Agua. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Experimentos en Fisiología Vegetal* (pp. 63-77). Bogotá, Colombia: Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
- Rocha, J., Salazar, S., Bárcenas, A. E., González, I. J., & Cossio, L. E. (2011). Fenología del aguacate 'Hass' en Michoacán. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(3), 303-316.
- Rodrigo, V. H. L., Stirling, C. M., Teklehaimanot, Z., & Nugawela, A. (1997). The effect of planting density on growth and development of component crops in rubber/banana intercropping systems. *Field Crops Research*, 52(1-2), 95-108. doi:10.1016/S0378-4290(96)01069-6
- Rodrigo, V. H. L., Stirling, C. M., Teklehaimanot, Z., & Nugawela, A. (2001). Intercropping with banana to improve fractional interception and radiation-use efficiency of immature rubber plantations. *Field Crops Research*, 69(3), 237-249. doi:10.1016/S0378-4290(00)00147-7
- Rojas, E., & Bautista, D. (1989). Estudio fenológico de seis variedades de aguacate durante dos ciclos anuales en el Valle de Temerla. *IV Congreso Nacional de Fruticultura*, Maracaibo, Venezuela, p. 7.
- Romero, M. A. (2012). *Comportamiento fisiológico del aguacate (Persea americana Mill.) Variedad Lorena en la zona de Mariquita, Tolima*, tesis de doctorado. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.
- Saavedra, G., Vásquez, H. D., & Mejía, E. (2012). Aguacate (*Persea americana* Mill.) En Gerard Fischer (Ed.), *Manual para el cultivo de frutales en el trópico* (pp. 319-348). Bogotá, Colombia: Produmedios.
- Salazar, S., Lord, E., & Lovatt, C. (1999). Inflorescence development of the 'Hass' avocado: Commitment to flowering. *Journal American Society Horticultural Science*, 124(5), 478-482. doi:10.21273/JASHS.124.5.478
- Sousa, E. A., dos Santos, I. R., Aguiar, V. F., & Senna, C. J. (2003). The Influence of Light Intensity on Anatomical Structure and Pigment Contents of *Tradescantia pallida* (Rose) Hunt. cv. *purpurea* Boom (Commelinaceae) Leaves. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 46(4), 617-624. doi:10.1590/S1516-89132003000400017

- Thorp, T. G., Aspinall, D., & Sedgley, M. (1994). Preformation of node number in vegetative and reproductive proleptic shoot modules of *Persea* (Lauraceae). *Annals of Botany*, 73(1), 13-22.
- Thorp, T. G., & Sedgley, M. (1993). Architectural analysis of tree form in a range of avocado cultivars. *Scientia Horticulturae*, 53(1-2), 85-98. doi:10.1016/0304-4238(93)90140-L
- Vogelmann, T. C., & Martin, G. (1993). The functional significance of palisade tissue: penetration of directional versus diffuse light. *Plant, Cell and Environment*, 16(1), 65-72. doi:10.1111/j.1365-3040.1993.tb00845.x
- Whiley, A. W., & Schaffer, B. (1994). Avocado. En B. Schaffer & P Andersen (Eds.), *CRC Handbook of Environmental Physiology of Fruit Crops. Vol. 1. Subtropical and Tropical Crops* (pp. 3-35). Boca Ratón, EE. UU.: CRC Press Inc.
- Wolstenholme, B. N., & Whiley, A. W. (1999). Ecophysiology of the avocado (*persea americana mill.*) tree as a basis for pre-harvest management. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 5, 77-88.

Cap. 5

Sintomatología de deficiencias de nutrientes minerales en plantas de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) en estado vegetativo

Wendy Tatiana Cárdenas Pira¹
Edwin Torres Moya²
Stephany Hurtado Clopatosky³
Stanislav Magnitskiy^{4*}
Luz Marina Melgarejo^{5*}

- ¹ **Wendy Tatiana Cárdenas Pira**
wtcardenasp@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología-Facultad de Ciencias, y Laboratorio de Fisiología Vegetal-Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera agrónoma. Investigación realizada como parte del trabajo de grado.
 - ² **Edwin Torres Moya**
etorresm@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología-Facultad de Ciencias, y Laboratorio de Fisiología Vegetal-Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniero agrónomo. Investigación realizada como parte del trabajo de grado.
 - ³ **Stephany Hurtado Clopatosky**
shurtadoc@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera agrónoma. Profesional de apoyo.
 - ^{4*} **Stanislav Magnitskiy**
svmagnitskiy@unal.edu.co. Departamento de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Agrónomo. Ph. D. Profesor Asociado.
 - ^{5*} **Luz Marina Melgarejo**
lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Titular.
- <https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-5>

Introducción

Las pasifloras pertenecen a la familia de las passifloraceae. Son plantas con usos farmacéuticos, ornamentales y comestibles de gran importancia económica (Yockteng, D'Eeckengbrugge, & Souza-Chies, 2011), tal como la gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*), especie que posee gran valor alimenticio (Ángel-Coca, Nates, Ospina, & Melo, 2011) debido a sus características organolépticas y nutricionales (Jiménez *et al.*, 2011; Fischer, Melgarejo, & Cutler, 2018). Colombia produjo alrededor de 15.900 toneladas de gulupa en el 2016 (Agronet, 2018), ganando importancia económica en las exportaciones del país (Conde, Jiménez, Schieberle, Sinuco, & Osorio, 2013). Una mala fertilización y protocolos inadecuados de cosecha llevan a pérdidas en cosecha superiores al 40 % (Díaz *et al.*, 2012), por lo que es necesario aplicar nutrientes en cantidades adecuadas, con el fin de mantener una alta producción (Fageria, 2009).

Los macro y microelementos han sido reconocidos como elementos esenciales para las plantas, lo que quiere decir que en la ausencia de cualquiera de estos elementos las plantas no pueden completar su ciclo de vida ni realizar alguna de sus funciones fisiológicas o metabólicas; además, sus funciones no pueden ser sustituidas por otro elemento en la planta (Marschner, 2011). Se consideran como macronutrientes esenciales los que se necesitan en cantidades grandes en la planta (N, P, K, Ca, Mg y S) y micronutrientes los que se necesitan en cantidades menores (Fe, Mn, Zn, Cu, B, Mo, Cl y Ni) (Fageria, 2016). La deficiencia de estos elementos produce reducción en el crecimiento y desarrollo de las plantas, así como en el rendimiento de los cultivos (Osman, 2013); adicionalmente, las plantas son débiles y más susceptibles a los ataques

de enfermedades, insectos y daño físico, debido a que su metabolismo cambia, pues cada elemento tiene funciones específicas dentro de ella (Epstein, 1972, citado por Castaño, Morales, & Obando, 2008). Los síntomas pueden variar de una especie a otra y acorde a la fisiología de la planta (Clark, Flores, & Gourley, 1987), por lo que una adecuada identificación permite tomar los correctivos necesarios y oportunos para prevenir alteraciones en la planta (Galindo & Gómez, 2010). Por tal razón, es importante identificar las sintomatologías de las deficiencias mediante la metodología del elemento faltante (Havlin *et al.*, 1999, citado por Castaño *et al.*, 2008).

El presente trabajo se llevó a cabo bajo en condiciones controladas de Invernadero automatizado del laboratorio de Fisiología Vegetal del Departamento de Biología (Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá), con humedad relativa promedio del aire de 68 %, temperatura promedio del aire de 19 °C y radiación solar de 150 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$. Plantas de gulupa de dos meses de edad fueron llevadas a bolsas plásticas con arena cuarcítica de dos tamaños de partícula (0,7 y 1,5 mm) en proporción 1:1. Se aplicó durante dos meses y una vez por semana 100 mL de solución nutritiva completa (tabla 5.1), para evitar deficiencias nutricionales y obtener plantas sanas y homogéneas. Se realizó riego diario con 100 mL de agua destilada por planta. Posteriormente, cuando se alcanzaron plantas de cuatro meses de edad (ocho a diez hojas verdaderas), se les realizó riego con abundante agua para eliminar sales del sustrato e iniciar los respectivos tratamientos, empleando la técnica del elemento faltante. Se empleó la solución propuesta por Johnson, Stout, Broyer y Carlton (1957) y modificada por Mendonça Freitas, Monnerat, Pinho y Cordeiro de Carvalho (2006) para *Passiflora alata*. En la tabla 5.1 se describe la composición de las soluciones: completa (control) y los respectivos tratamientos.

Para cada tratamiento se tomaron los respectivos volúmenes, indicados en la tabla 5.1. Se agregaron 800 mL de agua destilada deionizada; se ajustó el pH a 5,4 con NaOH 0,1 M y se completó a volumen final de un litro. Además, se evaluaron las deficiencias de Mn y Zn empleando la misma solución completa, pero sin agregar $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (845 mg) o $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (578 mg) a la solución *stock* de micronutrientes, respectivamente. Cada solución fue preparada *in situ* y aplicado 100 mL, tres veces por semana, por planta durante los dos primeros meses; posteriormente, con la misma frecuencia se aplicaron 200 mL por planta. En los días intermedios se regó con agua destilada el mismo volumen de aplicación de la respectiva solución.

Se realizó descripción visual y registro fotográfico de la sintomatología presentada en plantas de gulupa de siete meses de edad; es decir, tres meses después de iniciados los tratamientos. Luego de finalizado el ensayo, se realizó un segundo ensayo para confirmar resultados.

Tabla 5.1. Soluciones de elementos minerales empleadas para inducir deficiencias en gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*).

Soluciones stock	Tratamientos (mL/Litro)								
	Completa	Sin N	Sin P	Sin K	Sin Ca	Sin Mg	Sin S	Sin B	Sin Fe
Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O (2 mol/L)	1,5	0,0	1,5	1,5	0,0	1,5	1,5	1,5	1,5
KNO ₃ (2 mol/L)	2,0	0,0	2,0	0,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0
NH ₄ H ₂ PO ₄ (1 mol/L)	0,5	0,0	0,0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
MgSO ₄ (1 mol/L)	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	0,0	0,0	2,0	2,0
Fe.EDTA (25 mg/L)	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	0,0
Micronutrientes*	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
H ₃ BO ₃ (25 mmol/L)	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	0,0	1,0
(NH ₄) ₂ SO ₄ (1 mol/L)	0,5	0,0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,0	0,5	0,5
NH ₄ Cl (1 mol/L)	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	1,0	0,0	0,0
NaNO ₃ (2 mol/L)	0,0	0,0	0,0	2,0	3,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Na ₂ SO ₄ (1 mol/L)	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,0	0,0	0,0	0,0
MgCl ₂ (1 mol/L)	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,0	0,0	0,0
CaCl ₂ (2 mol/L)	0,0	1,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
KCl (1 mol/L)	0,0	2,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
KH ₂ PO ₄ (1 mol/L)	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
K ₂ SO ₄ (0,5 mol/L)	0,0	1,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

*Composición solución *stock* de micronutrientes a volumen final 1 L: CuSO₄·5H₂O (125 mg), MnSO₄·H₂O (845 mg), ZnSO₄·7H₂O (578 mg), (NH₄)₆Mo₇O₂₄·4H₂O (88 mg).

Fuente: elaboración propia con base en lo reportado por Johnson *et al.* (1957) y modificada por Mendonça-Freitas *et al.* (2006) para *Passiflora alata*.

Sintomatología observada en gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*)

Se encontró que las hojas apicales (figura 5.1b) y basales (figura 5.1c) de las plantas con suministro completo de nutrientes minerales (tratamiento control) presentan crecimiento y color verde típico de la especie (figura 5.1a).



Figura 5.1. Planta juvenil de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad, sin déficit de nutrientes. Planta que recibió solución nutritiva completa (a), hoja apical (b) y hoja basal (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de nitrógeno

Las plantas con deficiencia de N presentaron hojas bajas con clorosis generalizada (figuras 5.2a, 5.2c) y abscisión temprana de estas, comparado con las hojas apicales de coloración verde (figura 5.2a, 5.2b). Resultados similares se han reportado en curuba (*Passiflora tripartita*) y maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) (Cabezas & Sánchez, 2008). A los tres meses de aplicación del tratamiento se observaron tallos de menor diámetro (3,5 mm) y plantas de menor altura (17,8 cm) en comparación con las plantas que recibieron la solución completa (altura de 22,7 cm y diámetro de 3,9 mm). El N es un elemento que hace parte de la molécula de clorofila, de aminoácidos que conforman las proteínas y de procesos enzimáticos para la fijación del dióxido de carbono, por lo que su ausencia hace que la fotosíntesis sea menos eficiente. Bajo deficiencia de N las hojas cambian de color verde a amarillo, iniciando en las partes basales de las plantas. La clorosis generalizada, que posteriormente avanza, resulta en la muerte de las hojas (Uchida, 2000; Rao, 2009).

Deficiencia de fósforo

Bajo deficiencia de P las hojas apicales (figura 5.3b) presentaron textura coriácea y clorosis leve, mientras que las hojas basales presentaron leve moteado clorótico extendido por la lámina foliar (figura 5.3a, 5.3c). La principal función del P está relacionada con la transferencia de energía en moléculas como el ATP; hace parte del ARN y el ADN; es móvil en el floema, por lo cual la deficiencia se presenta en las hojas basales causando síntomas de oscurecimiento o cambios de color hacia el azul (Uchida, 2000). En maracuyá, Guerrero, Potosí, Melgarejo y Hoyos (2012) reportaron que las hojas inferiores presentan manchas cloróticas con aspecto moteado en espacios intervenales, ya que este elemento tiene alta movilidad dentro de la planta; asimismo, al incrementar la deficiencia, estas

manchas se generalizan hasta el ápice y bordes de la lámina; finalmente presentan defoliación. En *P. alata*, los síntomas de esta deficiencia se observaron desde el día 62 después del tratamiento (Mendoça-Freitas *et al.*, 2006).

Deficiencia de potasio

Las hojas apicales con deficiencia de K (figura 5.4b) presentaron bordes deformados y hojas bajas pequeñas con deformación (figura 5.4c) y clorosis leve (figura 5.4a). Los tallos fueron ligeramente más delgados (3,7 mm) que en las plantas control (3,8 mm). El K participa en la regulación del uso del agua por las plantas, controlando la apertura y cierre estomático; el síntoma más común de su deficiencia es la clorosis en los bordes de las hojas bajas de las plantas (Uchida, 2000).

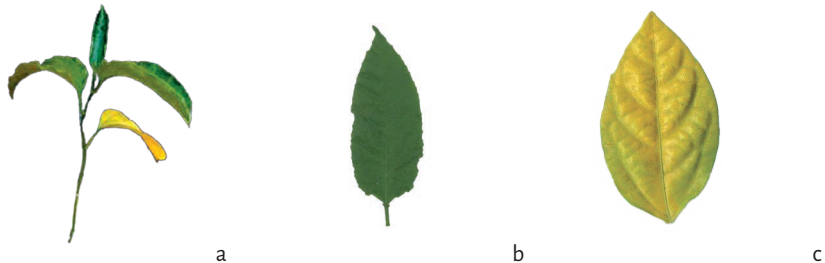


Figura 5.2. Síntomas de deficiencia de nitrógeno en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), en hojas apicales (b) y hojas basales (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

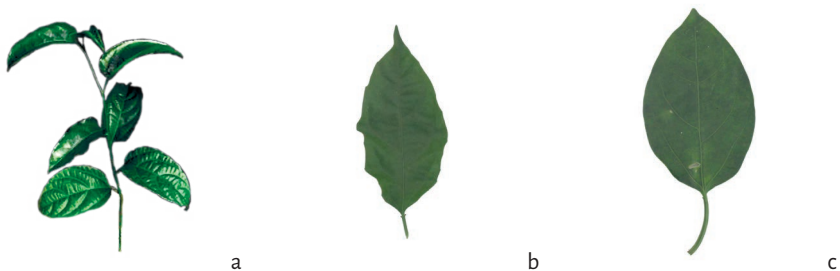


Figura 5.3. Síntomas de deficiencia de fósforo en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), en hojas apicales (b) y hojas basales (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

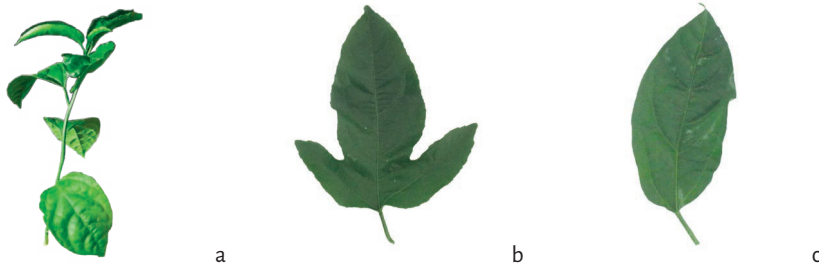


Figura 5.4. Síntomas de deficiencia de potasio en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), hoja apical (b) y hoja basal (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de calcio

El entorchamiento de las hojas apicales (figura 5.5b) fue el principal síntoma evidenciado en plantas con deficiencia de Ca, mientras que las hojas basales presentaron aspecto coriáceo (figura 5.5a, 5.5c), similar a lo revisado para curuba y maracuyá por Guerrero *et al.* (2012). La deficiencia de calcio se observa primero en hojas apicales, debido a que no se moviliza bien en el floema; los ápices de las raíces y de las hojas se tornan cafés y mueren (Uchida, 2000). También se han reportado síntomas de clorosis en hojas del tercio medio y bajo en plantas de *Physalis peruviana* (Martínez, Sarmiento, Fischer, & Jiménez, 2009), ya que el calcio ayuda a la absorción de nitrógeno y de potasio (Rao, 2009) y los síntomas de su deficiencia pueden generar clorosis en toda la planta.

Deficiencia de magnesio

Las hojas apicales no presentaron sintomatologías claras (figura 5.6b), pero se observaron hojas basales pequeñas con clorosis intervenal (figura 5.6c) y abscisión temprana de hojas (figura 5.6a). Estos resultados son similares a lo reportado por Barker y Pilbeam (2015), quienes documentaron que, bajo deficiencia de este elemento, uno de los síntomas tempranos es el amarillamiento de hojas basales, iniciando en la parte apical de la lámina foliar. Sintomatología similar se registra en badea (*Passiflora quadrangularis* L.) (Avilán, 1974) y maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) (Guerrero *et al.*, 2012). El Mg es un constituyente importante de la clorofila y es relativamente móvil en la planta, cuyo síntoma de la deficiencia se puede observar como clorosis intervenal que aparece primero en las hojas bajas (Uchida, 2000).

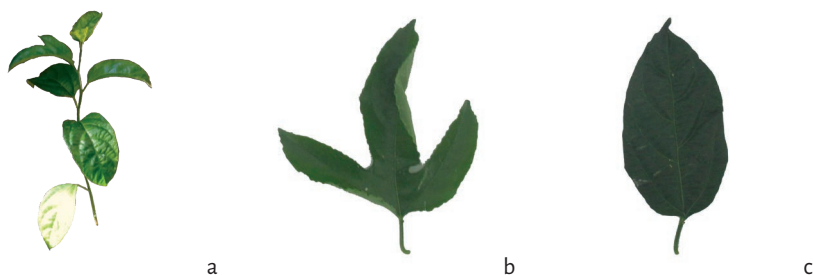


Figura 5.5. Síntomas de deficiencia de calcio en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), hoja apical (b) y hoja basal (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia
Fuente: elaboración propia.



Figura 5.6. Síntomas deficiencia de magnesio en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), hoja apical (b) y basal (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

La ausencia de Mg produjo una disminución del tamaño de las plantas en su altura (20 cm) y diámetro de tallo (3,6 mm), en comparación con el control (altura de 22,7 cm y diámetro de 3,9 mm). El magnesio está implicado como cofactor enzimático y, adicionalmente, es componente estructural de la clorofila, de manera que es necesario en varios procesos fisiológicos (Taiz & Zeiger, 2006).

Deficiencia de azufre

Las plantas con deficiencia de S presentaron hojas apicales cloróticas (figura 5.7a). Las hojas bajas presentaron menor crecimiento (figura 5.7b). El S es esencial para la formación de proteínas, ya que es constituyente de aminoácidos como la cisteína y la metionina. La deficiencia lleva a que las hojas jóvenes se vuelvan cloróticas y las tasas de crecimiento de las hojas sea más lenta (Uchida, 2000).

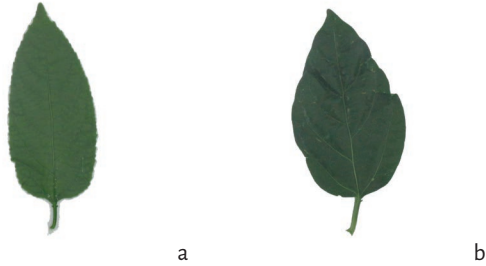


Figura 5.7. Síntomas de deficiencia de azufre en hoja apical (a) y hoja basal (b) en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad. La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotografías tomadas por Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de hierro

Las hojas apicales (figura 5.8a) con deficiencia de Fe presentaron leve clorosis, mientras que las hojas basales presentaron entorchamiento y color verde oscuro (figura 5.8b). El Fe es un elemento de poca movilidad dentro del floema, por lo que su deficiencia se presenta principalmente en hojas jóvenes; allí es esencial, ya que hace parte de ciertas enzimas que incluyen catalasas, peroxidasas y citocromo oxidasas. Además, este elemento forma parte de proteínas importantes en la respiración y la fotosíntesis, y se halla implicado en la reparación del ADN (Li & Lan, 2017; Rao, 2009; Uchida, 2000; Gutiérrez, 1997).

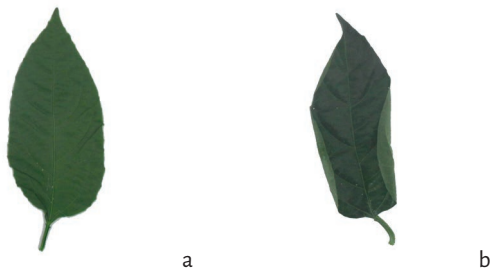


Figura 5.8. Síntomas de deficiencia de hierro en hoja apical (a) y hoja basal (b) en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotografías tomadas por Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de boro

Las plantas con deficiencia de B presentaron hojas cloróticas; adicionalmente, las hojas apicales presentaron entorchamiento (figura 5.9b), similar a lo reportado en maracuyá amarilla y curuba (Guerrero *et al.*, 2012). El B es necesario en la síntesis de una de las bases nitrogenadas para formación del arn y se ha demostrado que posee funciones como promotor del crecimiento; su deficiencia disminuye el crecimiento en las plantas (Uchida, 2000). Además, la deficiencia de boro tiene efectos sobre la fotosíntesis, reduce la translocación de fotoasimilados y afecta de manera negativa el metabolismo de pigmentos como clorofilas y carotenoides en algunas especies (Moreno, Quiroga, Balaguera, & Magnitskiy, 2016).



Figura 5.9. Síntomas de deficiencia de boro en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), hoja apical (b) y hoja basal (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de zinc

Las hojas basales (figura 5.10c) presentaron ligeros moteados cloróticos y las hojas apicales (figura 5.10b) mostraron leve clorosis y entorchamiento (figura 5.10a, 5.10c). El Zn es usado en la síntesis del triptófano y es necesario para la formación del ácido indol acético; su deficiencia se manifiesta principalmente en las hojas jóvenes y es similar a la deficiencia de Fe; en algunas hojas, se pueden observar pequeños puntos moteados y cloróticos (Uchida, 2000). En algunos casos, la detección visual de síntomas por deficiencia de zinc no es muy útil, ya que muchas veces es asintomática (Almendros, Rico-Selas, López-Valdivia, & Álvarez-Álvarez, 2008).

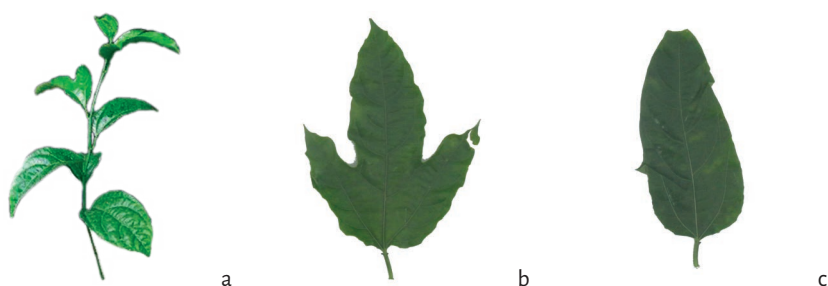


Figura 5.10. Síntomas de deficiencia de zinc en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad (a), en hoja apical (b) y hoja basal (c). La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de manganeso

Las plantas con deficiencia de Mn presentaron hojas apicales cloróticas (figura 5.11a) y hojas basales más pequeñas que el tratamiento control (figura 5.11b). Los síntomas de la deficiencia pueden ser similares a las deficiencias de Fe (García-Cruz, Sandoval-Villa, Carrillo-Salazar, Valdéz-Carrasco, & González-Fierro, 2015). La función principal del Mn es la de cofactor enzimático, pues activa cerca de 35 enzimas (Hawkesford *et al.*, 2012). En general, la sintomatología de la deficiencia de Mn consiste en la aparición de clorosis en tejidos jóvenes, que se presenta como pequeñas manchas amarillas en las hojas (Uchida, 2000).

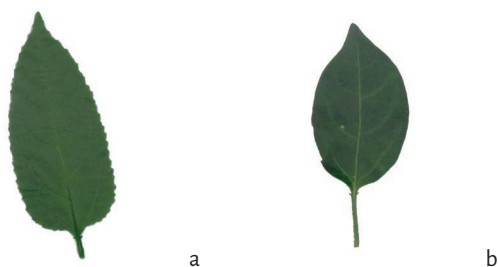


Figura 5.11. Síntomas de deficiencia de manganeso en hoja apical (a) y hoja bajera (b) en plantas juveniles de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad. La evaluación fue realizada en 10 plantas. Fotografías tomadas por Edwin Torres y Tatiana Cárdenas; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Comparación general de la sintomatología de las diferentes deficiencias en hojas de gulupa (*P. edulis* f. *edulis*)

A partir del registro fotográfico de las deficiencias, se creó una sola imagen que reúne las deficiencias a nivel foliar y las compara con el tratamiento control sin deficiencia de nutrientes.

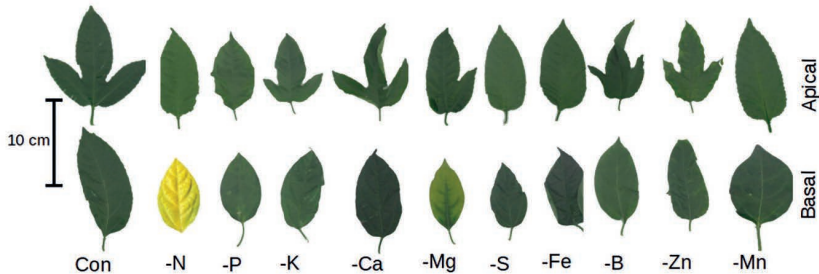


Figura 5.12. Hojas apicales y basales de planta control (Con) de plantas de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) de siete meses de edad, sin deficiencia de nutrientes, comparado con hojas de plantas con deficiencia de nitrógeno (-N), fósforo (-P), potasio (-K), calcio (-Ca), magnesio (-Mg), azufre (-S), hierro (-Fe), boro (-B), zinc (-Zn) y manganeso (-Mn). Fotografías tomadas por Edwin Torres y Tatiana Cárdenas. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Conclusiones

De acuerdo con los resultados presentados, se encontró que la aparición de síntomas por deficiencias de los elementos evaluados en plántulas de gulupa fueron leves, pese a que se utilizó la metodología del nutriente faltante, excepto para el caso de la deficiencia de nitrógeno, en la que se observaron rápidamente síntomas como disminución de crecimiento y abscisión de hojas. Las deficiencias de los demás elementos tardaron más tiempo en aparecer y los síntomas fueron leves, posiblemente porque el estado de plántula no es una etapa de alta demanda de nutrientes.

Referencias bibliográficas

- Agronet. (2018). *Estadísticas. Agrícola. Área, producción, rendimiento y participación*. Recuperado de <http://www.agronet.gov.co/estadistica/Paginas/default.aspx>
- Almendros-García, P., Rico-Selas, M. I., López-Valdivia, L. M., & Álvarez-Álvarez, J. M. (2008). Deficiencia de zinc en los cultivos y correctores de carencia del micronutriente. *Vida Rural*, 19(280), 12-16. Recuperado de http://oa.upm.es/2472/2/INVE_MEM_2008_56367.pdf
- Ángel-Coca, C., Nates, G., Ospina, R., & Melo, C. (2011). Biología floral y reproductiva de la gulupa *Passiflora edulis* Sims f. *edulis*. *Caldasia*, 33(2), 433-451. doi:10.15446/caldasia
- Avilán, L. (1974). Efectos de la deficiencia de macronutrientes sobre el crecimiento y la composición química de la parcha granadina (*Passiflora quadrangularis* L.) cultivada en soluciones nutritivas. *Agronomía Tropical*, 24(2), 133-140.
- Barker, A., & Pilbeam, D. (2015). *Handbook of Plant Nutrition*, 1.^a edición. Boca Ratón, EE. UU.: CRC Press.
- Cabezas, M., & Sánchez, A. (2008). Effect of nutrient elements deficiencies on the dry matter partitioning in nursery plants of curuba (*Passiflora mollissima* Bailey). *Agronomía Colombiana*, 26(2), 197-204.
- Castaño, C., Morales, C., & Obando, F. (2008). Evaluación de las deficiencias nutricionales en el cultivo de la mora (*Rubus glaucus*) en condiciones controladas para bosque montano bajo. *Agronomía*, 16(1), 75-88.
- Clark, R. B., Flores, C. I., & Gourley, L. M. (1987). Mineral element concentrations in acid soil tolerant and susceptible sorghum genotypes. *Communications in soil science and plant analysis*, 19(7-12), 1003-1017. doi:10.1080/00103628809367990.
- Conde, N., Jiménez, A., Schieberle, P., Sinuco, D., & Osorio, C. (2013). Key aroma volatile compounds of gulupa (*Passiflora edulis* Sims to *edulis*) fruit. *European Food Research and Technology*, 236(6), 1085-1091. doi:10.1007/s00217-013-1979-9
- Díaz, O.; Moreno, L., Pinilla, R.; Carrillo, W.; Melgarejo, L. M.; . . . Fernández-Trujillo, J. (2012). Postharvest behavior of purple passion fruit in Xtend® bags during low temperature storage. *Acta Horticulturae*, 934, 727-731. doi:10.17660/ActaHortic.2012.934.95
- Fageria, N. (2009). *The use of nutrients in crop plants*. Boca Ratón, EE. UU.: CRC Press.
- Fageria, N. (2016). *The use of nutrients in crop plants*. Boca Ratón, EE. UU.: CRC press.

- Fischer, G., Melgarejo, L. M., & Cutler, J. (2018). Pre-harvest factors that influence the quality of passion fruit: A review. *Agronomía Colombiana*, 36(3), 217-226. doi:10.15446/agron.colomb.v36n3.71751.
- Galindo, J., & Gómez, S. (2010). *Gulupa (Passiflora edulis Sims) producción y manejo poscosecha. Colombia. Corredor Tecnológico Agroindustrial*. Bogotá, Colombia: Cámara de Comercio de Bogotá.
- García-Cruz, E., Sandoval-Villa, M., Carrillo-Salazar, J. A., Valdéz-Carrasco, J. M., & González-Fierro, P. H. (2015). Identificación con redes neuronales probabilísticas de las deficiencias de hierro y manganeso, usando imágenes digitales de hojas de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*). *Agrociencia*, 49(4), 395-409.
- Guerrero, E., Potosí, C., Melgarejo, L. M., & Hoyos, L. (2012). Manejo agronómico de gulupa (*Passiflora edulis Sims*) en el marco de las buenas prácticas agrícolas (BPA). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de la gulupa (Passiflora edulis Sims)* (pp. 123-144). Bogotá, Colombia: Produmedios. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/8547/>
- Gutiérrez, M. V. (1997). Nutrición mineral de las plantas: avances y aplicaciones. *Agronomía Costarricense*, 21(1), 127-137.
- Hawkesford, M., Horst, W., Kichey, T., Lambers, H., Schjoerring, J., White, P. (2012). Functions of Macronutrients. En P. Marschner (2012). *Mineral Nutrition of Higher Plants* (pp. 135- 189). Elsevier Ltd.: doi:10.1016/B978-0-12-384905-2.00006-6
- Jiménez, A., Sierra, C., Rodríguez, F., González, M., Heredia, F., & Osorio, C. (2011). Physicochemical characterization of gulupa (*Passiflora edulis Sims f edulis*) fruits from Colombian during the ripening. *Food Research International*, 44(7), 1912-1918. doi:10.1016/j.foodres.2010.11.007
- Johnson, C. M., Stout, P. R., Broyer, T. C., & Carlton, A. B. (1957). Comparative chorine requirements of different plant species. *Plant and Soil*, 8(4), 337-357. doi:10.1007/BF01666323
- Li, W., & Lan, P. (2017). The understanding of the plant iron deficiency responses in Strategy I plants and the role of ethylene in this process by omic approaches. *Frontiers in Plant Science*, 8(40), 1-15. doi:10.3389/fpls.2017.00040
- Marschner, P. (2011). *Marschner's mineral nutrition of higher plants*. 3.^a Edition. San Diego, EE. UU.: Academic Press.
- Martínez, F. E., Sarmiento, J., Fischer, G., & Jiménez, F. (2009). Síntomas de deficiencia de macronutrientes y boro en plantas de uchuva (*Physalis peruviana L.*). *Agronomía Colombiana*, 27(2), 169-178.
- Mendonça-Freitas, M. S., Monnerat, P. H., Pinho, L. G., & Cordeiro de Carvalho, A. J. (2006). Deficiência de macronutrientes e boro em maracujazeiro

- doce: calidad de los frutos. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 28(3), 492-496. doi:10.1590/S0100-29452006000300033
- Moreno, D., Quiroga, I., Balaguera, H., & Magnitskiy, S. (2016). El estrés por boro afecta la fotosíntesis y el metabolismo de pigmentos en plantas. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 10(1), 137-148. doi:10.17584/rcch.2015v9i2.4189.
- Osman, T. (2013). Plant nutrients and soil fertility management. En T. Osman (Ed.), *Soils* pp. 129-159. Dordrecht, Netherlands: Springer. doi:10.1007/978-94-007-5663-2_10
- Rao, I. M. (2009). *Essential plant nutrients and their functions*. París: Francia: Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT).
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). *Fisiología vegetal*, 3.ª edición en castellano. Castellón de la Plana, España: Universitat Jaume I.
- Uchida, R. (2000). Essential nutrients for plant growth: nutrient functions and deficiency symptoms. En J. A. Silva & R. Uchida (Eds.), *Plant nutrient management in Hawaii's soils* (pp. 31-55). Hawaii, EE. UU.: University of Hawaii at Manoa.
- Yockteng, R., D'Eeckengbrugge, G. C., & Souza-Chies, T. T. (2011). Passiflora. En C. Kole (Ed.), *Wild crop relatives: Genomic and breeding resources* (pp. 129-171). Berlín, Alemania: Springer.

Cap. 6

Sintomatología de deficiencias de macronutrientes, boro y zinc, y su efecto sobre el crecimiento de la curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) en estado vegetativo

**Natalia Rodríguez Castillo¹
Natalia Flechas Bejarano²
Luz Marina Melgarejo³
Stanislav Magnitskiy⁴**

¹ **Natalia Rodríguez Castillo**
narodriguezc@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Profesional de apoyo.

² **Natalia Flechas Bejarano**
ncflechasb@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Profesional de apoyo.

^{3*} **Luz Marina Melgarejo**
lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Titular.

^{4*} **Stanislav Magnitskiy**
svmagnitskiy@unal.edu.co. Departamento de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Agrónomo. Ph. D. Profesor Asociado.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-6>

Introducción

La curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) o “banana passion fruit” es una planta nativa de los Andes. En Colombia se cultiva en Boyacá, Tolima, Cundinamarca, Santander, Valle del Cauca, Caldas y Antioquia, siendo Boyacá el principal productor con cerca de 663 ha y una producción de 6.868 t para el 2012 (Lizarazo, Hernández, Fischer, & Gómez, 2013a). Es un frutal con alto potencial de exportación a mercados internacionales por ser buena fuente de agentes bioactivos, con contenidos altos de compuestos fenólicos, carotenoides y fibra, beneficiosos para la salud humana (Espinal-Ruiz, Restrepo-Sánchez, Narváez-Cuenca, & McClements, 2016).

En general, los sistemas de producción de curuba se encuentran en clima frío a frío moderado entre los 2.000 y los 3.200 msnm, y se caracterizan por tener suelos poco profundos, de horizontes endurecidos y de baja a mediana fertilidad (Lizarazo *et al.*, 2013b), por lo que las plantas están expuestas a diferentes condiciones en la disponibilidad de nutrientes. La falta de tecnificación en los cultivos y el uso de prácticas agrícolas inadecuadas pueden influenciar procesos bioquímicos, generando alteraciones fisiológicas y morfológicas hasta el punto de reducir la cantidad y calidad de la cosecha (McCarthy & Enquist, 2007), lo cual afecta las oportunidades de acceder a mercados de exportación (Guerrero, Potosí, Melgarejo, & Hoyos-Carvajal, 2012).

El suministro y absorción de nutrientes minerales necesarios para el desarrollo y crecimiento de las plantas es definido como nutrición (Mengel, Kirkby, Kosegarten, & Appel, 2001). Alteraciones en los niveles nutricionales limitan el crecimiento y desarrollo vegetativo y, por ende, el rendimiento y

calidad de los productos de los cultivos; estas alteraciones que afectan la fisiología de las plantas dependen del nutriente específico. Además, las deficiencias de algunos nutrientes minerales pueden intervenir con la absorción y asimilación de otros nutrientes minerales (Arbona & Gómez-Cárdenas, 2012).

De los estudios relacionados con la deficiencia o exceso de nutrientes minerales en especies del género *Passiflora*, la mayoría son en maracuyá (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa*) (Malavolta, 1994; Mendoça, Monnerat, Phino, & Carvalho, 2006) y se enfocan en evaluar el crecimiento de la planta y la sintomatología que presentan bajo diferentes dosis nutricionales.

En curuba se han reportado dos estudios de deficiencias nutricionales de algunos elementos esenciales en la acumulación y distribución de la materia seca en diferentes estados de crecimiento (Cabezas & Sánchez, 2008; Lizarazo *et al.*, 2013a, b). Sin embargo, se requiere evaluar el efecto en la planta de la deficiencia de otros elementos nutrientes minerales para incrementar el conocimiento y como herramienta para el manejo de la especie.

El objetivo de este trabajo de investigación fue evaluar la sintomatología de deficiencias de macronutrientes, boro y zinc, y su efecto sobre el crecimiento de la curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) en estado vegetativo. Para ello, se seleccionaron plántulas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) obtenidas a partir de semilla (vivero Biopass con registro ICA, ubicado en el municipio de La Plata, Huila, Colombia de la Corporación Cepass). Las plántulas fertilizadas bajo condiciones de vivero, de cuatro meses de edad, fueron transplantadas a bolsas plásticas negras (20 × 42 cm) que contenían mezcla de sustrato de dos tamaños de partícula de arena blanca cuarcita (0,7 y 1,5 mm), en proporción 1:1. Se colocaron bajo condiciones controladas en invernadero automatizado, con humedad relativa promedio del aire de 65,6 %, temperatura promedio del aire 19 °C y radiación solar promedio día de 150 $\mu\text{mol fotonos m}^{-2}\text{s}^{-1}$ (Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá, Colombia).

Las plántulas sembradas se dejaron aclimatar por un periodo de 30 días y se fertilizaron dos veces por semana con solución nutritiva completa (tratamiento control, tabla 6.1), ajustada de acuerdo con lo reportado por Lizarazo *et al.* (2013a, b), para evitar deficiencias nutricionales y obtener plantas sanas y homogéneas. Después del periodo de aclimatación, se realizó riego al sustrato con abundante agua destilada deionizada y se procedió a iniciar los respectivos tratamientos. Para generar la deficiencia nutricional que se iba a evaluar se utilizó la técnica del nutriente faltante. Se evaluaron ocho tratamientos: el primero fue de control (solución completa sin déficit de nutrientes para las plantas), mientras que los demás tratamientos fueron sin el aporte de P, N, K, Ca, Mg, B o Zn, respectivamente (tabla 6.1). Por cada tratamiento se tomaron los volúmenes indicados de cada solución 1M (tabla 6.1) y se llevaron a 200 mL

con agua destilada deionizada, previo ajuste de pH a 5,6 con NaOH 0,1 M. Las soluciones de los respectivos tratamientos se prepararon *in situ* para aplicación en el mismo día. Se aplicaron los tratamientos por 17 semanas. De la semana 1 a 10 se aplicaron dos veces por semana 200 mL (para un total de 400 mL/semana), por planta, del respectivo tratamiento. A partir de la semana 11 a 17 se aplicaron dos veces por semana 400 mL (para un total de 800 mL/semana) por planta. En los días sin aplicaciones de soluciones nutritivas se realizó riego con agua destilada deionizada en la misma cantidad aplicada dependiendo de la semana para evitar concentración de sales. Luego de finalizado el ensayo, se realizó un segundo ensayo para confirmar resultados.

Tabla 6.1. Composición de las soluciones minerales empleadas para generar deficiencia absoluta de N, P, K, Ca, Mg, B y Zn, en plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) en estado vegetativo.

Tratamientos (mL a utilizar de las soluciones <i>stock</i> para llevar a volumen final de 200 mL)									
Fuente	Masa molar (g/mol)	Control	Sin N	Sin P	Sin K	Sin Ca	Sin Mg	Sin B	Sin Zn
CO(NH ₂) ₂	60,1	0,005	0,00	0,005	3,122	0,005	0,005	0,005	0,005
Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O	236,1	0,265	0,00	0,794	0,265	0,00	0,212	0,212	0,212
MgSO ₄ ·7H ₂ O	246,5	0,279	0,279	0,279	0,279	0,279	0,00	0,279	0,279
FeSO ₄ ·7H ₂ O	278,0	0,007	0,009	0,007	0,007	0,007	0,007	0,007	0,007
MnSO ₄ ·H ₂ O	169,0	0,018	0,018	0,018	0,018	0,018	0,018	0,018	0,018
H ₃ BO ₃	61,8	0,014	0,014	0,014	0,014	0,014	0,026	0,00	0,026
CuSO ₄ ·5H ₂ O	249,7	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,010	0,001
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	287,6	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004	0,00
CaSO ₄ ·2H ₂ O	172,2	0,200	0,200	0,290	0,200	0,00	0,599	0,200	0,200
K ₃ PO ₄ ·3H ₂ O	266,3	0,009	0,094	0,00	0,00	0,009	0,009	0,009	0,009
Ca(H ₂ PO ₄) ₂ ·H ₂ O	252,1	0,012	0,012	0,00	0,012	0,00	0,007	0,007	0,007
KNO ₃	101,1	1,855	0,00	1,855	0,00	1,855	4,204	4,204	4,204
KCl	74,6	3,353	3,353	3,521	0,00	0,00	3,521	0,00	0,00

Nota: Soluciones modificadas con base en soluciones *stock* (Hoagland & Arnon, 1950) y en los requerimientos nutricionales reportados para la especie (Lizarazo *et al.*, 2013a, b). Control se refiere a la solución completa con todos los nutrientes minerales incluidos.

Fuente: elaboración propia con base en los autores citados.

Durante los tratamientos, se llevó registro fotográfico de la aparición de algún síntoma visual como clorosis, necrosis, oscurecimiento, deformación de hojas, entre otros. Al final del experimento, 68 días después del inicio de tratamientos, se tomaron cuatro plantas por tratamiento, se midió la longitud de tallo y raíz principal de la planta, y se registró el número de hojas. Se separó raíz, tallo y hojas para secar a 80 °C por 48 h y estimar la materia seca, a partir de la cual se calculó el índice de área foliar específica (AFE, $\text{cm}^2 \cdot \text{g}^{-1}$, definida como grosor relativo de la hoja y que representa la superficie foliar por gramo de hoja), la relación de área foliar (RAF, $\text{cm}^2 \cdot \text{g}^{-1}$, definida como la relación entre el área foliar total de la planta y el peso seco total) (Hoyos, Rodríguez, Cárdenas-Hernández, & Balaguera-López, 2009) y la relación raíces/tallo. El área foliar se determinó a partir de captura de imágenes y se analizó por medio del programa Image J (Image Processing and Analysis in Java, desarrollado por National Institutes of Health).

Sintomatología visual por efecto de déficit de nutriente mineral

Nitrógeno (N)

Con la deficiencia de nitrógeno (figura 6.1) se observó reducción del crecimiento de la planta (longitud del tallo y tamaño de las hojas); además, las hojas maduras desarrollan clorosis y se extiende a las hojas jóvenes, como se ha reportado en curuba (Lizarazo *et al.*, 2013a; Cabezas & Sánchez, 2008) y uchuva (Martínez, Sarmiento, Fischer, & Jiménez, 2009). En condiciones de deficiencia, se presenta clorosis generalizada en las hojas (principalmente en hojas viejas), reducción en la expansión de la hoja, menor área foliar, desarrollo lento de órganos y tallos delgados debido a un bajo rendimiento fotosintético (Taiz & Zeiger, 2010; Fageria, 2009). La deficiencia de nitrógeno restringe el crecimiento de todos los órganos de la planta, que se evidencia en el amarillamiento de las hojas y palidez general de la planta (Barker & Pilbean, 2007).

Fósforo (P)

En el caso de las plantas bajo deficiencia de P (figura 6.2) no se observó el síntoma típico en hojas de coloración verde oscuro con abultamientos en la zona intervenal, como se reportó en granadilla (Miranda, Moreno, & Carranza, 2015). Se observó clorosis marginal de las hojas y necrosis en el borde. Las hojas exhibieron textura rugosa. Se evidenció un patrón de clorosis (moteo) en hojas de la parte media de la planta (figura 6.2b). Se ha reportado que las deficiencias de fósforo resultan en la acumulación de carbohidratos en las hojas

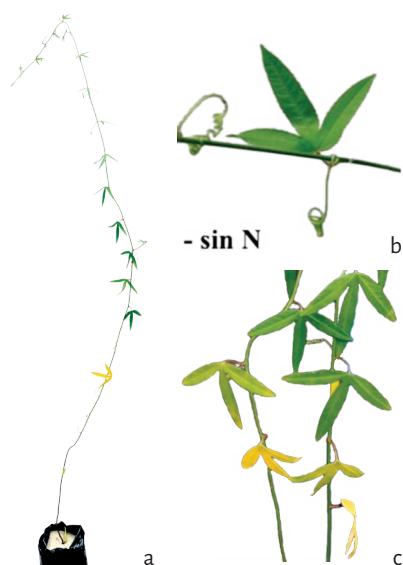


Figura 6.1. Plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de nitrógeno durante 17 semanas. a) planta completa; b) hoja del tercio medio; c) hojas basales. Número de plantas evaluadas n = 10. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.



Figura 6.2. Plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de fósforo durante 17 semanas. a) planta completa; b) hoja del tercio medio; c) hojas basales. Número de plantas evaluadas n = 10. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.

y raíces, y modificación de la relación de la biomasa parte aérea/raíces (Zhao *et al.*, 2015), porque hay alto crecimiento de raíces y pelos radicales laterales.

Potasio (K)

Se observa sobre la lámina foliar un pequeño moteado o zonas cloróticas hacia la zona de la nervadura central, que progresivamente se extiende a los bordes (figura 6.3), similar a lo reportado para maracuyá (Mendoza-Freitas, Monnerat, P., Cordeiro de Carvalho, & Da Silva-Vasconcellos, 2011). También se presenta pérdida de rigidez y doblamiento de las hojas. El desbalance por K genera retraso en el crecimiento, hojas viejas con clorosis y necrosis en los márgenes de las hojas; además, la deficiencia en este nutriente mineral afecta procesos de síntesis de azúcares y lípidos (Barker & Pilbeam, 2007).

Calcio (Ca)

Bajo deficiencia de Ca las plantas de curuba presentaron reducción en el crecimiento, tallos delgados, deformación y entorchamiento de las láminas foliares (figura 6.4). Resultados similares se reportaron en maracuyá, en que se observó deformación de los bordes de las hojas y necrosis (Mendoza-Freitas *et al.*, 2011). La deficiencia de este elemento en las plantas se evidencia por la presencia de necrosis en las regiones meristemáticas jóvenes (raíces y hojas), en que la división celular y formación de paredes celulares son mucho más rápidas (Taiz & Zeiger, 2010).

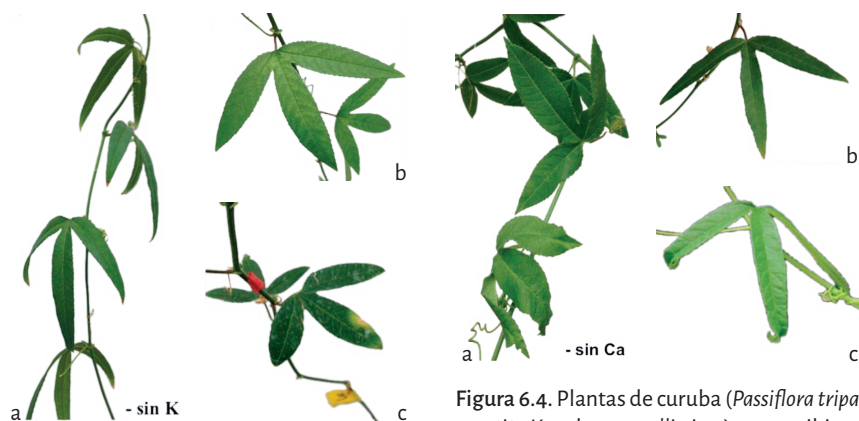


Figura 6.3. Plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de potasio durante 17 semanas. a) hojas del tercio medio; b) hojas apicales; c) hojas basales. Número de plantas evaluadas $n = 10$. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Figura 6.4. Plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de calcio durante 17 semanas. a) malformaciones en hojas; b) necrosis en las puntas de las hojas; c) entorchamiento de las láminas foliares. Número de plantas evaluadas $n = 10$. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Magnesio (Mg)

Con deficiencia de Mg se observa clorosis intervenal de las hojas (figura 6.5). La clorosis comienza desde el ápice o parte intervenal de la hoja y avanza hacia los bordes. Este comportamiento de clorosis en hojas maduras se ha reportado en

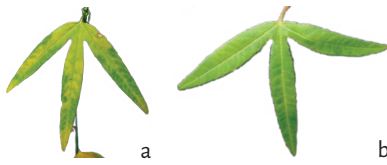


Figura 6.5. Plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de magnesio durante 17 semanas. a) moteados en hojas; b) clorosis. Número de plantas evaluadas n = 10. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

otras especies comerciales de *Passiflora* (Mendoza-Freitas *et al.*, 2011; Miranda *et al.*, 2015). Lizarazo *et al.* (2013b) reportaron que en curuba incluso se forman áreas con necrosis en los bordes de la lámina foliar y se observan también en hojas jóvenes. El primer síntoma del desbalance de Mg es la clorosis, además de la acumulación de almidón en las hojas, asociada a la reducción en la translocación de carbohidratos desde las hojas (fuente) a los vertederos (Barker & Pilbeam, 2007).

Micronutrientes

Boro (B)

Con deficiencia de B se evidencia en las hojas malformación (figura 6.6), ya que este microelemento está involucrado en la estructura de la pared celular (Martínez *et al.*, 2009). También se presenta malformación del meristemo apical (figura 6.6b), como se ha reportado en otras especies como tomate (Uraguchi, Kato, Hanaoka, Miwa, & Fujiwara, 2014) y *Ricinus communis* (Da Silva, Da Silva, De Souza, Monteiro, & Cavalcante, 2015). Se resalta la importancia de este micronutriente en el crecimiento y desarrollo de cultivares de *Passiflora* (Da Silva *et al.*, 2015), así como en la etapa reproductiva (Quiroga-Ramos, Fischer, & Melgarejo, 2018). Dentro de las deficiencias por boro se reporta la inhibición rápida de la elongación y crecimiento de la raíz, y desbalance en la síntesis de azúcares, disminuyendo su concentración (Barker & Pilbeam, 2007; Ruuhola, Leppänen, Julkunen, Rantala, & Lehto, 2011).

Zinc (Zn)

Las plantas con deficiencia de Zn (figura 6.7) presentaron síntomas leves, como reducción del tamaño de las hojas y clorosis en las hojas maduras. Cuando se presenta deficiencia por zinc se reduce la capacidad fotosintética de la planta, disminución de la concentración de CO₂ intercelular y de la conductancia estomática (Barker & Pilbeam, 2007). También se reporta necesario para la producción de clorofilas y formación de carbohidratos (Marschner, 2012).



Figura 6.6. Plantas de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de boro durante 17 semanas. a) planta completa; b) hojas apicales; c) hojas del tercio medio. Número de plantas evaluadas n = 10. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

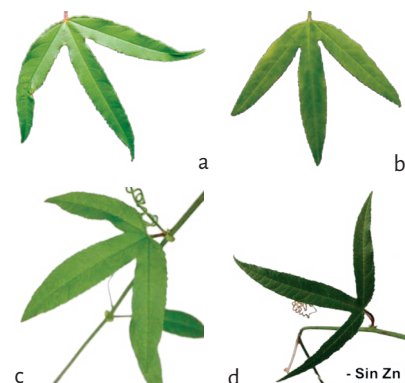


Figura 6.7. Plantas de curuba (*P. tripartita* Kunth var. *mollissima*) que recibieron la solución nutritiva sin aporte de zinc durante 17 semanas. a) entorchamiento leve; b) y d), moteados en hojas; c) clorosis leve. Número de plantas evaluadas n = 10. Fotos tomadas por Natalia Rodríguez; Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Efecto en el crecimiento por déficit de nutrientes minerales

En los tratamientos con deficiencia de macronutrientes se redujo el número de hojas, en algunos casos en cerca del 50 % con respecto al control. Esta reducción también se evidenció en la longitud del tallo en estos mismos tratamientos, al igual que en el tratamiento sin B y ligeramente en el tratamiento sin Zn. La longitud de la raíz principal disminuyó en todos los tratamientos con deficiencias (tabla 6.2).

Se observó reducción del peso fresco de raíces, tallo y hojas en plantas con deficiencia de macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg) y de boro (B), comparado con el control (tabla 6.3), mientras que en plantas deficientes de zinc (Zn) no hubo reducción. Un comportamiento similar se evidenció con los pesos secos (tabla 6.3). Se ha reportado que una mayor biomasa en raíces podría estar relacionado con una mayor expansión radical bajo condiciones limitadas por agua y nutrientes (Lizarazo *et al.*, 2013a).

Tabla 6.2. Número de hojas, área foliar y longitud de tallo y raíz principal de plantas de curuba (*P. tripartita* Kunth var. *mollissima*) con deficiencia de macronutrientes, boro y zinc, bajo condiciones de invernadero, a las 17 semanas de tratamiento.

Tratamiento	Número de hojas	Área foliar (cm ²)	Longitud raíz principal (cm)	Longitud tallo (cm)
Control	24,3 ± 2,2	3157,3 ± 7,8	33,7 ± 7,6	284,2 ± 39,4
Sin N	11,3 ± 4,3	1168,4 ± 8,5	31,3 ± 11,1	202,8 ± 4,5
Sin P	15,8 ± 1,3	1780,5 ± 21,1	25,3 ± 4,3	189,7 ± 59,5
Sin K	20,3 ± 2,1	3047,0 ± 7,3	21,6 ± 5,6	256,3 ± 33,7
Sin Ca	21 ± 4,2	3512,0 ± 21,0	25 ± 4,6	254,2 ± 29,7
Sin Mg	22,8 ± 6,1	3803,0 ± 28,9	29,8 ± 3,4	231,8 ± 17,1
Sin B	24,5 ± 5,8	1642,6 ± 30,9	23,4 ± 5,5	188,8 ± 36,6
Sin Zn	26 ± 7,5	3362,4 ± 7,6	26,2 ± 4,3	263,3 ± 21,7

Nota: Media ± Desviación estándar (n = 4).

Fuente: elaboración propia.

Tabla 6.3. Peso fresco (PF) y peso seco (PS) de raíces, tallo y hojas de plantas de curuba (*P. tripartita* Kunth var. *mollissima*) con deficiencia de macronutrientes, boro y zinc, bajo condiciones de invernadero a las 17 semanas de tratamiento.

Tratamiento	PF raíces (g)	PF tallo (g)	PF hojas (g)	PS raíces (g)	PS tallo (g)	PS hojas (g)
Control	13,0 ± 3,6	18,05 ± 2,6	6,22 ± 0,3	2,06 ± 0,4	5,62 ± 1,0	2,0 ± 0,7
Sin N	8,80 ± 2,4	9,21 ± 0,4	1,44 ± 0,7	1,48 ± 0,4	3,02 ± 0,3	0,41 ± 0,2
Sin P	14,0 ± 2,8	9,95 ± 1,5	3,58 ± 1,6	2,64 ± 1,0	3,09 ± 0,4	0,81 ± 0,1
Sin K	16,4 ± 2,8	15,06 ± 3,4	5,50 ± 1,3	1,54 ± 0,5	4,37 ± 0,9	1,69 ± 0,1
Sin Ca	11,08 ± 2,7	12,53 ± 1,87	6,03 ± 0,3	1,92 ± 0,4	4,65 ± 1,0	1,42 ± 0,4
Sin Mg	12,40 ± 3,2	13,70 ± 2,0	5,11 ± 1,1	1,96 ± 0,5	4,41 ± 1,1	1,36 ± 0,3
Sin B	12,76 ± 6,5	10,81 ± 3,3	3,82 ± 0,9	2,09 ± 0,8	3,53 ± 1,2	1,04 ± 0,3
Sin Zn	16,74 ± 7,1	17,58 ± 0,9	7,33 ± 1,9	2,48 ± 1,1	4,94 ± 0,2	1,65 ± 0,4

Nota: Media ± Desviación estándar (n = 4).

Fuente: elaboración propia.

Sin embargo, también podría ser una estrategia de adaptación frente a la deficiencia de nutriente mineral. Comparando las tablas 6.2 y 6.3, se observa que en tratamientos sin Ca y sin Mg hay mayor área foliar que en el tratamiento control (tabla 6.2). Una mayor área foliar (tabla 6.2, sin Ca y sin Mg) estará relacionada con que la hoja se vuelva más delgada, no desarrolle tantas capas de mesófilo y no acumule tanta masa, lo que se confirma porque en estos tratamientos se observa bajo peso seco de hojas (tabla 6.3, sin Ca y sin Mg); es decir, las hojas sin Ca y sin Mg se expanden y se vuelven delgadas, lo que sugiere algún tipo de adaptación.

El área foliar específica (AFE) fue mayor en las plantas bajo deficiencia de N, Ca, Mg y Zn, y menor en P, respecto del control (tabla 6.4). La relación área foliar (RAF) fue mayor bajo deficiencia de K, Ca, Mg y Zn, y menor bajo N, P y B, comparado con el control. La relación raíces/parte aérea fue mayor bajo deficiencia de N, P y B, comparado con el control (tabla 6.4).

Tabla 6.4. Área foliar específica (AFE), definida como grosor relativo de la hoja y que representa la superficie foliar por gramo de hoja. Relación área foliar (RAF), definida como la relación entre el área foliar total de la planta y el peso seco total. Relación peso seco raíces/peso seco parte aérea de plantas de curuba (*P. tripartita* Kunth var. *mollissima*) con deficiencia de macronutrientes, boro y zinc, bajo condiciones de invernadero a las 17 semanas de tratamiento.

Tratamiento	AFE (cm ² /g)	RAF (cm ² /g)	Raíces PS / Parte aérea PS
Control	1724,8 ± 606,8	332,7 ± 49,3	0,27 ± 0,04
Sin N	2721,7 ± 1163,3	225,4 ± 132,3	0,43 ± 0,1
Sin P	220,55 ± 15,8	277,3 ± 39,6	0,67 ± 0,2
Sin K	1801,6 ± 441,2	416,2 ± 133,4	0,25 ± 0,04
Sin Ca	2626,5 ± 807,1	446,6 ± 71,4	0,33 ± 0,1
Sin Mg	2862,3 ± 1079,1	492,1 ± 121,8	0,34 ± 0,1
Sin B	1606,4 ± 161,4	250,1 ± 31,8	0,50 ± 0,3
Sin Zn	2066,0 ± 308,9	370,4 ± 47,5	0,37 ± 0,1

Nota: Media ± Desviación estándar (n = 4).

Conclusiones

Con el presente trabajo se concluyó que el déficit de cualquier nutriente en la planta causa disminución en procesos como el crecimiento y desarrollo, que además se evidencia por la sintomatología visual específica para la especie. Es así que los resultados obtenidos aportan al conocimiento para el manejo del cultivo de curuba, en especial en la etapa vegetativa, base para la siguiente etapa fenológica.

Referencias bibliográficas

- Arbona, V., & Gómez-Cardenas, A. (2012). Antioxidant System in Citrus Under Nutrient Stress Conditions: Latest Development. En A. Kumar (Ed.), *Advances in Citrus Nutrition* (pp. 13-24), 1.^a edición. Springer. doi:10.1007 / 978-94-007-4171-3_2
- Barker, A. V., & Pilbeam, D. J. (2007). *Handbook of Plant Nutrition*, 1.^a edición. Boca Ratón, EE. UU.: CRC Press.
- Cabezas, M., & Sánchez, A. (2008). Efecto de las deficiencias nutricionales en la distribución de la materia seca en plantas de vivero de curuba (*Passiflora mollissima* Bailey). *Agronomía Colombiana*, 26(1), 197-204.
- Da Silva, R., Da Silva, J. G., De Souza, M. A., Monteiro, M., & Cavalcante, I. (2015). Nutrient Concentrations and Leaf Chlorophyll of Yellow Passion Fruit Seedlings as a Function of Substrate Composition and Boron. *Journal of Plant Nutrition*, 38(13), 1984-1994. doi:10.1080/01904167.2015.1061545
- Espinal-Ruiz, M., Restrepo-Sánchez, L. P., Narváez-Cuenca, C. E., & McClements, D. (2016). Impact of pectin properties on lipid digestion under simulated gastrointestinal conditions: Comparison of citrus and banana passion fruit (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*) pectins. *Food Hydrocolloids*, 52(2), 329-342. doi:10.1016/j.foodhyd.2015.05.042
- Fageria, N. K. (2009). *The use of nutrients in crop plants*. Boca Ratón, EE. UU.: CRC Press.
- Guerrero, E., Potosí, C., Melgarejo, L. M., & Hoyos-Carvajal, L. (2012). Manejo agronómico de gulupa (*Passiflora edulis* Sims) en el marco de las buenas prácticas agrícolas (BPA). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de gulupa (Passiflora edulis Sims)* (p. 123-144). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.

- Hoagland, D. R., & Arnon, D. I. (1950). *The water culture method for growing plants without soils*. Berkeley: California Agricultural Experimental Station.
- Hoyos, V., Rodríguez, M., Cárdenas-Hernández, J. F., & Balaguera-López, H. E. (2009). Análisis del crecimiento de espinaca (*Spinacia oleracea* L.) bajo el efecto de diferentes fuentes y dosis de nitrógeno. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 3(2), 175-187. doi:10.17584/rcch.2009v3i2.1211
- Lizarazo, M., Hernández, C., Fischer, G., & Gómez, M. (2013a). Response of the banana passion fruit (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*) to different levels of nitrogen, potassium and magnesium. *Agronomía Colombiana*, 31(2), 184-194.
- Lizarazo, M., Hernández, C., Fischer, G., & Gómez, M. (2013b). Biomasa, parámetros foliares y sintomatología en respuesta a diferentes niveles de manganeso, zinc y boro en curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 7(1), 31-45.
- Malavolta, E. (1994). *Nutrición y fertilización del maracuyá*. Quito: Potafos.
- Marschner, H. (2012). *Mineral Nutrition of Higher Plants*. 3.^a edición. Londres, Reino Unido: Academic Press.
- Martínez, F., Sarmiento, J., Fischer, G., & Jiménez, F. (2009). Síntomas de deficiencia de macronutrientes y boro en plantas de uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Agronomía Colombiana* 27(2), 169-178.
- McCarthy, M. C., & Enquist, B. J. (2007). Consistency between an allometric approach and optimal partitioning theory in global patterns of plant biomass allocation. *Functional Ecology*, 21(4), 713-720. doi:10.1111/j.1365-2435.2007.01276.x
- Mendoza-Freitas, M., Monnerat, P., Cordeiro de Carvalho, A., & Da Silva-Vasconcelos, M. (2011). Síntomas visuais de deficiência de macronutrientes e boro em maracujazeiro-doce. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 33(4), 1329-1341. doi:10.1590/S0100-29452011000400034
- Mendoza, M., Monnerat, P., Phino, L., & Carvalho, A. (2006). Deficiência de macronutrientes e boro em maracujazeiro doce: qualidade dos frutos. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 28(3), 492-496. doi:10.1590/S0100-29452006000300033.
- Mengel, K., Kirkby, E. A., Kosegarten, H., & Appel, T. (2001). Plant Nutrient. En K. Mengel & E. A. Kirkby (Ed.), *Principles of Plant Nutrition* (pp. 1-13), 5.^a edición. Springer. doi:10.1007/978-94-010-1009-2
- Miranda, D., Moreno, N., & Carranza, C. (2015). Un modelo para el manejo de la nutrición en el cultivo de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Granadilla (Passiflora ligularis Juss.): caracterización ecofisiológica del cultivo* (pp. 119-152). Bogotá, Colombia:

Universidad Nacional de Colombia, Corporación Centro de Desarrollo Tecnológico de las Passifloras de Colombia (Cepass).

- Quiroga-Ramos, I. A., Fischer, G., & Melgarejo, L. M. (2018). Efecto de la aplicación foliar de boro en el desarrollo fenológico y cuajado de fruto de *Passiflora edulis* f. *edulis* sims “gulupa” (passifloraceae) en condiciones de campo”. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 12(1), 20-30. doi:10.17584/rcch.2018v12i1.7457.
- Ruuhola, T., Leppänen, T., Julkunen, T., Rantala, M., & Lehto, T. (2011). Boron Fertilization enhances the induced defense of silver birch. *Journal of Chemical Ecology*, 37(5), 460-471. doi:10.1007/s10886-011-9948-x
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2010). Photosynthesis, The light reactions. En L. Taiz & E. Zeiger (Ed.), *Plant physiology* (pp. 111-143), 5.^a edición. Sunderland, EE. UU.: Sinauer Associates Inc.
- Uraguchi, S., Kato, Y., Hanaoka, H., Miwa, K., & Fujiwara, T. (2014). Generation of boron-deficiency-tolerant tomato by overexpressing an *Arabidopsis thaliana* borate transporter AtBOR1. *Frontiers Plant Science*, 125(5), 1-125. doi:10.3389/fpls.2014.00125
- Zhao, Z., Shi, H., Wang, M., Cui, L., Zhao, H., & Zhao, Y. (2015). Effect of nitrogen and phosphorus deficiency on transcriptional regulation of genes encoding key enzymes of starch metabolism in duckweed (*Landoltia punctata*). *Plant Physiology and Biochemistry*, 86, 72-81. doi:10.1016 / j.plaphy.2014.11.007

Cap. 7

Sintomatología de deficiencias de algunos nutrientes minerales en plantas de aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass) en estado vegetativo

Stephany Hurtado Clopatosky¹
Harold Nicholay Díaz Ardila²
Gerhard Fischer³
Diego Miranda Lasprilla⁴
Luz Marina Melgarejo⁵

- ¹ **Stephany Hurtado Clopatosky**
shurtadoc@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera Agrónoma. Profesional de apoyo.
 - ² **Harold Nicholay Díaz Ardila**
hndiaza@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Biólogo. Investigación realizada como parte de entrenamiento en investigación.
 - ³ **Gerhard Fischer**
gfisher@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniero Hortícola. Ph. D. Profesor titular (r).
 - ⁴ **Diego Miranda Lasprilla**
dmirandal@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniero Agrónomo. Ph. D. Profesor asociado.
 - ⁵ **Luz Marina Melgarejo**
lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora titular.
- <https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-7>

Introducción

El aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass) es un cultivo de gran importancia económica. Su mercado mundial está en crecimiento a una razón del 3 % al año. En la actualidad, los principales países consumidores son Estados Unidos, Alemania, Francia, Países Bajos y Reino Unido, que representan una gran oportunidad para el mercado colombiano. En la actualidad, en Colombia hay unas 13.530 ha sembradas en 15 departamentos, siendo los de mayor producción Tolima, Antioquia y Caldas (CBI, 2018; Procolombia, 2017; Agronet, 2017). Este cultivo tropical es de gran interés por su fruto, una baya de alto valor nutritivo, sabor y textura (Hurtado-Fernández *et al.*, 2011; Saavedra, Vásquez, & Mejía, 2012). Además, es considerado un alimento saludable, ya que posee compuestos bioactivos como grasas insaturadas, vitamina E y antioxidantes de origen fenólico (Villa-Rodríguez, Molina-Corral, Ayala-Zavala, Olivas Guadalupe, & González-Aguilar, 2011; Wang, Bostic, & Gu, 2010); también tiene efectos terapéuticos y antibióticos (Cardoso *et al.*, 2016; Guzmán-Rodríguez, López-Gómez, Salgado-Garciglia, Ochoa-Zarzosa, & López-Meza, 2016; Lee *et al.*, 2015).

Para acceder a los mercados internacionales, es necesario tener productos de excelente calidad, pero la nutrición mineral puede convertirse en una limitante. Existen diversos factores que pueden afectar la toma de nutrientes por la planta, como la disponibilidad de agua, la temperatura del suelo, la disponibilidad y solubilidad de los nutrientes minerales, la cantidad de oxígeno en el suelo y el pH; en general, cambios en el pH afectan la solubilidad de los nutrientes (Granja y Covarrubias, 2018; Lovatt, 2013). Las limitaciones para

la toma de nutrientes pueden generar deficiencias nutricionales en las plantas, que afectan el desarrollo, el rendimiento y la calidad de los frutos (Salvo & Lovatt, 2016; Fageria, Baligar, & Jones, 2011; Smith, 2003).

Las plantas necesitan de 17 elementos para poder llevar a cabo sus funciones y reproducción. Estos elementos se conocen como esenciales y cumplen tres premisas: 1) son requeridos por la planta en alguna o en todas las etapas fenológicas, por lo que en ausencia del elemento la planta no puede completar su ciclo de vida; 2) su función no puede ser cumplida por otro elemento, y 3) participan en el metabolismo de la planta (Lovatt, 2013).

Los elementos esenciales se pueden clasificar en cuatro grupos: el primero incluye los componentes principales de la materia orgánica (hidrógeno, carbono, oxígeno, nitrógeno y azufre); el segundo grupo está compuesto por fósforo, boro y silicio, permaneciendo dentro de la planta como aniones, o están unidos a grupos hidroxilo, o pueden estar involucrados en la transferencia de energía; el tercer grupo contiene los elementos que son tomados de la solución del suelo en forma de iones, como potasio, sodio, calcio, magnesio, manganeso y cloro; el cuarto grupo está compuesto por elementos tomados principalmente en forma de quelatos de hierro, molibdeno, cobre y zinc, involucrados en el transporte de electrones (Kirkby, 2012).

Los nutrientes minerales pueden ser obtenidos por las raíces desde la solución del suelo, o se pueden suplementar mediante la aplicación de fertilizantes orgánicos o inorgánicos cuando un elemento esencial no está disponible (Uchida, 2000); por ello, es importante realizar un diagnóstico acerca de la fertilidad del suelo, así como determinar el estado nutricional del cultivo en forma oportuna.

En los estudios de nutrición mineral es importante determinar la sintomatología presentada cuando hay deficiencia de un determinado nutriente, por medio de la técnica del nutriente faltante, porque posteriormente es posible realizar algunas comparaciones con lo que se observa en campo y tomar medidas correctivas a tiempo, con el fin de no perder la calidad de un producto desde temprana edad del cultivo. Por tal razón, el presente trabajo se desarrolló en las instalaciones del departamento de Biología (4°38'24,8"N y 74°04'54,1"W, altitud de 2.630 msnm), de la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Las plantas de aguacate se establecieron bajo condiciones controladas en un invernadero automatizado, con temperatura diurna promedio de 20,3 °C, humedad relativa de 70 %, y radiación fotosintéticamente activa (PAR) de 200 μmol de fotones m^2s^{-1} . El material vegetal provino de un vivero certificado por el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) (Artiplantas 1A), ubicado en el municipio de Fusagasugá, Cundinamarca. Se usó un total de 112 plántulas de aguacate (*P. americana*) de seis meses de edad, cuyo patrón empleado correspondió a cv. tipo guatemalteco y la copa, al cv. Hass.

A las plantas se les lavaron las raíces para evitar el aporte de nutrientes provenientes del sustrato utilizado en el vivero, pasando por cuatro recipientes con agua de grifo durante cinco minutos cada uno, con el fin de retirar partículas de suelo presentes en el sistema radical. La siembra se realizó en bolsas de 60 × 40 cm, con sustrato arena cuarcítica gruesa (1,5 mm) y fina (0,7 mm) en proporción 1:1 (v/v). Los cotiledones se eliminaron manualmente. Las plantas permanecieron durante un periodo de aclimatación de 45 días, bajo polisombra del 30 % de sombrío para permitir la homogeneización del material vegetal y su adaptación a las nuevas condiciones de crecimiento. Durante este periodo, las plantas fueron tratadas con solución completa de Hoagland y Arnon (1950), que se ajustó en proporción según los requerimientos del cultivo (Salazar & Lazcano, 2001). Posteriormente, se realizó riego al sustrato con abundante agua destilada deionizada, para lixiviar los nutrientes aportados con la solución completa durante el periodo de aclimatación y así poder iniciar los tratamientos. El estado fitosanitario del sistema radical y la parte aérea de las plantas se verificó de manera visual, con el fin de asegurar la sanidad del material de siembra.

Una vez terminado el periodo de aclimatación, para generar deficiencias nutricionales se utilizó la técnica del elemento faltante. Se establecieron ocho tratamientos: el primero consistió en la aplicación de una solución completa con todos los nutrientes (control); los otros siete tratamientos corresponden a un aporte nulo de P, N, K, Ca, Mg, B o Zn, respectivamente (tabla 7.1). Por cada tratamiento se tomaron los volúmenes indicados de cada solución 1M (tabla 7.1) y se llevaron a 800 mL con agua destilada deionizada; posteriormente, se adicionó uno a uno la cantidad en gramos de los compuestos KH_2PO_4 , $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$, $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ y $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (tabla 7.1) hasta disolución completa, se ajustó a pH 5,6 y se completó con agua destilada deionizada a volumen final de 1 L. Las fuentes KH_2PO_4 , $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$, $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ y $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ se adicionaron de esta forma, con el fin de evitar su precipitación en la solución final. Los tratamientos de nutrición mineral se aplicaron durante 36 semanas, adicionando durante los primeros tres meses 100 mL por planta; luego, se agregaron 200 mL por planta durante los tres meses subsiguientes y, finalmente, 400 mL por planta hasta el final del ensayo. Las aplicaciones se hicieron dos veces por semana y durante dos o tres días después de la aplicación de la respectiva solución se agregó al sustrato el mismo volumen de agua destilada deionizada utilizado en el tratamiento, con el propósito de evitar la concentración de sales. Igualmente, se midió el pH del sustrato que se registró en pH de 5,6 a 6.

Se describió la sintomatología de las respectivas deficiencias mediante descripción visual. Se determinaron al final del ensayo los siguiente aspectos: peso seco de raíces, peso seco de parte aérea y relación raíces/parte aérea. Luego de terminar el ensayo, se realizó un segundo ensayo para corroborar los resultados.

En la figura 7.1 se muestran las plantas que recibieron el tratamiento de solución completa, caracterizadas por presentar color verde homogéneo en hojas apicales y basales, y raíz con desarrollo normal y abundantes raíces secundarias.

Se registró la sintomatología de deficiencia absoluta de P, N, K, Ca, Mg, B y Zn; sin embargo, solo las plantas con deficiencia de fósforo, nitrógeno, potasio y magnesio presentaron síntomas (figuras 7.2, 7.3, 7.4 y 7.5, respectivamente).

Tabla 7.1. Composición de las soluciones minerales empleadas para generar deficiencia absoluta de P, N, K, Ca, Mg, B, y Zn en plantas de aguacate (*P. americana*) cv. Hass, en estado vegetativo.

Mililitros a utilizar de las soluciones <i>stock</i> 1M									
Fórmula química	Peso molecular	Control	Sin N	Sin P	Sin K	Sin Mg	Sin Ca	Sin B	Sin Zn
NH ₄ NO ₃	80,04	1,43	0,00	0,14	37,13	1,43	31,41	1,43	1,43
KCl	110,00	0,00	16,62	20,46	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
KNO ₃	101,10	76,73	0,00	63,94	0,00	76,73	76,73	76,73	76,73
CaCl ₂	147,02	0,00	44,91	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O	236,15	32,44	0,00	37,43	32,44	32,44	0,00	32,44	32,44
MgCl ₂ ·6H ₂ O	203,30	14,40	14,40	11,11	14,40	0,00	14,40	14,40	14,40
MgSO ₄	120,37	0,00	0,41	0,00	1,65	0,00	0,00	0,00	0,00
K ₂ SO ₄	174,26	4,05	0,00	0,00	0,00	4,05	4,05	4,05	4,05
H ₃ BO ₃	61,83	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,00	0,11
MnCl ₂ ·4H ₂ O	197,91	0,022	0,022	0,022	0,022	0,022	0,022	0,022	0,022
ZnSO ₄	161,47	0,092	0,092	0,092	0,092	0,092	0,092	0,092	0,00
CuSO ₄ ·5H ₂ O	246,69	0,035	0,035	0,035	0,035	0,035	0,035	0,035	0,035
MoO ₃	143,94	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004	0,004
Gramos/Litro de solución									
KH ₂ PO ₄	136,09	0,20	0,42	0,00	0,00	0,20	0,39	0,20	0,20
Ca(H ₂ PO ₄) ₂ ·H ₂ O	252,07	0,16	0,00	0,00	0,37	0,16	0,00	0,16	0,16
CaSO ₄ ·2H ₂ O	172,17	0,00	0,00	0,08	0,04	0,00	0,00	0,00	0,00
FeSO ₄ ·7H ₂ O	278,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02

Nota: Soluciones modificadas con base en soluciones *stock* (Hoagland & Arnon, 1950) y en los requerimientos nutricionales reportados para aguacate (Salazar & Lazcano, 2001). Control se refiere a la solución completa con todos los nutrientes minerales.

Fuente: elaboración propia.



Figura 7.1. Planta juvenil de aguacate (*P. americana* cv. Hass) que recibió solución nutritiva completa. Parte aérea (izquierda), raíz (derecha). Número de plantas evaluadas: n = 14. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de fósforo

Las plantas que crecieron sin suministro de fósforo (figura 7.2) no presentaron síntomas de clorosis; sus hojas permanecieron verdes. Se observó escaso desarrollo de brotes o de hojas nuevas. Barnard, Cillió y Kotzé (1991) indican que los efectos visuales de la deficiencia por P en aguacate no son muy notorios, pero se pueden encontrar coloraciones apagadas o de color bronce en el follaje. Por su parte, la producción de raíces secundarias fue escasa (figura 7.2), ya que el P es necesario para el desarrollo de la raíz (Uchida, 2000).



Figura 7.2. Síntomas de deficiencia de fósforo en plantas juveniles de aguacate (*P. americana* cv. Hass), parte aérea (izquierda), raíz (derecha). Número de plantas evaluadas: n = 14. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
Fuente: elaboración propia.

El P es tomado por la planta principalmente como H_2PO_4^- , HPO_4^{2-} , que da estabilidad a las membranas al hacer parte de los fosfolípidos (Fageria *et al.*, 2011). En su forma inorgánica, el Pi puede actuar como sustrato de reacciones enzimáticas, o se almacena en la vacuola y permite la regulación del Pi citosólico, lo que contribuye a reducir los efectos de la deficiencia de este elemento (Hawkesford *et al.*, 2012).

Deficiencia de nitrógeno

Bajo deficiencia de nitrógeno las plantas presentaron los síntomas más severos con respecto a los demás tratamientos. Se observó clorosis (pérdida del color verde de las hojas) fuerte y generalizada; los tejidos de los bordes y puntas de las hojas comenzaron a secarse y, posteriormente, se dio la abscisión de las hojas basales (figura 7.3). Resultados similares fueron reportados por Lahav, Bar y Kalmar (2008) en aguacate cv. Hass y Fuerte de 8 años de edad, sin suministro de nitrógeno durante un año. Según Granja y Covarrubias (2018), la clorosis se presenta debido a que el contenido de clorofila foliar está estrechamente relacionado con el suministro de nitrógeno en aguacate; además, afecta la absorción del hierro que, a su vez, también altera la concentración de clorofila foliar, lo que explica la clorosis severa en toda la planta.

En el presente trabajo se encontró que el desarrollo de raíces primarias y secundarias (figura 7.3) se vio deprimido bajo condiciones de deficiencia de N, debido a que el nitrógeno por sí solo representa del 1 al 5 % de la materia seca de una planta (Hawkesford *et al.*, 2012). También se ha reportado en otras especies como la albaca que un adecuado suministro de nitrógeno incrementa el desarrollo de raicillas, y su deficiencia puede reducir la longitud de la raíz y su biomasa (Combatt, Pérez, & Jarma-Orozco, 2018).



Figura 7.3. Síntomas de deficiencia de nitrógeno en plantas juveniles de aguacate (*P. americana* cv. Hass), parte aérea (izquierda), raíz (derecha). Número de plantas evaluadas: n = 14. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de potasio

Con la deficiencia de K se observó clorosis leve generalizada, áreas necróticas en las puntas de las hojas y márgenes; también se observó que las hojas bajas presentan flacidez (figura 7.4). Furr, Reece y Gardner (1946) y Novoa, Miranda y Melgarejo (2018) describieron de forma similar la deficiencia de potasio en plantas de aguacate como presencia de tejido muerto de color marrón a rojizo en las venas y márgenes de las hojas. La curvatura de las hojas hacia abajo se ha descrito previamente en tres cultivares de aguacate Hass, Duke y G755 (Barnard *et al.*, 1991), que puede estar relacionada con la pérdida de turgencia de las hojas, debido al papel del K^+ en la regulación osmótica de células y tejidos, y a su participación en el movimiento estomático a nivel de las células guarda (Marschner, 1995). También se ha reportado que la deficiencia de K puede generar una reducción en el número de hojas y el área foliar en plantas de aguacate cv. Hass (Novoa *et al.*, 2018).



Figura 7.4. Síntomas de deficiencia de potasio en plantas juveniles de aguacate (*P. americana* cv. Hass), parte aérea (izquierda), raíz (derecha). Número de plantas evaluadas: $n = 14$. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de magnesio

Las plantas crecidas bajo deficiencias de magnesio presentaron desarrollo abundante de raíces secundarias. En la parte aérea, las hojas bajas mostraron clorosis fuerte, mientras las hojas jóvenes mostraron clorosis intervenal leve (figura 7.5). Resultados similares fueron encontrados por Barnard *et al.* (1991) en cv. Hass sobre Duke 7 y G755. Esto ocurre porque, bajo deficiencia de Mg, en las hojas maduras comienza a darse degradación de proteínas estructurales de los tilacoides. El Mg en la planta se encuentra principalmente soluble en agua (65 al 91 %),



Figura 7.5. Síntomas de deficiencia de magnesio en plantas juveniles de aguacate (*P. americana* cv. Hass), parte aérea (izquierda), raíz (derecha). Número de plantas evaluadas: n=14. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

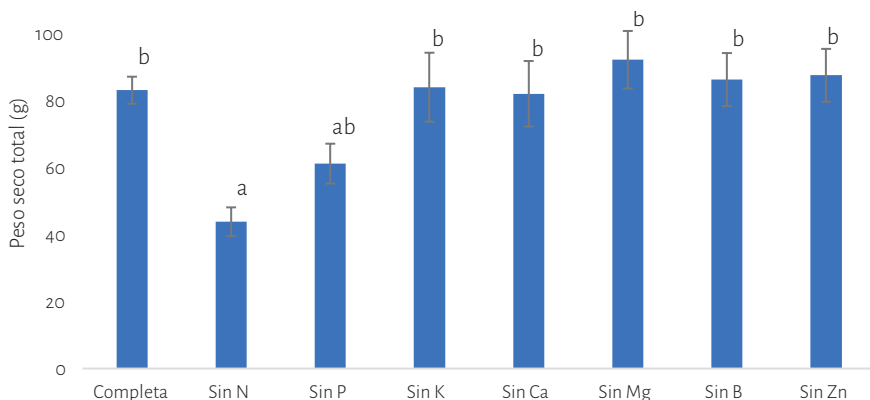
Fuente: elaboración propia.

en que actúa como regulador del pH en el citosol, del balance catión-anión en la vacuola y de la turgencia de las células; una proporción del 5 al 10 % del magnesio en la planta está ligado a la pectina en las hojas y otra pequeña proporción participa en la síntesis de proteínas, ya que actúa como puente para la asociación de las subunidades del ribosoma (Hawkesford *et al.*, 2012).

Comparando los parámetros fisiológicos evaluados al final del experimento (gráfica 7.1), se observó que la menor acumulación de materia seca se presenta en los tratamientos sin aporte de nitrógeno y fósforo, con una reducción del 63 y 49 %, respectivamente, de materia seca en relación con el control (solución completa). En otras especies se ha reportado que la deficiencia de nitrógeno y fósforo puede ser más limitante para la acumulación de biomasa (Dussán, Villegas & Miranda, 2016; Cabezas & Sánchez, 2008; Castaño, Morales, & Obando, 2008), debido a que estos elementos son los más requeridos por las plantas, además de ser elementos esenciales (Hawkesford *et al.*, 2012). Sin embargo, las plantas que crecieron bajo deficiencias de K, Ca, Mg, B y Zn presentaron acumulación de masa seca total similar a las plantas que recibieron la solución completa.

Para los tratamientos sin aplicación de Ca, Mg y Zn, la raíz presentó mayor acumulación de biomasa que la parte aérea (tabla 7.2); esta respuesta se ha reportado en otras especies como la curuba (*Passiflora tripartita*) sometida a déficit de Mg, en la que se vio favorecido el llenado de la raíz (Cabezas & Sánchez, 2008).

Por su parte, la deficiencia de potasio no generó disminución de acumulación de biomasa total, foliar o radical. Resultados similares se han reportado en otras especies como la palma de aceite, en la que la deficiencia de potasio no tuvo influencia sobre el peso seco foliar, aunque sí sobre el área foliar (Santana-Rojas, Cayón-Salinas, & Torres-Bazurto, 2015).



Gráfica 7.1. Acumulación de biomasa en peso seco total para plantas de aguacate cv. Hass, crecidas en soluciones nutritivas con un elemento faltante. Las barras verticales indican el error estándar (n = 14). Medias con letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$). Fuente: elaboración propia.

Tabla 7.2. Acumulación de biomasa en peso seco para plantas de aguacate cv. Hass crecidas con soluciones nutritivas con un elemento faltante y solución completa.

Tratamiento	Peso seco raíces (g)	Peso seco parte aérea (g)	Relación raíces/parte aérea
Completa	41,24 ± 12,96 ab	41,79 ± 5,63 b	0,99
Sin N	22,38 ± 11,34 a	21,41 ± 6,17 a	1,05
Sin P	30,03 ± 11,52 ab	31,11 ± 13,48 ab	0,97
Sin K	41,88 ± 22,06 b	42,07 ± 16,53 b	1,00
Sin Ca	41,82 ± 18,10 b	40,17 ± 20,74 b	1,04
Sin Mg	45,80 ± 18,24 b	46,35 ± 17,45 b	0,99
Sin B	40,32 ± 16,43 ab	45,91 ± 15,51 b	0,88
Sin Zn	43,19 ± 17,44 b	44,31 ± 16,65 b	0,97

Nota: Medias (n = 14) con letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$). Fuente: elaboración propia.

Conclusiones

Se encontró que las deficiencias de elementos mayores, evaluados en las plantas de aguacate, presentaron síntomas característicos; por su parte, las plantas sometidas a deficiencia de boro y zinc no presentaron cambios visibles en relación con las plantas que recibieron la solución completa. Las deficiencias

de nitrógeno y fósforo afectaron la acumulación de biomasa tanto aérea como radical, indicando que el aporte inadecuado de nutrientes afecta el normal desarrollo de las plantas y limita su potencial. En general, se observa que la descripción de síntomas por efecto del nutriente faltante permite identificar problemas de nutrición que, junto con herramientas como el análisis de suelos y foliar, llevará a mejor toma de decisiones para el manejo nutricional de las plantas en busca de mayor productividad y calidad.

Referencias bibliográficas

- Agronet. (2017). *Estadísticas de área, producción y rendimiento nacional por cultivo "aguacate". Evaluaciones agropecuarias municipales-EVA- Oficina de planeación y prospectiva- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural*. Recuperado de <http://www.agronet.gov.co/estadistica/Paginas/default.aspx>
- Barnard, R. O., Cillié, G. E., & Kotzé, J. M. (1991). Deficiency symptoms in avocados. *South African Avocado Growers' Association Yearbook*, 14, 67-71. doi:10.1.1.604.5212
- Cabezas, M., & Sánchez, C. A. (2008). Efecto de las deficiencias nutricionales en la distribución de la materia seca en plantas de vivero de curuba (*Passiflora mollissima* Bailey). *Agronomía Colombiana*, 26(2), 197-204.
- Cardoso, P. F., Scarpassa, J. A., Preto-Giordano, L. G., Otaguiri, E. S., Yamada-Ogatta, S. F., . . . Vilas-Bôas, G. T. (2016). Antibacterial activity of avocado extracts (*Persea americana* Mill.) against *Streptococcus agalactiae*. *Phyton, International Journal of Experimental Botany*, 85, 218-224.
- Castaño, C. A., Morales, C. S., & Obando, F. H. (2008). Evaluación de las deficiencias nutricionales en el cultivo de la mora (*Rubus glaucus*) en condiciones controladas para bosque montano bajo. *Agronomía*, 16(1), 75-88.
- CBI. (2018). *Exporting fresh avocados to Europe*. Centre for the Promotion of Imports from Developing Countries. Recuperado de <https://www.cbi.eu/market-information/fresh-fruit-vegetables/avocados/europe/>
- Combatt, C., Pérez, J. D., & Jarma-Orozco, A. (2018). Efecto del nitrógeno y el potasio sobre el intercambio gaseoso y la distribución de biomasa en albahaca (*Ocimum basillicum* L). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícola*, 12(1), 192-201. doi:10.17584/rcch.2018v12i1.7871
- Dussán, S. L., Villegas, D. A., & Miranda, D. (2016). Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L.) var. ICA Palmira II en

- fase de vivero. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 10(1), 40-52. doi:10.17584/rcch.2016v10i1.4277
- Fageria, N. K., Baligar, V. C., & Jones, C. A. (2011). *Growth and Mineral Nutrition of Field Crops*, 3.^a edición. Londres, Reino Unido: Taylor and Francis Group.
- Furr, J. R., Reece, P. C., & Gardner, F. E. (1946). Symptoms exhibited by avocado trees grown in outdoor sand cultures deprived of various mineral nutrients. *Florida State Horticultural Society*, 59, 138-145.
- Granja, F., & Covarrubias, J. I. (2018). Evaluation of acidifying nitrogen fertilizers in avocado trees with iron deficiency symptoms. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 18(1), 157-172. doi:10.4067/S0718-95162018005000702
- Guzmán-Rodríguez, J. J., López-Gómez, R., Salgado-Garciglia, R., Ochoa-Zarzosa, A., & López-Meza, J. E. (2016). The defensin from avocado (*Persea americana* var. *drymifolia*) induces apoptosis in the human breast cancer cell line MCF-7. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, 82, 620-627. doi:10.1016/j.biopha.2016.05.048
- Hawkesford, M., Horst, W., Kichey, T., Lambers, H., Schjoerring, J., . . . White, P. (2012). Functions of macronutrients. En P. Marschner (Ed.), *Mineral Nutrition of Higher Plants* (pp. 135-189). Elsevier Ltd. doi:10.1016/B978-0-12-384905-2.00006-6
- Hoagland, D. R., & Arnon, D. I. (1950). The water-culture method for growing plants without soil. *Circular California Agricultural Experiment Station*, 347(2), 4-32. Recuperado de watercultureme3450hoag
- Hurtado-Fernández, E., Pacchiarotta, T., Gómez-Romero, M., Schoenmaker, B., Derks, R., . . . Fernández-Gutiérrez, A. (2011). Ultra high performance liquid chromatography-time of flight mass spectrometry for analysis of avocado fruit metabolites: Method evaluation and applicability to the analysis of ripening degrees. *Journal of Chromatography*, 1218(42), 7723-7738. doi:10.1016/j.chroma.2011.08.059
- Kirkby, E. (2012). Introduction, definition and classification of nutrients. En P. Marschner (Ed.), *Mineral Nutrition of Higher Plants* (pp. 3-6). Elsevier Ltd. doi:10.1016/B978-0-12-384905-2.00001-7
- Lahav, E., Bar, Y., & Kalmar, D. (2008). Effect of nitrogenous fertilization on the annual variations in nutrients in avocado leaves. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 21(13-16), 1353-1365. doi:10.1080/00103629009368309
- Lee, E. A., Angka, L., Rota, S. G., Hanlon, T., Mitchell, A., Spagnuolo, P. A. (2015). Targeting mitochondria with avocatin B induces selective leukemia cell death. *Cancer Research*, 75(12), 2478-2488. doi:10.1158/0008-5472.CAN-14-2676.

- Lovatt, C. (2013). Hass avocado nutrition research in California. *Avocado Society Yearbook*, 96, 74-105.
- Marschner, H. (1995). Functions of mineral nutrients: Macronutrients. En H. Marschner (Ed.), *Mineral Nutrition of Higher Plants* (pp. 229-299), 2.^a edición. Cambridge, EE. UU.: Academic Press.
- Novoa, M. A., Miranda, D., & Melgarejo, L. M. (2018). Efecto de las deficiencias y excesos de fósforo, potasio y boro en la fisiología y el crecimiento de plantas de aguacate (*Persea americana*, cv. Hass). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 12(2), 293-307. doi:10.17584/rcch.2018v12i2.8092
- Procolombia. (2017). *El mercado del aguacate en Estados Unidos*. Recuperado de <http://www.procolombia.co/memorias/acceso-y-oportunidades-para-la-exportacion-del-aguacate-hass-al-mercado-de-estados-unidos-0>
- Saavedra, R., Vásquez, H. D., & Mejía, E. (2012). Aguacate (*Persea americana* Mill.). En G. Fischer (Ed.), *Manual para el Cultivo de Frutales en el Trópico* (pp. 319-348). Bogotá, Colombia: Produmedios.
- Salazar, S., & Lazcano, I. (2001). Identifying fruit mineral removal differences in four avocado cultivars. *Better Crops International*, 15(1), 28-31.
- Salvo, J. E., & Lovatt, C. J. (2016). Nitrogen fertilization strategies for the 'Hass' avocado that increase total yield without reducing fruit size. *HortTechnology*, 26(4), 426-435. doi:10.21273/HORTTECH.26.4.426
- Santana-Rojas, J. A., Cayón-Salinas, D. G., & Torres-Bazurto, J. (2015). Efecto de la deficiencia de potasio sobre parámetros foliares de palma de aceite. *Palmas*, 36(4), 31-37. Recuperado de <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/download/11643/11635/>
- Smith, T. E. (2003). *Boron nutrition of Hass avocado* (*Persea americana* Mill.), tesis de doctorado. The University of Queensland, Brisbane, Australia.
- Uchida, R. (2000). Essential nutrients for plant growth: nutrient functions and deficiency symptoms. En J. A. Silva & R. Uchida (Eds.), *Plant nutrient management in Hawaii's soils* (pp. 31-55). Hawaii, EE. UU.: University of Hawaii at Manoa.
- Villa-Rodríguez, J. A., Molina-Corral, F. J., Ayala-Zavala, J. F., Olivas Guadalupe, I., & González-Aguilar, G. A. (2011). Effect of maturity stage on the content of fatty acids and antioxidant activity of 'Hass' avocado. *Food Research International* 44(5), 1231-1237. doi:10.1016/j.foodres.2010.11.012
- Wang, W., Bostic, T. R., & Gu, L. (2010). Antioxidant capacities, procyanidins and pigments in avocados of different strains and cultivars. *Food Chemistry*, 122(4), 1193-1198. doi:10.1016/j.foodchem.2010.03.114

Cap. 8

Sintomatología por deficiencias de nutrientes minerales en tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) en estado vegetativo

Claudia Helena Ramírez Soler¹
Sara María Cruz Ospina²
Harold Nicholay Díaz Ardila³
Stanislav Magnitskiy^{4*}
Luz Marina Melgarejo^{5*}

- ¹ **Claudia Helena Ramírez Soler**
chramirezs@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Facultad de Ciencias, y Laboratorio de Fisiología Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera Agrónoma. M. Sc. Investigación realizada como parte de tesis de maestría.
- ² **Sara María Cruz Ospina**
samcruzos@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera Agrónoma. Investigación realizada como parte del trabajo de grado.
- ³ **Harold Nicholay Díaz Ardila**
hndiaza@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Biólogo. Investigación realizada como parte de entrenamiento en investigación.
- ^{4*} **Stanislav Magnitskiy**
svmagnitskiy@unal.edu.co. Departamento Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Agrónomo. Ph. D. Profesor Asociado.
- ^{5*} **Luz Marina Melgarejo**
lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Titular.
- <https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-8>

Introducción

El tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), conocido también como tamarillo, pertenece a la familia Solanaceae, al igual que el tomate de mesa, papa, uchuva y lulo. Es una planta originaria de los bosques Andinos del sur de Bolivia y norte de Argentina (García-Álzate, Navia-Estrada, & Castillo-Franco, 2001).

El tomate de árbol es una planta perenne que alcanza alrededor de los 2 a 5 m de altura en estado natural; presenta tallo semileñoso que se ramifica en la parte de la copa. Además, posee frutos tipo baya, bilocular y ovoide, que varían de color según el ecotipo (amarillo o rojo) (Bernal & Tamayo, 2003). La producción inicia entre los 12 y 14 meses después de la siembra. El manejo agronómico del cultivo determina su fase productiva (Bernal & Tamayo, 2003). Las distancias de siembra más usadas en este cultivo son 2×2 y $3,5 \times 3,5$ m en triángulo, con una densidad de siembra de 2.500 y 1.100 plantas por hectárea (Cámara de Comercio de Bogotá [CCB], 2015). Osorio (1992) reportó las siguientes prácticas en el cultivo de tomate de árbol: implementar material vegetal comercial “rojo común” a una densidad de siembra de 625 plantas/ha y una distancia de 4×4 m; despuntar tallo principal a 30-40 cm del ápice para generar de 3 a 4 ramas; retirar las hojas del tercio inferior de la planta; fijar la segunda rama (con hilos de tutorado) al tallo principal, y fijar la tercera rama a un costado del tallo.

El cultivo de tomate de árbol es catalogado como uno de los cultivos más importantes en la región Andina de Colombia, debido a su potencial en la industria de alimentos, cosméticos, farmacia y consumo fresco (Enciso, 2007). Los frutos del tomate de árbol presentan altos contenidos de vitamina A y C,

azúcares, ácidos orgánicos, flavonoides, pectinas, fósforo, hierro y calcio (Torres, 2012). Además, es una especie considerada para exportación (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Sostenible [MADR], 2005; Lobo, 2006). El potencial productivo del tomate de árbol se basa en que en el territorio nacional se presentan hábitats apropiados para el cultivo, específicamente en la cordillera de los Andes, que son similares a la zona donde se desarrolla esta especie de manera silvestre (Lobo, 2006).

Los principales departamentos que concentran la producción de tomate de árbol, por año, corresponden a Antioquia, con el 50,3 % (82,3 t); Cundinamarca, con el 20,7 % (42,1 t); Tolima, con el 6,7 % (10,9 t); Boyacá, con el 4 % (6,5 t); y Huila, con el 2,6 % (4,3 t) (Departamento de administración Nacional [DANE], 2015). Las exportaciones se dirigen a Países Bajos, Francia, Alemania, Portugal, entre otros, sumando aproximadamente USD 1,4 millones anuales (DANE, 2015). Sin embargo, desde hace varios años se reportó disminución del cultivo a razón del inadecuado manejo de las plantaciones, alta presión de plagas y enfermedades, uso indiscriminado de agroquímicos y altos costos de producción que representan su manejo (Zambrano & Naranjo, 2004), algo que aún hoy día prevalece.

En Colombia, el tomate de árbol presenta adaptación a diferentes condiciones climáticas. Se cultiva principalmente en clima frío, en zonas con baja luminosidad (García-Álzate *et al.*, 2001; Bernal & Tamayo, 2003; Acosta-Quezada *et al.*, 2015); sin embargo, se desarrolla mejor en climas fríos moderados (18 °C). Las temperaturas del aire por debajo de 13 °C y por encima de los 25 °C ocasionan aborto floral y afectan negativamente la formación de frutos (CCB, 2015). La precipitación promedio anual debe ser desde los 1.500 hasta los 2.000 mm distribuidos de manera uniforme, con el fin de no exponer las plantas a condiciones de encharcamiento, porque estas son extremadamente sensibles, generando bajos rendimientos, baja calidad de frutos y aparición de enfermedades (Bonnet & Cárdenas, 2012).

Los suelos para cultivo deben ser profundos, bien drenados y franco-arenosos, para favorecer el crecimiento del sistema radical de las plantas. Este cultivo requiere de suelos con alto contenido de materia orgánica. La planta se adapta óptimamente a pH ligeramente ácido entre 5,5 y 6,5 e incluso neutro (CCB, 2015; Bonnet & Cárdenas, 2012). Martínez (2001) caracterizó el sistema radical de plantaciones de tomate de árbol, indicando que estas raíces llegan a registrar una profundidad de 1 m, y dentro de los primeros 0,25 m se encuentran las raíces absorbentes. El mismo autor señala que el sistema radical responde positivamente en un suelo de textura franca a diferencia de un arcilloso y arenoso. El contenido de materia orgánica del suelo en clima frío debe ser menor al 10 % y, en clima con temperaturas cercanas a los 23 °C, mayor al 5 % (Prohens, Rodríguez-Burruero, & Nuez, 2004).

Nutrición mineral

La adecuada nutrición en los cultivos se traduce en un aumento de la producción y la calidad de los frutos. Los elementos minerales presentan funciones específicas y de esencialidad en el metabolismo y desarrollo de las plantas, actuando como catalizadores de reacciones enzimáticas, componentes de moléculas orgánicas (proteínas y ácidos nucleicos) y osmorreguladores. Las plantas emplean mecanismos para ajustar su metabolismo por deficiencia de nutrientes minerales, modificando patrones de distribución de biomasa (Marchner, 2012). Las alteraciones metabólicas inducidas por deficiencias nutricionales frecuentemente se pueden visibilizar en los tercios de la planta (alto y bajo). En deficiencias y excesos de los elementos nutricionales se producen alteraciones en el crecimiento y desarrollo, así como en metabolismo primario y secundario, lo que se traduce en un menor rendimiento de las especies y altos costos de producción (Cao, Yu, & Yan, 2007).

El MADR (2005) ha indicado que la principal limitante para el cultivo del tomate de árbol es la baja oferta de material vegetal para siembra y el inadecuado manejo de la nutrición por sobrefertilización. En la actualidad, se presenta uso inadecuado de fertilizantes químicos, debido al desconocimiento de dosis por aplicar y la posterior aparición de sintomatología visible, producto del desbalance nutricional (León, Viteri, & Negrete, 2004).

Según estudios sobre el efecto de deficiencias de N, P y K en plantas de tomate de árbol durante el estado vegetativo (Ramírez-Soler, Magnitskiy, Melo, & Melgarejo, 2018), se reporta que especialmente las deficiencias por N y K disminuyen la capacidad fotosintética, la eficiencia cuántica potencial del fotosistema II y el contenido de pigmentos; además, las variables de crecimiento (altura, área foliar, masa seca y número de hojas) fueron afectadas negativamente.

Por otra parte, Ramírez-Soler *et al.* (2018) encontraron que, en plantas de tomate de árbol en estado vegetativo, la dosis con alto contenido de fósforo (200 % de la dosis comercial recomendada) disminuyó el 50 % de número de hojas, área foliar, longitud total de la planta y la acumulación de biomasa, mientras que la dosis con baja cantidad de potasio (50 % de la dosis comercial recomendada) aumentó en un 70 % las variables anteriormente mencionadas.

Son pocos los estudios en nutrición mineral en tomate de árbol (*Solanum betaceum*); por ello, se realizó el presente trabajo en plantas en etapa del desarrollo juvenil, con el fin de aportar conocimiento de la sintomatología generada por falta de algunos nutrientes en la planta.

Sintomatología del tomate de árbol (*Solanum betaceum*) por efecto del nutriente faltante

En el presente trabajo se determinó la sintomatología por déficit de nutrientes minerales en plantas de tomate de árbol en etapa de desarrollo vegetativo (dos meses de edad). Las plantas provenientes de semillas fueron sembradas en sustrato arena cuarcítica (tamaños 0,7 y 1,5 mm), en proporción 1:1, y bajo condiciones de invernadero con valores promedio de temperatura del aire de 20,3 °C, radiación fotosintéticamente activa (PAR) de 200 μmol de fotones m^2s^{-1} y humedad relativa del aire del 70 %. La ubicación geográfica fue 4°38'8" latitud Norte y 74°4'58" longitud Oeste, a una altitud de 2.630 msnm.

Se realizó evaluación mediante la técnica del nutriente faltante (tabla 8.1). Una vez trasplantadas las plántulas al sitio definitivo, en bolsas que contenían el sustrato arena cuarcítica, fueron sometidas a un pretratamiento (aclimatación por 30 días), mediante el suministro de la solución completa de nutrientes (100 %) para homogenizar el material vegetal (control, tabla 8.1). Transcurrido el tiempo de aclimatación, se realizó riego al sustrato con abundante agua destilada, para lixiviar los nutrientes aportados con la solución completa durante dicho periodo y así poder iniciar la aplicación de los tratamientos.

Las soluciones nutritivas para cada tratamiento se aplicaron dos veces a la semana y en los días intermedios se aplicó la misma cantidad de agua destilada para evitar la concentración de sales. En cada tratamiento se prepararon los volúmenes en mililitros indicados en la tabla 8.1 y se llevaron a volumen de 6 L; posteriormente, se ajustó a pH 5,6; luego, se agregaron los compuestos KH_2PO_4 , $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$, $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ y $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, se disolvieron y se llevó a volumen final de 7,5 L con agua destilada deionizada, para aplicar 250 mL a cada planta. En los días en que no se aplicó la solución nutritiva, se regó con 250 mL de agua destilada cada planta. Además, el pH del sustrato se midió dos veces por semana, manteniéndose en el rango de 5,6 a 5,8 y la conductividad eléctrica en 0,012 $\text{dS} \cdot \text{m}^{-1}$. Finalizado el ensayo, se realizó una repetición para corroborar los resultados obtenidos.

Los resultados que aquí se presentan constituyen información fundamental para el diseño, establecimiento y futuras estrategias de manejo para el cultivo de tomate de árbol.

A continuación, se presentan los resultados del seguimiento de sintomatología en las plantas sometidas a deficiencias de Nitrógeno (N), Fósforo (P), Potasio (K), Calcio (Ca), Magnesio (Mg) y Boro (B), observados a los 60, 90, 120 y 150 días después de iniciado el tratamiento (DDT).

Tabla 8.1. Soluciones minerales por tratamiento, con base en soluciones *stock* 1M (Hoagland & Arnon, 1950) y los requerimientos nutricionales reportados para tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav) (Fischer, 2012).

Mililitros a utilizar de las soluciones stock 1M								
Fuente	Sin N	Sin P	Sin K	Sin Ca	Sin Mg	Sin Zn	Sin B	Control
NH ₄ NO ₃	0,00	55,78	69,72	55,78	69,72	55,78	55,78	55,78
KCl	51,95	46,68	0,00	43,94	43,94	43,94	43,94	43,94
KNO ₃	0,00	45,43	0,00	37,86	37,86	37,86	37,86	37,86
CaCl ₂	1,95	2,70	2,70	0,00	2,70	2,70	2,70	2,70
Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O	0,00	86,27	23,00	0,00	23,00	23,00	23,00	23,00
Mg(NO ₃) ₂ ·6H ₂ O	0,00	51,48	41,19	51,48	0,00	51,48	51,48	51,48
MgCl ₂ ·6H ₂ O	6,43	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
MgSO ₄	6,43	0,00	4,83	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
K ₂ SO ₄	3,65	31,83	0,00	31,83	31,83	31,83	31,83	31,83
H ₃ BO ₃	0,36	0,28	0,28	0,28	0,28	0,28	0,00	0,28
MnCl ₂ ·4H ₂ O	0,28	0,70	0,70	0,70	0,70	0,70	0,70	0,70
ZnSO ₄	0,12	0,24	0,24	0,24	0,24	0,00	0,24	0,24
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0,06	0,19	0,19	0,19	0,19	0,19	0,19	0,19

Gramos a adicionar en la solución de 7,5 litros

Fuente	Sin N	Sin P	Sin K	Sin Ca	Sin Mg	Sin Zn	Sin B	Control
KH ₂ PO ₄	1,04	0,00	0,00	4,73	1,77	1,77	1,77	1,77
Ca(H ₂ PO ₄) ₂ ·H ₂ O	2,57	0,00	8,11	0,00	8,11	8,11	8,11	8,11
CaSO ₄ ·2H ₂ O	2,01	2,17	2,17	0,00	2,17	2,17	2,17	2,17
FeSO ₄ ·7H ₂ O	0,06	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20

Nota: *Control* se refiere a la solución completa con todos los nutrientes minerales.

Fuente: elaboración propia con base en Hoagland & Arnon (1950) y Fischer (2012).

Deficiencia de nitrógeno

Las plantas de tomate de árbol bajo deficiencia de N manifestaron clorosis en hojas maduras, que avanzó progresivamente a todas las hojas de la planta, como se observa a los 60 ddt (figura 8.1). Después de los 60 ddt la planta presentó clorosis general; se evidenciaron tallos delgados, menor porte, menor expansión de la lámina foliar y atraso en la formación de hojas; además, se evidenció una menor elongación radicular comparada con el control (planta sin deficiencias). A los 150 ddt, las hojas se tornaron necróticas y se encontró abscisión foliar.

Estas deficiencias coinciden con lo reportado por Riascos, Yaluzan y Unigarro (2009) en plantas de tomate de árbol. Según Marschner (2012), la anterior sintomatología por déficit de nitrógeno en la planta se presenta debido a la alta movilización del elemento desde hojas bajas hacia las hojas del tercio superior (jóvenes), observándose la deficiencia en las hojas ubicadas en el tercio inferior (viejas). Giorgi, Mingozzi, Made, Speranza y Cocucci (2009) y Ye-Chun *et al.* (2013) reportaron que la falta de nitrógeno en las plantas afecta el metabolismo primario, reduciendo los niveles de aminoácidos, proteínas, clorofilas, carotenoides y degradación de cloroplastos.

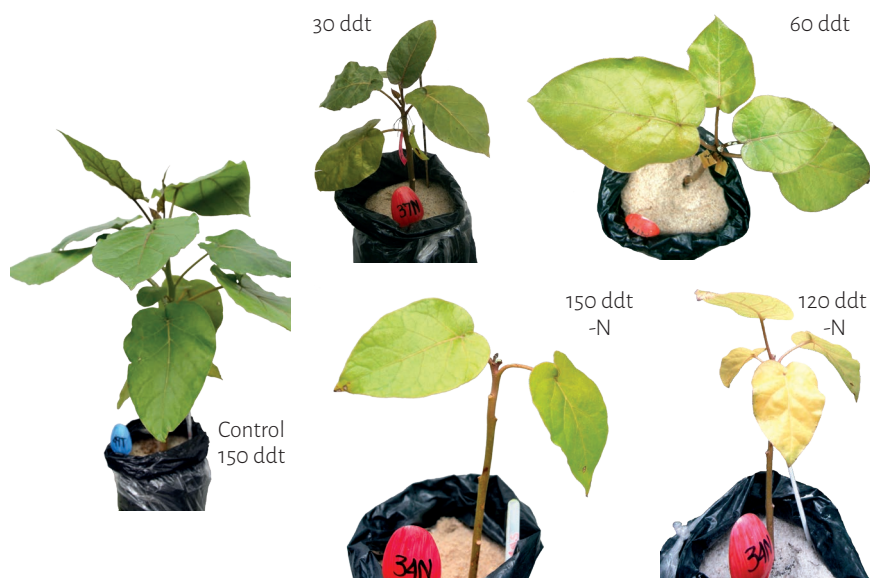


Figura 8.1. Efecto de la deficiencia de nitrógeno en plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 60, 90, 120 y 150 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Claudia Ramírez Soler, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de fósforo

La deficiencia de fósforo en plantas de tomate de árbol presentó sintomatología visual después de transcurrido los 90 ddt. Se visualizaron las hojas viejas (tercio inferior) con coloración verde oscuro y opaco (figura 8.2). A los 120 ddt se observó pérdida de turgencia en hojas maduras; además, en algunas plantas se observó clorosis en las hojas del tercio inferior, siendo más significativa a los 150 ddt. Igualmente, a los 150 ddt se registró una mayor longitud y biomasa de las raíces. En esta especie no se presentó acumulación de antocianinas (coloración púrpura) en las hojas (figura 8.2).

Resultados similares fueron reportados por Riascos *et al.* (2009) en tomate de árbol; por Martínez, Sarmiento, Fischer y Jiménez (2008) en otras solanáceas como uchuva (*Physalis peruviana* L.), y por Stewart *et al.* (2001) en tomate de mesa (*Lycopersicon esculentum*). Casson y Lindsey (2003) reportaron que, bajo deficiencia de P, las plantas aumentan el desarrollo del sistema radical como respuesta a la activación de reguladores de crecimiento (etileno, auxinas, citoquininas). Por otro lado, durante los primeros estadios, los niveles de clorofila tienden a aumentar bajo deficiencias de P, presentando coloración verde oscura (Barker & Pilbeam, 2007).



Figura 8.2. Efecto de la deficiencia de fósforo en plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 60, 90, 120 y 150 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Claudia Ramírez Soler, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de potasio

Las plantas de tomate de árbol con deficiencia de K manifestaron síntomas visuales de clorosis leve en hojas del tercio medio inferior, siendo más acentuada hacia los bordes de la lámina foliar y avanzando hasta el centro. Además, presentaron menor porte de la planta, manchas necróticas en el centro de la lámina foliar y luego en toda la lámina, así como escaso desarrollo de hojas, menor grosor de tallo, menor desarrollo radical y raíces con ápices necróticos. Finalmente, las hojas se tornaron necróticas completamente y hubo abscisión de estas (figura 8.3).

Sintomatología similar fue reportada para uchuva por Martínez *et al.* (2008) y lechuga (*Lactuca sativa* L.) por Martínez y Garcés (2010), quienes observaron que bajo deficiencia de K se presentó retraso en el crecimiento y manchas necróticas en las hojas viejas. Los efectos de las deficiencias de K influyen en el crecimiento, debido a que determina numerosos procesos metabólicos como la activación enzimática y síntesis de proteínas (Barker & Pilbeam, 2007). Del mismo modo, Marschner (2012) reporta que la ausencia de este elemento afecta negativamente el crecimiento, debido a la escasa activación de la ATPasa para bombeo de protones a través de las membranas, ocasionando una menor expansión celular.

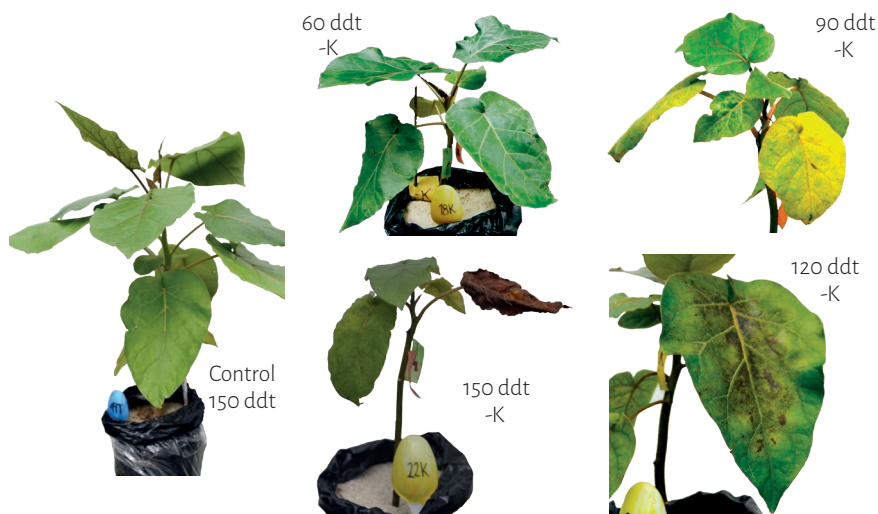


Figura 8.3. Efecto de la deficiencia de potasio en plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 60, 90, 120 y 150 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Claudia Ramírez Soler, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de calcio

Las plantas de tomate de árbol sometidas a deficiencias de Ca (figura 8.4) presentaron malformaciones y ondulaciones en el borde de las hojas nuevas (60 y 90 ddt) con curvaturas marcadas de lámina foliar (120 ddt). En la etapa más avanzada de la deficiencia (120 ddt), las partes más afectadas fueron principalmente los ápices de crecimiento y las hojas más jóvenes. Las hojas nuevas redujeron considerablemente su tamaño, tornándose frágiles y quebradizas. A través del tiempo, se observó que el borde comenzó a colorearse de tonalidad violeta intervenal en el haz, comenzando desde el borde hasta el centro de las hojas, evidenciándose más en unas hojas que en otras, y las hojas adquirieron forma cóncava (figura 8.4), con bordes más quebradizos que el centro de las hojas. Las hojas jóvenes empezaron a tornarse necróticas, con manchas de color café y pardas desde los bordes, que presentaron inicialmente las coloraciones violetas, hacia el centro del limbo foliar; posteriormente, los tejidos de crecimiento y hojas nuevas murieron progresivamente.

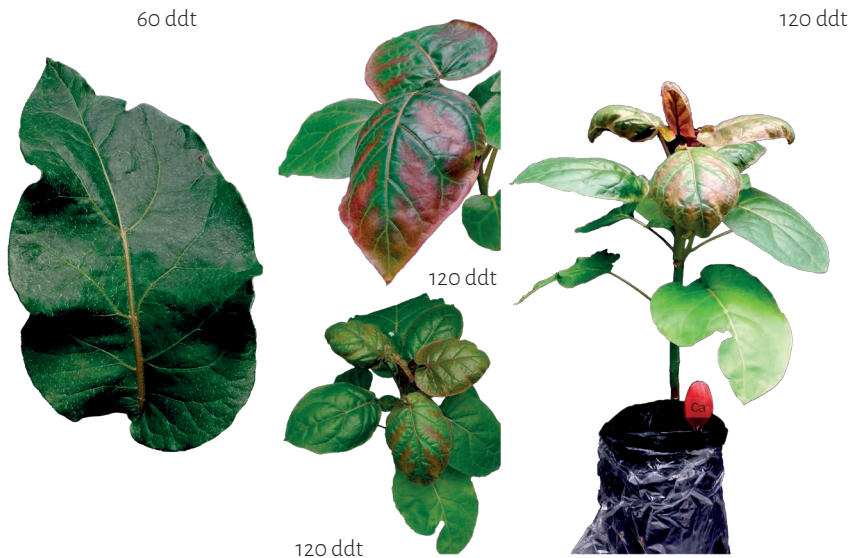


Figura 8.4. Efecto de las deficiencias de calcio en la sintomatología externa de plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 60 y 120 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Sara Cruz, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Las plantas sometidas a deficiencias de Ca presentan la sintomatología inicialmente en las hojas nuevas, debido a la poca movilidad del calcio en la planta (Monge, Sanz, Blanco, & Montañés, 1994). El calcio además interviene en la división celular y se ha reportado que la lámina media que se forma entre dos células puede verse alterada al no tener calcio presente para la síntesis de pectato de calcio, ocasionando la desintegración de los componentes de la lámina media y de las paredes celulares (Azcón-Bieto & Talón, 2008; Díaz, Cañón, & Mira, 2007).

Deficiencia de magnesio

Las plantas sometidas a deficiencia de Mg (figura 8.5) presentaron los primeros síntomas en las hojas más viejas, a los pocos días después de iniciado el tratamiento. Hacia los 60 ddt, se observaron manchas cloróticas en el centro de las hojas cerca a la nervadura central, de forma ovalada o circular. A los 90 ddt comenzó clorosis intervenal en el tercio inferior de la planta, que inició de adentro hacia fuera hasta alcanzar todo el limbo foliar. Hacia las etapas más avanzadas, las hojas presentaron encrespamientos en los bordes. Entre los 120 y 150 ddt se observaron las primeras manchas necrosadas de color pardo y de forma circular en el centro de la hoja. Posteriormente, se dio abscisión foliar y muerte.

Las plantas bajo deficiencia de Mg presentan su sintomatología en hojas viejas, principalmente porque el magnesio se comporta como un elemento móvil (Azcón-Bieto & Talón, 2008). Las hojas adultas son las primeras en expresar los síntomas de deficiencia, porque el Mg migra a las hojas más jóvenes. La clorosis intervenal típica se observa debido a que las células del mesófilo próximas a los vasos vasculares retienen la clorofila más tiempo (Xiao-Lin, Cui-Lan, Lin-Tong, & Li-Song, 2016).

Los síntomas de déficit por magnesio concuerdan con los descritos para otra solanácea como el lulo, en el que se reporta clorosis intervenal, inicia en los bordes de las hojas maduras y se desplaza hacia la nervadura central causando senescencia temprana (Vargas, Calderón, & Pérez, 2009). Botía y Medina (2002) también reportan que la deficiencia reduce la fotosíntesis, provoca clorosis y afecta el crecimiento de las plantas. En otras plantas como el roble (*Quercus humboldtii* Bonp), Sepúlveda, Díez, Osorio, Moreno y León (2014) detallan que el Mg se traslada fácilmente a las regiones de crecimiento activo y, como resultado, los síntomas de deficiencia aparecen primero en las hojas maduras, que avanzan luego hacia las hojas nuevas.

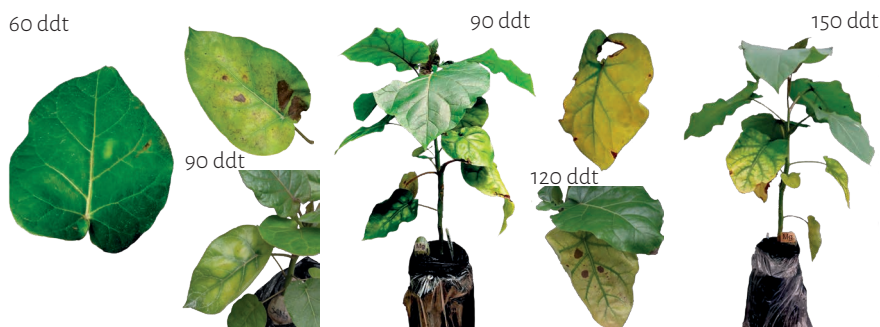


Figura 8.5. Efecto de las deficiencias de magnesio en plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 60, 90, 120 y 150 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Sara Cruz, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Deficiencia de boro

Las plantas de tomate de árbol bajo deficiencia de Boro presentaron sintomatología visual en las hojas jóvenes (figura 8.6). La sintomatología comenzó a expresarse con clorosis leve entre los 60 y 75 ddt, que se presentó inicialmente en el ápice de las hojas y con el tiempo avanzó hacia el peciolo. A los 90 ddt y en adelante, en algunas hojas jóvenes se presentó necrosis en el ápice de la lámina foliar, así como endurecimiento y curvatura, como consecuencia de la deficiencia de este nutriente (figuras 8.6 y 8.7). Después de los 60 ddt, no se desarrollaron hojas nuevas debido a la atrofia presentada en el meristemo apical de la planta (figura 8.7).

La sintomatología que se registró en plantas de tomate de árbol es similar a lo reportado para otras especies como la curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*) (Lizarazo, Hernández, Fischer, & Gómez, 2013) y el cartucho (*Zantedeschia aethiopica*) (Almeida, Paiva, de Carvalho, Frazão, & Oliveira, 2015); esta última presentó sus primeros síntomas de deficiencia de boro a los 71 ddt en hojas jóvenes, debido a que el B es un elemento no móvil (Marschner, 2012). Además, Yeh, Lin y Wright (2000) encontraron que en la flor de la paz (*Spathiphyllum* sp.) se presenta necrosis en la margen de la lámina foliar, pero en especial en la zona apical de esta. La deficiencia de B genera atrofia en el meristemo apical, presentando efecto negativo sobre la emisión foliar, lo que se traduce en menor crecimiento y desarrollo de la planta (Lizarazo *et al.*, 2013).

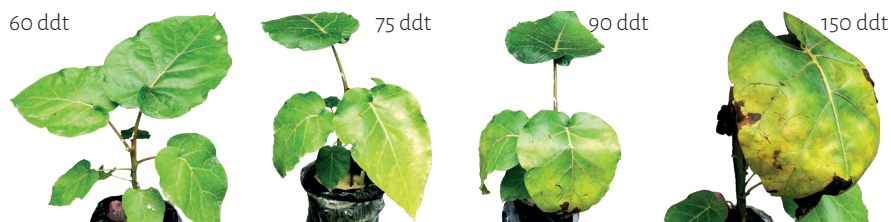


Figura 8.6. Efecto de las deficiencias de boro en plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 60, 75, 90 y 150 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Nicholay Díaz, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

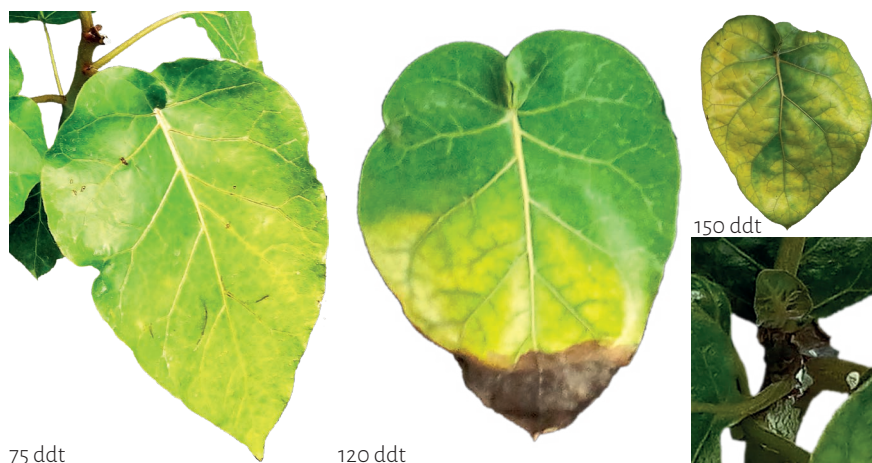


Figura 8.7. Efecto de la deficiencia de boro en plantas de tomate de árbol (*S. betaceum* Cav.) a los 75, 120 y 150 ddt. Plantas sembradas en sustrato arena cuarcítica. Metodología del nutriente faltante. La evaluación fue realizada en 20 plantas. Fotos tomadas por Nicholay Díaz, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Conclusiones

De acuerdo con la sintomatología presentada por déficit de los nutrientes nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y boro (B), se observa que hay desbalance en la planta que afecta su crecimiento y desarrollo.

En general, se observa que bajo deficiencia de calcio las hojas jóvenes presentan entorchamiento, son quebradizas y en estado avanzado presentan coloraciones intervenales de color púrpura; bajo deficiencia de boro, se presenta clorosis y necrosis hacia el ápice de hojas jóvenes; bajo deficiencia de nitrógeno, se observa clorosis en toda la lámina foliar de hojas viejas y retardo del crecimiento de la planta; bajo deficiencia de magnesio, se presenta clorosis intervenal en hojas viejas y en estados avanzados necrosis; bajo deficiencia de fósforo, se presentan hojas del tercio medio de la planta de color verde oscuro y poco turgentes; bajo deficiencia de potasio, se observa clorosis en forma de V con puntos necróticos.

Referencias bibliográficas

- Acosta-Quezada, P., Raigónb, M., Riofrío-Cuenca, T., García-Martínez, M., Plazas, M., Prohens, J. (2015). Diversity for chemical composition in a collection of different varietal types of tree tomato (*Solanum betaceum* Cav.), an Andean exotic fruit. *Food Chemistry*, 169(15), 327-335. doi:10.1016/j.foodchem.2014.07.152
- Almeida, E., Paiva, P., de Carvalho, J., Frazão, J., & Oliveira, N. (2015). Descriptive analyses of deficiency symptoms in calla lily plants. *Journal of Plant Nutrition*, 38(5), 663-674. doi:10.1080/01904167.2014.934468
- Azcón-Bieto, J., & Talón, M. (2008). *Fundamentos de fisiología vegetal*. Nueva York, EE. UU.: McGraw Hill.
- Barker, A. V., & Pilbeam, D. J. (2007). *Handbook of Plant Nutrition*, 1.^a edición. Boca Ratón, EE. UU.: CRC Press.
- Bernal, J., & Tamayo, P. (2003). *Tecnología para el cultivo del tomate de árbol*, Manual técnico N.º 3. Rionegro, Colombia: Corpoica.
- Bonnet, J., & Cárdenas, J. (2012). Tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* Sendt). En G. Fischer (Ed.), *Manual para el cultivo de frutales en el trópico* (pp. 825-850). Bogotá, Colombia: Produmedios.
- Botía, T., & Medina, L. (2002). *Determinación de síntomas por deficiencias Inducida de nutrientes en lulo (*Solanum quitoense* Lam y Uchuva *Physalis peruviana* L)*. Bogotá, Colombia: Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (UDCA).
- Cao, M., Yu, H., & Yan, H. (2007). Difference in Tolerance to Potassium Deficiency between Two Maize Inbred Lines. *Plant Production Science*, 10(1), 42-46. doi:10.1626/pps.10.42
- Casson, S., & Lindsey, K. (2003). Genes and signalling in root development. *New Phytologist*, 158(1), 11-38. doi:10.1046/j.1469-8137.2003.00705.x

- Cámara de Comercio de Bogotá (CCB). (2015). *Manual: tomate de árbol. Programa de apoyo agrícola y agroindustrial vicepresidencia de fortalecimiento empresarial cámara de comercio de Bogotá*. Bogotá: Cámara de Comercio de Bogotá. Recuperado de <http://bibliotecadigital.ccb.org.co/handle/11520/14308>
- Departamento de administración Nacional (DANE). (2015). *Resultados encuesta nacional agropecuaria*. Recuperado de https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuario/enda/ena/2015/boletin_ena_2015.pdf (23/07/18)
- Díaz, A., Cañón, G., & Mira, J. (2007). Metabolismo del calcio y su relación con la “mancha de madurez” del fruto de banano. Una revisión. *Agro-nomía Colombiana*, 25(2), 280-287.
- Enciso, F. (2007). *Caracterización molecular de lulo (Solanum quitoense) y tomate de árbol (Solanum betaceum) del banco de germoplasma de Corpoica mediante el empleo de marcadores cos ii*, tesis de grado. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Tunja, Colombia.
- Fischer, G. (2012). *Manual para el cultivo de frutales en el trópico*. Bogotá, Colombia: Produmedios.
- García-Álzate, J., Navia-Estrada, J., & Castillo-Franco, J. (2001). Respuesta del tomate de árbol (*Solanum betaceum Cav sedent*) a la aplicación de fertilizantes situados a dos profundidades de suelo. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 18(2), 99-106. doi:10.22267/rcia
- Giorgi, A., Mingozzi, M., Made, M., Speranza, G., & Cocucci, M. (2009). Effect of nitrogen starvation on the phenolic metabolism and antioxidant properties of yarrow (*Achillea collina* Becker ex Rchb.). *Food Chemistry*, 114(1), 204-211. doi:10.1016/j.foodchem.2008.09.039
- Hoagland, D. R., & Arnon, D. I. (1950). The water-culture method for growing plants without soil. *Circular California Agricultural Experiment Station*, 347(2), 4-32. Recuperado de watercultureme3450hoag
- León, J., Viteri, P., & Negrete, S. (2004). *Guía de bolsillo para determinación de deficiencias nutricionales en tomate de árbol*, Boletín divulgativo n.º 139. Quito, Ecuador: Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP).
- Lizarazo, M., Hernández, C., Fischer, G., & Gómez, M. (2013). Biomasa, parámetros foliares y sintomatología en respuesta a diferentes niveles de manganeso, zinc y boro en curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 7(1), 31-45. doi:10.17584/rcch.2013v7i1.2033
- Lobo, M. (2006). Recursos genéticos y mejoramiento de frutales andinos: una visión conceptual. *Revista Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 7(2), 40-54. doi:10.21930/rcta.vol7_num2_art:68

- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2005). *Observatorio Agrociencias Colombia. La cadena de los frutales de exportación en Colombia una mirada global de su estructura y dinámica 1991-2005*. Bogotá: MADR.
- Marschner, P. (2012). *Mineral nutrition of higher plants*, 3.^a edición. Londres, Reino Unido: Elsevier.
- Martínez, A. (2001). *Estudio de la condición nutricional en cuatro provincias (Imbabura, Pichincha, Tungurahua y Azuay) y caracterización del sistema radicular del tomate de árbol (Solanum betaceum Cav.)*, tesis de grado. Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrícolas, Quito, Ecuador.
- Martínez, F., & Garcés, G. (2010). Crecimiento y producción de lechuga (*Lactuca sativa* L.var.romana) bajo diferentes niveles de potasio. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 4(2), 185-198. doi:10.17584/rcch.2010v4i2.1239
- Martínez, F., Sarmiento, J., Fischer, G., & Jiménez, F. (2008). Efecto de la deficiencia de N, P, K, Ca, Mg y B en componentes de producción y calidad de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Agronomía Colombiana*, 26(3), 389-398.
- Monge, E., Sanz, J., Blanco, A., & Montañés, L. (1994). El calcio nutriente para las plantas. Bitter pit en manzano. *Anales de de la Estación Experimental de Aula Dei* 21, 21(3), 189-201. Recuperado de http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/El_calcio_nutriente.pdf
- Osorio, G. (1992). Advances in the culture of the tree tomato (*Solanum betaceum*). *Acta Horticulturae*, 310, 199-205.
- Prohens, J., Rodríguez-Burruezo, A., & Nuez, F. (2004). Breeding Andean Solanaceae fruit crops for adaptation to subtropical climates. *Acta Horticulturae*, 662, 129-137. doi:10.17660/ActaHortic.2004.662.15
- Ramírez-Soler, C., Magnitskiy, S., Melo, S., & Melgarejo, L. M. (2018). Efecto de dosis de nitrógeno, fósforo y potasio sobre el crecimiento del tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) en etapa vegetativa. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 12(1), 31-40. doi:10.17584/rcch.2018v12i1.7469
- Riascos, J., Yaluzan, L., & Unigarro, A. (2009). Síntomas de deficiencia de elementos mayores y secundarios, en tomate de árbol *Cyphomandra betacea* (Cav.) sendt, bajo condiciones controladas. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 26(1), 186-204.
- Sepúlveda, Y., Díez, M., Osorio, N., Moreno, F., & León, J. (2014). Caracterización de los síntomas visuales de deficiencias nutricionales de plántulas del roble andino en invernadero. *Agronomía Costarricense*, 38(1), 161-173.

- Stewart, A., Chapman, W., Jenkins, G., Graham, I., Martin, T., & Crozier, A. (2001). The effect of nitrogen and phosphorus deficiency on flavonol accumulation in plant tissues. *Plant, Cell and Environment*, 24(11), 1189-1197. doi:10.1046/j.1365-3040.2001.00768.x
- Torres, A. (2012). Caracterización física, química y compuestos bioactivos de pulpa madura de tomate de árbol (*Solanum betaceum*) (Cav.) Sendtn. *Archivos latinoamericanos de nutrición*, 62(4), 318 -388.
- Vargas, M., Calderón, L., & Pérez, M. (2009). Effect of some nutrient deficiencies on lulo plants (*Solanum quitoense* var. *quitoense*) en stage pond. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 5(1), 64-81. doi:10.18359/rfcb.2122
- Ye-Chun, L., Yue-Gao, Y., Chang-Zhong, R., Lai-Chun, G., Chun-Long, W., Zhao-Hai, Z. (2013). Effects of Nitrogen Application on Chlorophyll Fluorescence Parameters and Leaf Gas Exchange in Naked Oat. *Journal of Integrative Agriculture*, 12(12), 2164-2171. doi:10.1016/S2095-3119(13)60346-9
- Xiao-Lin, J., Cui-Lan, M., Lin-Tong, Y., & Li-Song, C. (2016). Alterations of physiology and gene expression due to long-term magnesium-deficiency differ between leaves and roots of *Citrus reticulata*. *Journal of plant physiology*, 128(1), 103-115. doi:10.1016/j.jplph.2016.04.011
- Yeh, D., Lin, L., & Wright, C. (2000). Effects of mineral nutrient deficiencies on leaf development, visual symptoms and shoot–root ratio of *Spathiphyllum*. *Scientia Horticulturae*, 86(3), 223-233. doi:10.1016/S0304-4238(00)00152-7
- Zambrano, E., & Naranjo, E. (2004). *Encuestas a productores sobre procedimientos de propagación de tomate de árbol (Solanum betaceum Sendt)*, Informe Técnico Anual. Quito, Ecuador: Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP).

Cap. 9

Fenología floral, crecimiento y calidad de frutos de curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*) en respuesta a diferentes dosis de nutrientes minerales

Natalia Flechas Bejarano¹
Luz Marina Melgarejo^{2*}
Stanislav Magnitskiy^{3*}

¹ **Natalia Flechas Bejarano**

ncflechasb@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Profesional de apoyo.

^{2*} **Luz Marina Melgarejo**

lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Titular.

^{3*} **Stanislav Magnitskiy**

svmagnitskiy@unal.edu.co. Departamento de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Agrónomo. Ph. D. Profesor Asociado.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-9>

Introducción

La curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*) es una especie perteneciente a la familia *Passifloraceae*, cuya distribución y punto de origen está en el neotrópico, específicamente en la cordillera de los Andes (Muschner, Zamberlan, Bonatto, & Freitas, 2012); su distribución altitudinal circunda en los 2.600 msnm; además, pertenece a la gran supersección *Tacsonia* entre las cuales se encuentran la curuba de Castilla o doble crema, *Passiflora tarminiana* Coppens, *Passiflora pinnatistipula*, *Passiflora tripartita* Juss, entre otras (Checa-Coral, Rosero-Álvarez, & Eraso-Cultid, 2011). Asimismo, es una especie vegetal que recientemente ha despertado el interés comercial a nivel internacional, debido a sus características nutricionales bien conocidas y referenciadas en la norma técnica colombiana (NTC) 1262, en la que se alude al contenido nutricional rico en componentes antioxidantes, polifenoles, vitaminas y minerales, que le hacen atractiva como integrante de una dieta equilibrada para el consumo humano.

La mayoría de estudios en frutos de passifloras se ha realizado luego de cosecha (Díaz *et al.*, 2012; Janzantti, Santos, & Monteiro, 2012; Janzantti & Monteiro, 2014), y pocos trabajos se reportan en nutrición mineral (Malavolta, 1994; Mendonça, Monnerat, Phino, & Carvalho, 2006; Quiroga-Ramos, Fischer, & Melgarejo, 2018). En curuba se han reportado algunos estudios de sintomatología por deficiencias nutricionales de manganeso, zinc y boro, bajo condiciones controladas (Lizarazo, Hernández, Fischer, & Gómez, 2013), y en percepción de los frutos de curuba y sus parámetros funcionales y nutricionales a través de la etnobotánica (Carvajal *et al.*, 2014); sin embargo, no se encontraron reportes que de alguna manera evidencien estudios relacionados

con fenología y caracterización fisicoquímica y bioquímica en frutos de curuba de plantas sometidas a diferentes dosis de nutrientes minerales.

En el presente estudio, en plantas de curuba sometidas a diferentes dosis de nutrientes, y crecidas bajo condiciones de invernadero en Bogotá (04°38'10,1"N, 74°05'19.1"W, altitud 2.564 msnm, y caracterizado con la temperatura del aire promedio de 20 °C a 22 °C, con humedad relativa entre 60-70 % y radiación PAR 591 $\mu\text{moles.m}^2\text{s}^{-1}$), se realizó seguimiento fenológico de la floración, crecimiento del fruto y calidad de los frutos recién cosechados en estado de madurez organoléptica.

Plántulas de curuba de dos meses de edad, propagadas desde semilla, fertilizadas y adquiridas en el vivero Biopass, con registro ICA, ubicado en el municipio de La Plata, Huila (Colombia), de la Corporación Cepass, fueron trasplantadas en bolsas plásticas negras de 50 × 25 cm. Estas contenían suelo proveniente de la Sabana de Bogotá (Municipio el Rosal), caracterizado por ser de textura franca arenosa (Soil Survey Staff, 1999), densidad aparente de 1,24 g.cm^{-3} ; pH de 5,11; capacidad de intercambio catiónico (CIC) de 5,86 meq.100g^{-1} ; carbono orgánico del 2,16 %; nitrógeno total del 0,18 %; fósforo de 0,016 mg.kg^{-1} ; potasio de 1,5 meq. 100g^{-1} ; azufre de 53,1 mg. kg^{-1} ; calcio de 0,083 meq.100g^{-1} ; magnesio de 1,45 meq.100g^{-1} ; zinc de 0,013 mg.kg^{-1} ; boro de 1 mg.kg^{-1} ; hierro de 23,2 mg.kg^{-1} ; manganeso de 0,018 mg.kg^{-1} ; materia orgánica de 3,62 %. Las plantas se ubicaron en un sistema de tutorado de espaldera con doble alambre, con distancia de siembra de 3 m entre plantas y 2 m entre surcos, para una densidad aproximada de 1.200 plantas.ha⁻¹.

Entre los dos meses y finalizado el cuarto mes de edad, con el fin de tener las plantas homogéneas y en óptimo estado de nutrición, fueron fertilizadas edáficamente con NPK 15:15:15, mensualmente. Posteriormente, fueron regadas con abundante agua durante el quinto mes para lavar el suelo y poder comenzar los tratamientos que se evaluarían para el presente trabajo.

Con base en los requerimientos para las plantas de maracuyá (Haag, Oliveira, De Borducchi, & Sarruge, 1973), en que la dosis óptima recomendada para un total de 1.500 plantas o kg.ha^{-1} con el máximo rendimiento es la siguiente: N 205 kg, P 18 kg, K 184 kg, Mg 16 kg, S 25 kg, Cu 198 g, Fe 779 g, Mn 2.810 g, Zn 316 g, B 295 g, se diseñaron los tratamientos para aplicar a las plantas de curuba.

Por tratamiento se establecieron 25 plantas. Las sales nutritivas comerciales que se usaron para poder generar los tratamientos con su respectivo requerimiento fueron úrea, fosfato diamonio DAP, KCl, CaNO₃ e Hydrocomplex Yara® Colombia (fuente de menores), tomando como referencia la demanda nutricional óptima recomendada por Haag *et al.* (1973), expuesta anteriormente.

Los tratamientos evaluados fueron los siguientes: tratamiento 150 % (aplicación de 1161,19 g de mezcla de sales comerciales por planta; es decir,

150 % de la dosis recomendada para maracuyá); tratamiento 100 % (aplicación de 774,12 g de mezcla de sales comerciales por planta; es decir, 100 % óptimo de la dosis recomendada); tratamiento 50 % (aplicación de 387,07 g de mezcla de sales comerciales por planta; es decir, 50 % de la dosis recomendada); tratamiento 25 % (aplicación de 193,53 g de mezcla de sales comerciales por planta; es decir, 25 % de la dosis recomendada), y tratamiento 0 % (control, sin aplicación alguna de nutrientes o de sales comerciales).

Los tratamientos comenzaron a aplicarse en el sexto mes de trasplantadas las plantas, previamente al desarrollo de botones florales, con una frecuencia de cada dos meses hasta el mes 14, que correspondió a la etapa de madurez del fruto de curuba. Se regó a capacidad de campo, con agua potable dos veces por semana, un aproximado de cinco litros por planta, hasta la cosecha de los frutos. Todas las plantas se mantuvieron en óptimas condiciones fitosanitarias y con las podas sugeridas para especies como la gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) (Guerrero-López, Potosí-Guampe, Melgarejo, & Hoyos-Carvajal, 2012).





Se realizó la evaluación de la fenología floral con base en la escala BBCH (de las siglas del inglés *Biologische Bundesanstalt Bundessortenamt and Chemical industry*), reportada para granadilla (*Passiflora ligularis*) (Rodríguez-León, Rodríguez-Carlosama, Melgarejo, Miranda-Lasprilla, & Martínez-Wilches, 2015). Se determinó el tamaño máximo de los frutos y sus principales cualidades fisicoquímicas con base en las metodologías descritas por Flórez, Pérez, Melgarejo y Hernández (2012): color (sistema CIEL*a*b), dureza y grosor del epicarpio, contenido de sólidos solubles totales (°Brix), acidez total titulable (%ATT) con NaOH 0,107 M y patrón ácido ascórbico (176,12 g/mol), ya que fue el ácido predominante para este fruto, pH, relación de madurez (°Brix/%ATT), y contenido de ácido cítrico, málico, oxálico, ascórbico por cromatografía líquida de alta resolución (HPLC). Los análisis se realizaron en cinco frutos de curuba por cada tratamiento.

Fenología floral de la curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*), bajo cinco tratamientos de fertilización mineral



Durante la fenología floral de la curuba se identificaron seis subestados fenológicos, como se muestra en la tabla 9.1. Allí se observa que se presentaron diferencias en cuanto a la duración de algunos subestados fenológicos en relación con los diferentes tratamientos de fertilización mineral, en comparación con la aplicación óptima recomendada 100 % (Haag *et al.*, 1973). Se encontró que para el estado B5 (BBCH 605) y A (BBCH 606) hubo sincronización de la antesis o apertura floral,

independientemente de los tratamientos de fertilización. Además, se observó que los subestados fenológicos se superponen entre ellos, por lo cual solo es posible observar la influencia de los tratamientos en los dos primeros subestados de la floración de la curuba BBCH 601 y BBCH 602 (B1 y B2, respectivamente).

Tabla 9.1. Subestados fenológicos del estado BBCH 61 (floración) para curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*).

Fotografía	Subestado fenológico	Tiempo de duración en el respectivo subestado fenológico	Tratamientos evaluados
	B1 (BBCH 601)	1-16 días	150 %
		1 día	100 %
		1 día	50 %
		1-24 días	25 %
		1 día	0 %
	Descripción	Botón floral, primordio visible de la flor de curuba. Yema de color verde pálido.	
	B2 (BBCH 602)	24-32 días	150 %
		8-32 días	100 %
		8-24 días	50 %
		24 días	25 %
		8-32 días	0 %
	Descripción	Yema de color verde más oscuro y de tamaño mayor.	
	B3 (BBCH 603)	24 días	150 %
		24-32 días	100 %
		24-32 días	50 %
		24 días	25 %
		24-40 días	0 %
	Descripción	Botón floral caracterizado por presencia de brácteas de la flor, desplegadas, elongadas y de color verde más oscuro.	
	B4 (BBCH 604)	24-32 días	150 %
		24-32 días	100 %
		24-48 días	50 %
		40-48 días	25 %
		32-40 días	0 %
	Descripción	Botón floral caracterizado por brácteas pálidas y coloración fucsia visible, mayor elongación.	

Continúa

Fotografía	Subestado fenológico	Tiempo de duración en el respectivo subestado fenológico	Tratamientos evaluados
	B5 (BBCH 605)	24-48 días	150 %
		24-48 días	100 %
		24-48 días	50 %
		24-48 días	25 %
		32-48 días	0 %
	Descripción	Presencia notable de pétalos de la flor desarrollada previo a la antesis.	
	A (BBCH 606)	32 días	150 %
		32 días	100 %
		40 días	50 %
		32 días	25 %
		32 días	0 %
	Descripción	Antesis o apertura floral de la curuba, despliegue total de los pétalos exhibiendo los estambres.	

Nota: Tratamientos: 150 % de la dosis recomendada, 100 % óptimo de la dosis recomendada, 50 % de la dosis recomendada, 25 % de la dosis recomendada, 0 % sin aplicación de nutrientes minerales. Fotos tomadas por Natalia Flechas, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

En estudios realizados en otras especies vegetales como el clavel, se ha encontrado que concentraciones bajas de micronutrientes de hierro, manganeso, molibdeno, cobre, zinc y níquel tienen efecto ralentizador en el crecimiento de los tallos y desarrollo de las flores (Lindström, Frankow-Lindberg, Dahlin, Wivstad, & Watson, 2014).

Recientemente, se ha encontrado que una elevada dosificación de nitrógeno (N) y una aplicación acertada de fósforo (P) se traducen en un crecimiento más acelerado, debido a que fisiológicamente afecta la dinámica del transporte de los aminoácidos y de los azúcares a través del floema (Criado *et al.*, 2018). En la deficiencia de nitrógeno, el transporte de carbohidratos y aminoácidos es limitado antes de la floración, y en plantas deficientes de fósforo el transporte a través del floema incrementa después de la floración; lo que manifiesta un cambio y regulación del transporte de carbohidratos en la fenología floral (Criado *et al.*, 2018).

Son pocos los estudios que abordan el efecto de los elementos nutricionales en la fenología floral de las especies; sin embargo, se han encontrado patrones en la movilización de los nutrientes a través de los estados fenológicos de las plantas

como mecanismo de control de supervivencia ante ambientes inestables (Milla, Castro-Díez, Maestro-Martínez, & Montserrat-Martí, 2005; Jagadish *et al.*, 2016). En el presente trabajo, se observó que, a pesar de los tratamientos de fertilización edáfica, el tiempo para la aparición de la primera flor en antesis se sincronizó entre los 24 y 40 días. Se concluye a partir de las evaluaciones que, a pesar de las elevadas y bajas dosis de macro y micronutrientes, y de las variaciones en los dos primeros subestados fenológicos de la floración, no hay efecto en el tiempo de duración y aparición de las flores en antesis.

Crecimiento y desarrollo de los frutos de curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*) bajo cinco tratamientos de fertilización mineral

La evaluación de los frutos de curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*) inició desde la aparición de los primeros estados de cuajado del fruto (BBCH 71), hasta la obtención de frutos maduros (BBCH 81). Se realizaron mediciones del diámetro ecuatorial y longitudinal de los frutos con base en lo descrito por Flórez, Pérez y Melgarejo (2012); además, se realizó ajuste del modelo de crecimiento de los frutos para obtener el estimado del tamaño máximo y la tasa de crecimiento del tamaño (mm/día) por cada tratamiento de fertilización. El tiempo total para la cosecha de los frutos de curuba en todos los tratamientos de nutrición mineral fue de 160 días después de antesis (dda).

En la tabla 9.2, se presentan los resultados concernientes a la dinámica de crecimiento de los frutos de curuba en cada uno de los tratamientos de fertilización, en donde quedan manifiesto los valores obtenidos a través del modelo de crecimiento Gompertz, en los cinco tratamientos de fertilización.

$$W(t) = A^{(-a^{-bt})} + \varepsilon \quad (1)$$

Donde $W(t)$ es el diámetro del fruto (longitudinal/ecuatorial); a es la tasa de crecimiento del fruto (mm día⁻¹); b es el tamaño máximo estimado del fruto y ε es el error asociado al ajuste del modelo normalmente distribuido.

Se encontró que el tratamiento con menor crecimiento longitudinal de los frutos corresponde al tratamiento de nutrición mineral del 50 %, mientras que el tratamiento con el mayor crecimiento longitudinal fue el de 150 %. En cuanto al diámetro ecuatorial, el menor diámetro obtenido fue en el tratamiento de 50 % y el mayor fue en el de 150 % (tabla 9.2).

Tabla 9.2. Parámetros obtenidos del crecimiento de los frutos de curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*) bajo cinco tratamientos de fertilización mineral.

Tratamientos	Diámetros	a	b	sse
150 %	Ecuatorial	0,019	46,13	46,24
	Longitudinal	0,032	90,02	191,76
100 %	Ecuatorial	0,031	45,32	70,64
	Longitudinal	0,046	89,53	246,29
50 %	Ecuatorial	0,050	35,22	5,63
	Longitudinal	0,044	70,78	29,55
25 %	Ecuatorial	0,043	40,09	71,42
	Longitudinal	0,034	81,54	269,40
0 %	Ecuatorial	0,036	38,84	43,41
	Longitudinal	0,024	85,11	188,85

Nota: *a*: tasa de crecimiento del fruto (mm/día); *b*: tamaño máximo del fruto (mm); *sse*: suma de errores cuadrados. Valores obtenidos por cada tratamiento. Tratamientos: 150 % de la dosis recomendada, 100 % óptimo de la dosis recomendada, 50 % de la dosis recomendada, 25 % de la dosis recomendada, 0 % si n aplicación de nutrientes minerales.

Fuente: elaboración propia.

En cuanto a las tasas de crecimiento, se observó en el tratamiento de 150 % una muy baja tasa de crecimiento ecuatorial (0,019 mm/día), en contraste con los otros tratamientos de nutrición mineral. El tratamiento con la menor tasa de crecimiento longitudinal fue el de 0 % (0,024 mm/día). Las mayores tasas encontradas para el crecimiento ecuatorial y longitudinal fueron los tratamientos del 50 % (0,050 mm/día) y del 100 % (0,046 mm/día), respectivamente (tabla 9.2).

Se observa que algunos frutos manifiestan tasas más elevadas de crecimiento que otras dependiendo del tratamiento. La carencia de una tendencia clara manifestada en el tamaño máximo de los diámetros ecuatoriales y longitudinales, acompañado de elevadas y bajas tasas de crecimiento, pone de manifiesto el intrincado mecanismo de la nutrición mineral en la respuesta, dada por la interacción entre los nutrientes más que por el efecto de cada uno por separado (Engels, Kirkby, & White, 2012).

Se ha encontrado que limitaciones de fósforo en las plantas genera disminución en el crecimiento de órganos reproductivos como flores y frutos, a manera de evasión del estrés generado por la falta de fósforo disponible para la planta, como, por ejemplo, periodos cortos de floración y aceleración de la madurez del fruto (Fujita *et al.*, 2014). Con base en estudios realizados en otras especies, la modulación de los fenómenos reproductivos viene dado por el suplemento de nitrógeno y fósforo. Para el caso del nitrógeno, se ha reportado que este elemento tiene un

efecto inhibitorio, pues se ha encontrado en algunas especies anuales que no hay floración después de un pico de uso de nitrógeno que corresponde a un tiempo de máxima toma por parte de la planta (Guilbaud, Dalchau, Purves, & Turnbull, 2015).

Poca información existe en relación con plantas perennes y semiperennes, incluyendo la curuba; sin embargo, es posible que tenga mecanismos para regular internamente la dinámica nutricional ante las deficiencias y excesos, ya que manifiesta un tiempo de culminación igual, a pesar de los tratamientos, siendo las diferencias principalmente en el tamaño y tasa de crecimiento.

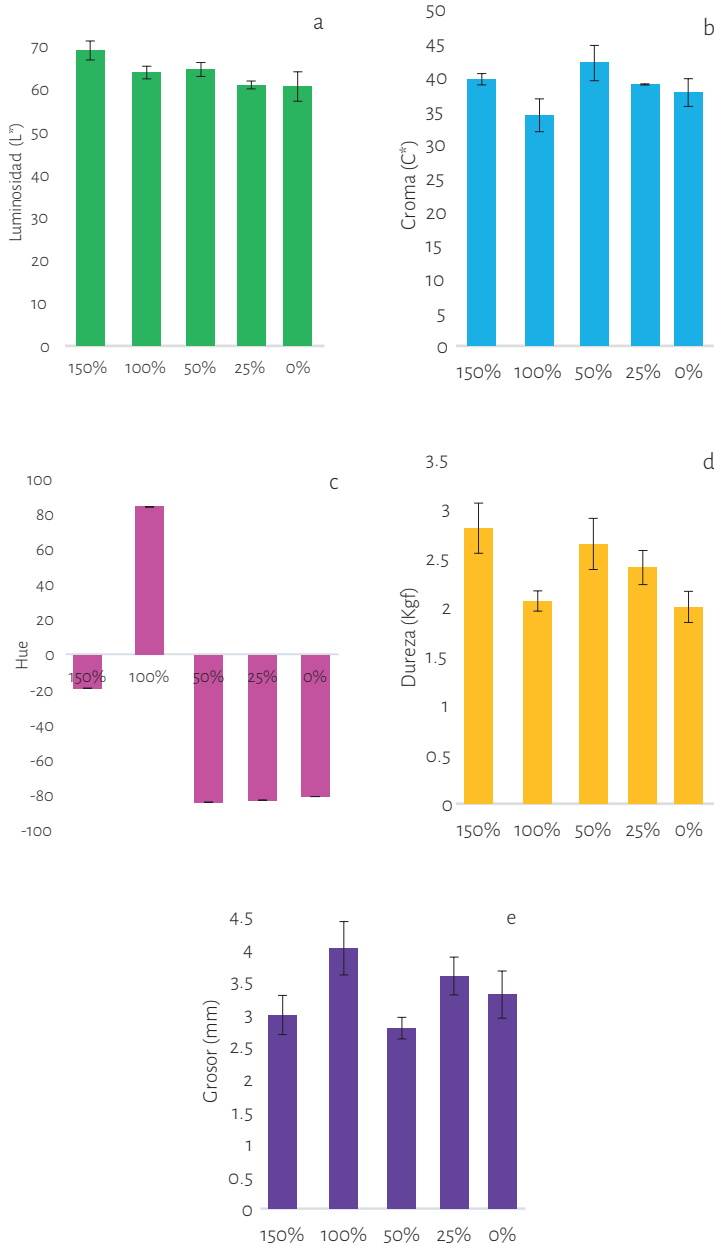
Características fisicoquímicas de los frutos de curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*) bajo cinco tratamientos de fertilización mineral

En la gráfica 9.1 se presentan las características físicas evaluadas en los frutos de curuba. En general, se observan ligeras diferencias entre los tratamientos. La luminosidad (L^*) y el Croma fueron los parámetros físicos que menos variabilidad presentaron (gráfica 9.1a y b).

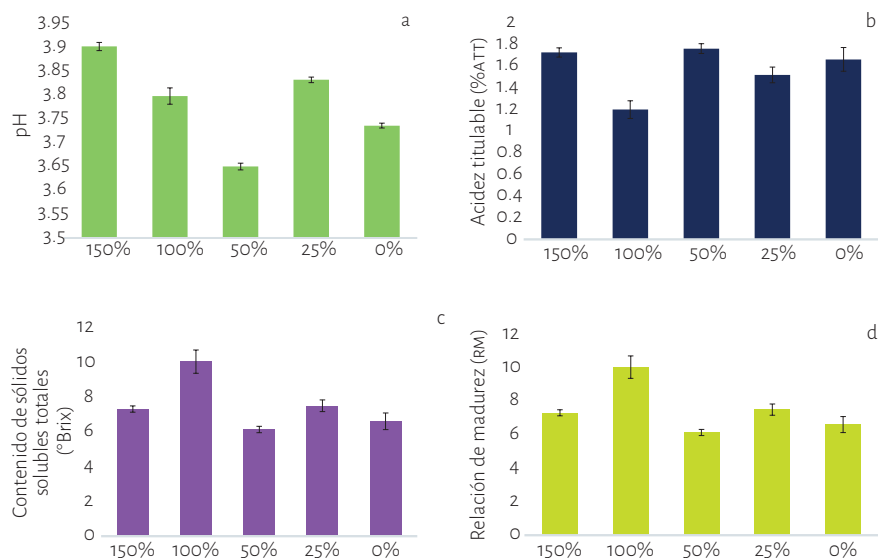
En tanto que la saturación de color (Hue), la dureza (Kgf) y el grosor (mm) (gráfica 9.1c, d y e) manifestaron alta variabilidad con respecto a los tratamientos de fertilización. Si bien esta respuesta no está explicada en la curuba, la respuesta inconsistente ante la nutrición mineral no es exclusiva de esta especie, ya que en algunos frutos, como opuntia y ciruelos, no es posible observar una tendencia definida, ni siquiera elemento por elemento (Zegbe, Serna-Pérez, & Mena-Covarrubias, 2014; Reig *et al.*, 2018).

En la gráfica 9.2, se observa que el pH, el porcentaje de acidez total titulable (%ATT) y el contenido de sólidos solubles totales ($^{\circ}$ Brix) no presentaron una tendencia proporcional de acuerdo con las dosis de fertilización.

El tratamiento del 50 % de la dosis recomendada registró el menor valor de pH (gráfica 9.2a), mientras que el tratamiento del 150 % manifestó el valor de pH más elevado en relación con los otros tratamientos de fertilización mineral. El porcentaje de acidez total titulable (%ATT) de manera concomitante con el pH se observó débilmente relacionado (gráfica 9.2b). El porcentaje de ATT del tratamiento 150 % fue cercano al observado en el tratamiento del 50 %, y contrario de lo esperado al tratamiento 100 %. Los sólidos solubles totales (gráfica 9.2c) presentaron relación con el pH y el %ATT, donde con el tratamiento del 100 % se obtuvo el mayor valor para $^{\circ}$ Brix. En la gráfica 9.2d, la relación de la madurez que se obtiene entre $^{\circ}$ Brix/%ATT fue mayor con el tratamiento de 100 %, mientras que con los otros tratamientos se obtuvieron relaciones similares e inferiores.



Gráfica 9.1. Características físicas más importantes en los frutos de curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*) con relación a las dosis de fertilización mineral (0 %, 25 %, 50 %, 100 % y 150 %). a. Luminosidad de los frutos (L*); b. Cromo del epicarpio (C*); c. saturación del color (h*); d. dureza (Kgf); e. grosor (mm) del epicarpio. n = 5. Las barras indican error estándar. Fuente: elaboración propia.



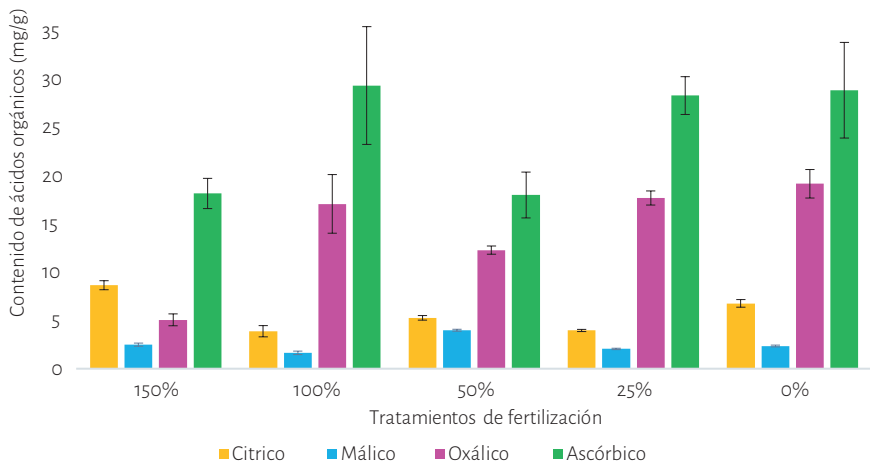
Gráfica 9.2. Parámetros químicos evaluados en frutos de curuba (*Passiflora tripartita* Kunt var. *mollissima*) con relación a las dosis de fertilización mineral (0 %, 25 %, 50 %, 100 % y 150 %). a. pH de la pulpa; b. porcentaje de acidez total titulable (%ATT); c. contenido de sólidos solubles totales (°Brix); d. relación de madurez (RM). n = 5. Las barras indican error estándar. Fuente: elaboración propia.

La respuesta de estos parámetros fisicoquímicos ha sido poco estudiada en relación con dosis de fertilización, aunque sí ha sido estudiada con relación a otras estrategias de manejo de fertilización, como en el caso del maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*), donde los cultivos manejados bajo enmiendas orgánicas, que se caracterizan por aplicar elevadas concentraciones de nitrógeno, fósforo y azufre, presentan mayor contenido de sólidos solubles totales, mayor pH y baja acidez (menor %ATT) (de Oliveira *et al.*, 2017). Si bien en los frutos de curuba se observa que el tratamiento de 150 % tiene valores elevados de pH, su contenido de acidez es elevado y su contenido de sólidos solubles totales es bajo, por lo cual no se puede asemejar la respuesta a un mecanismo de fertilización orgánica.

La relación de madurez (RM) fue mayor en el tratamiento de fertilización del 100 % de la dosis completa o recomendada, indicando que bajo este tratamiento se ve favorecido un incremento en el contenido de sólidos solubles totales y una disminución en el %ATT, lo que mejora sus características organolépticas para el consumo. Aunque no se encontraron muchos estudios que relacionen las dosis de fertilización mineral, es posible observar en estudios semejantes, como los elaborados en los frutos de granada, que una aplicación equilibrada de fertilizantes y en específico de micronutrientes favorecen la RM (°Brix/%ATT) (Davaranah, Tehranifar, Davarynejad, Abadía, & Khorasani, 2016).

En la gráfica 9.3, se observa el comportamiento de los diferentes contenidos de ácidos orgánicos extraídos de los frutos de curuba y analizados mediante cromatografía líquida de alta resolución HPLC. El ácido predominante entre todos los tratamientos de fertilización fue el ácido ascórbico. El tratamiento de 150 % de fertilización fue el que menor contenido total de ácidos orgánicos tuvo en general; sin embargo, dentro del tratamiento, el contenido de ácido ascórbico fue el mayor.

En los frutos de curuba aparentemente la aplicación de dosis de fertilización superiores al 100 % disminuye la síntesis de ácidos orgánicos, excepto el ácido cítrico que se ve favorecido posiblemente por elevadas aplicaciones de boro y zinc, como se ha observado en los estudios realizados en cítricos por Khan, Nasir, Malik, Basra y Jaskani (2015). Sin embargo, no es posible discriminar en curuba si está dado este favorecimiento por elementos como el boro y zinc, debido a que la aplicación de los nutrientes minerales fue realizada en conjunto acorde con el tratamiento. En frutos de ají, el contenido de ácido ascórbico se ve afectado por la aplicación enriquecida de potasio (Botella *et al.*, 2017); sin embargo, en el ensayo realizado en curuba, es probable que se viera afectado por la interacción de los elementos adicionados con la fertilización, lo que modula la respuesta en la síntesis de ácidos orgánicos. El ácido oxálico fue, en general, el siguiente ácido en predominancia en los frutos. Se ha reportado que este ácido y el málico son favorecidos por la aplicación de enmiendas enriquecidas con hierro (İpek *et al.*, 2017).



Gráfica 9.3. Contenido de ácidos orgánicos de los frutos de curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*) con relación a las dosis de fertilización mineral (0 %, 25 %, 50 %, 100 % y 150 %). n = 5, las barras indican error estándar. Tratamientos: 150 % de la dosis recomendada, 100 % óptimo de la dosis recomendada, 50 % de la dosis recomendada, 25 % de la dosis recomendada, 0 % sin aplicación de nutrientes minerales.

Fuente: elaboración propia.

Aunque se desconoce mucho de la fisiología de los frutos de curuba frente a dosis de fertilización y con más énfasis en la dosis de macro y micronutrientes en combinación, este estudio de naturaleza exploratoria permite evaluar en amplios rasgos la respuesta de los frutos ante las diferentes dosis de fertilización mineral, y así sugerir propuestas de manejo de la fertilidad en búsqueda de incrementar su productividad y calidad de los frutos.

En el momento de recolección de los frutos que se evaluaron, se tomaron muestras para análisis físico-químico del suelo de los diferentes tratamientos. Se confirmaron las diferenciales en el contenido nutricional del suelo, dependiente del respectivo tratamiento. Se encontró en promedio general que las dosis de fertilización aumentaron el carbono orgánico en el suelo, así como la cantidad de macro y micronutrientes, mejorando la disponibilidad de estos para las plantas; además, mejoraron características como la capacidad de intercambio catiónico (para los tratamientos de 150 %, 100 %, 50 %, 25 % y 0 % se obtuvieron valores de 17,3, 24,1, 20,5, 21,4 y 6,0 meq 100g⁻¹, respectivamente), que modula la capacidad del suelo para retener cationes y hacerlos disponibles para las plantas, y el pH del suelo, que fue ligeramente superior (5,3) al valor inicial (5,11).

Conclusiones

Con base en las características fisicoquímicas de CIC, pH, %CO, entre otros, el tratamiento que mejoró las condiciones nutricionales del suelo fue el del 100 % de fertilización, lo que concuerda con los resultados de parámetros fisicoquímicos de calidad de los frutos de curuba que fue también el del 100 %.

Referencias bibliográficas

- Botella, M. Á., Arévalo, L., Mestre, T. C., Rubio, F., García-Sánchez, F., Martínez, V. (2017). Potassium fertilization enhances pepper fruit quality. *Journal of Plant Nutrition*, 40(2), 145-155. doi:10.1080/01904167.2016.1201501
- Carvajal, L., Turbay, S., Álvarez, L., Rodríguez, A., Álvarez, M., Restrepo, S. (2014). Propiedades funcionales y nutricionales de seis especies de *Passiflora* (Passifloraceae) del departamento del Huila, Colombia. *Caldasia*, 36, 1-15
- Checa-Coral, O., Rosero-Álvarez, E., & Eraso-Cultid, I. (2011). Colección y caracterización morfoagronómica del subgénero *Tacsonia* en la zona

- andina del departamento de Nariño, Colombia. *Revista de la Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 64(1), 5893- 5907.
- Criado, M. V., Roberts, I. N., Veliz, C. G., Echeverría, M., Boem, F. H. G., & Caputo, C. (2018). Phloem transport of assimilates in relation to flowering time and senescence in barley grown with different availabilities of nitrogen and phosphorus. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 64(4), 492-504. doi:10.1080/03650340.2017.1367093
- Davarpanah, S., Tehranifar, A., Davarynejad, G., Abadía, J., & Khorasani, R. (2016). Effects of foliar applications of zinc and boron nano-fertilizers on pomegranate (*Punica granatum* cv. Ardestani) fruit yield and quality. *Scientia Horticulturae*, 210, 57-64. doi:10.1016/J.SCIENTA.2016.07.003
- De Oliveira, A. B., De Almeida-Lopes, M. M., Moura, C. F. H., De Siqueira Oliveira, L., De Souza, K. O., . . . De Miranda, M. R. A. (2017). Effects of organic vs. conventional farming systems on quality and antioxidant metabolism of passion fruit during maturation. *Scientia Horticulturae*, 222, 84-89. doi:10.1016/J.SCIENTA.2017.05.021
- Díaz, O., Moreno, L., Pinilla, R., Carrillo, W., Melgarejo, L. M., . . . Fernández-Trujillo, J. (2012). Postharvest behavior of purple passion fruit in Xtend® bags during low temperature storage. *Acta Horticulturae*, 934, 727-731. doi:10.17660/ActaHortic.2012.934.95
- Engels, C., Kirkby, E., & White, P. (2012). Mineral Nutrition, Yield and Source–Sink Relationships. En P. Marschner (Ed.), *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants (Third Edition)* (pp. 85-133). San Diego, EE. UU.: Academic Press.
- Flórez, L. M., Pérez, L. V., Melgarejo, L. M., & Hernández, S. (2012). *Caracterización fisicoquímica, fisiológica y bioquímica del fruto de gulupa (Passiflora edulis Sims) como indicadores para el punto óptimo de cosecha*. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de http://bdigital.unal.edu.co/854719/05_Cap03.pdf
- Flórez, L. M., Pérez, L. V., & Melgarejo, L. M. (2012). *Manual calendario fenológico y fisiología del crecimiento y desarrollo del fruto de gulupa (Passiflora edulis Sims) de tres localidades del departamento de Cundinamarca*. Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de http://bdigital.unal.edu.co/854717/04_Cap02.pdf
- Fujita, Y., Venterink, H. O., Bodegom, P. M., Van Douma, J. C., Heil, G. W., Hölzel, N., . . . Wassen, M. J. (2014). Low investment in sexual reproduction threatens plants adapted to phosphorus limitation. *Nature*, 505(7481), 82-86. doi:10.1038/nature12733
- Guerrero-López, E., Potosí-Guampe, C., Melgarejo, L. M., & Hoyos-Carvajal, L. (2012). Manejo agronómico de gulupa (*Passiflora edulis* Sims) en

- el marco de las buenas prácticas agrícolas (BPA). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de la gulupa Passiflora edulis Sims* (pp. 123-144). Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/8547/>
- Guilbaud, C. S. E., Dalchau, N., Purves, D. W., & Turnbull, L. A. (2015). Is “peak N” key to understanding the timing of flowering in annual plants? *New Phytologist*, 205(2), 918-927. doi:10.1111/nph.13095
- Haag, H. P., Oliveira, G. D., De Borducchi, A. S., & Sarruge, J. R. (1973). Absorção de nutrientes por duas variedades de maracujá. *Anais Da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz*, 30(1), 267-279. doi:10.1590/S0071-12761973000100020
- İpek, M., Aras, S., Arikan, Ş., Eşitken, A., Pirlak, L., Turan, M. (2017). Root plant growth promoting rhizobacteria inoculations increase ferric chelate reductase (FC-R) activity and Fe nutrition in pear under calcareous soil conditions. *Scientia Horticulturae*, 219, 144-151. doi:10.1016/J.SCIEN.2017.02.043
- Jagadish, S. V. K., Bahuguna, R. N., Djanaguiraman, M., Gamuyao, R., Prasad, P. V. V., & Craufurd, P. Q. (2016). Implications of High Temperature and Elevated CO₂ on Flowering Time in Plants. *Frontiers in Plant Science*, 7, 913. doi:10.3389/fpls.2016.00913
- Janzantti, N. S., & Monteiro, M. (2014). Changes in the aroma of organic passion fruit (*Passiflora edulis Sims f. flavicarpa Deg.*) during ripeness. *LWT- Food Science and Technology*, 59, 612-620. doi:10.1016/j.lwt.2014.07.044.
- Janzantti, N. S., Santos, G. C., & Monteiro, M. (2012). Shelf Life of Fresh and Pasteurized Organic Passion Fruit (*Passiflora Edulis F. Flavicarpa Deg.*) Pulp. *Journal of Food Processing and Preservation*, 38, 262-270. doi:10.1111/j.1745-4549.2012.00772.x
- Khan, A. S., Nasir, M., Malik, A. U., Basra, S. M. A., & Jaskani, M. J. (2015). Combined Application of Boron and Zinc Influence the Leaf Mineral Status, Growth, Productivity and Fruit Quality of ‘Kinnow’ Mandarin (*Citrus nobilis Lour × Citrus deliciosa Tenora*). *Journal of Plant Nutrition*, 38(6), 821-838. doi:10.1080/01904167.2015.1009100
- Lindström, B. E. M., Frankow-Lindberg, B. E., Dahlin, A. S., Wivstad, M., & Watson, C. A. (2014). Micronutrient concentrations in relation to phenological development of red clover (*Trifolium pratense L.*), perennial ryegrass (*Lolium perenne L.*) and timothy (*Phleum pratense L.*). *Grass and Forage Science*, 69(2), 276-284. doi:10.1111/gfs.12068
- Lizarazo, M., Hernández, C., Fischer, G., & Gómez, M. (2013). Biomasa, parámetros foliares y sintomatología en respuesta a diferentes niveles de

- manganeso, zinc y boro en curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 7(1), 31-45.
- Malavolta, E. (1994). *Nutrición y fertilización del maracuyá*. Quito: POTAFOS.
- Mendoza, M., Monnerat, P., Phino, L., & Carvalho, A. (2006). Deficiência de macronutrientes e boro em maracujazeiro doce: qualidade dos frutos. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 28(3), 492-496. doi:10.1590/S0100-29452006000300033.
- Milla, R., Castro-Díez, P., Maestro-Martínez, M., & Montserrat-Martí, G. (2005). Relationships between phenology and the remobilization of nitrogen, phosphorus and potassium in branches of eight Mediterranean evergreens. *New Phytologist*, 168(1), 167-178. doi:10.1111/j.1469-8137.2005.01477.x
- Muschner, V. C., Zamberlan, P. M., Bonatto, S. L., & Freitas, L. B. (2012). Phylogeny, biogeography and divergence times in *Passiflora* (Passifloraceae). *Genetics and Molecular Biology*, 35(4 suppl.), 1036-1043. Recuperado de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/23412994>
- Quiroga-Ramos, I. A., Fischer, G., & Melgarejo, L. M. (2018). Efecto de la aplicación foliar de boro en el desarrollo fenológico y cuajado de fruto de *Passiflora edulis* f. *edulis* Sims “gulupa” (*Passifloraceae*) en condiciones de campo. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 12(1), 20-30. doi:10.17584/rcch.2018v12i1.7457
- Rodríguez-León, A. K., Rodríguez-Carlosama, A., Melgarejo, L. M., Miranda-Lasprilla, D., & Martínez-Wilches, O. (2015). Caracterización fenológica de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) crecida a diferentes altitudes en el departamento del Huila. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Granadilla (Passiflora ligularis Juss): caracterización ecofisiológica del cultivo* (pp. 53-90). Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://uneditorial.net/uflip/granadilla-caracterizacion-ecofisiologica/pubData/source/Granadilla.pdf>
- Reig, G., Font, I., Forcada, C., Mestre, L., Jiménez, S., Betrán, J. A., Moreno, M. Á. (2018). Horticultural, leaf mineral and fruit quality traits of two ‘Greengage’ plum cultivars budded on plum based rootstocks in Mediterranean conditions. *Scientia Horticulturae*, 232, 84-91. doi:10.1016/J.SCIENTA.2017.12.052
- Soil Survey Staff. (1999). Soil taxonomy: A basic system of soil classification for making and interpreting soil surveys. 2.^a edición. *Natural Resources Conservation Service. U.S. Department of Agriculture Handbook*, 436.
- Zegbe, J. A., Serna-Pérez, A., & Mena-Covarrubias, J. (2014). Mineral nutrition enhances yield and affects fruit quality of ‘Cristalina’ cactus pear. *Scientia Horticulturae*, 167, 63-70. doi:10.1016/J.SCIENTA.2013.12.023

Cap. 10

Índices de calidad para estandarización y exportación de aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass)

**Jorge Leonardo Sandoval¹
María Soledad Hernández^{2*}**

¹ **Jorge Leonardo Sandoval**
jlsandovals@unal.edu.co Instituto de Ciencia
y Tecnología de Alimentos- ICTA- Universidad
Nacional de Colombia Sede Bogotá. Ingeniero
de Alimentos. Especialista en Seguridad y
calidad alimentaria. Investigación realizada
como parte de tesis de especialización
(www.bidigital.unal.edu.co).

² **María Soledad Hernández**
mshernandez@unal.edu.co. Instituto de
Ciencia y Tecnología de Alimentos- ICTA-
Universidad Nacional de Colombia, Sede
Bogotá. Bióloga. Ph.D. Profesora Titular,
catedrático.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-10>

Introducción

El aguacate cv. Hass es el principal cultivo a nivel mundial y se caracteriza por los altos rendimientos en producción, la calidad de sus frutos y la maduración tardía. En Colombia, se ha adaptado en condiciones de clima frío moderado entre 10 y 18 °C, en altitudes entre los 1.800 y los 2.600 msnm (Téliz & Mora, 2008). Los aguacates de la variedad Hass presentan diámetro longitudinal de 9,61 cm y transversal de 6,79 cm, y pesos promedios en un rango entre 150-500 g. Algunas de las características físicas sobresalientes en el aguacate Hass son su color verde en



Figura 10.1. a. Fruto de aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass) en madurez de consumo parte externa; b. Parte interna. Fotos tomadas por Jorge L. Sandoval S. Instituto de Ciencia y Tecnología de Alimentos (ICTA), Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Especialista en Seguridad y Calidad Alimentaria.

Fuente: elaboración propia.

el momento de recolección, que se torna púrpura (figura 10.1) en el momento de madurez de consumo, con una textura rugosa de 1,2 mm de espesor y color verde claro en la pulpa del fruto en el inicio de la maduración, que se torna un poco amarilla en la sobremadurez (Instituto Colombiano Agropecuario [ICA], 2011; Ríos, Corrales, Daza, & Aristizábal, 2005).

Composición química del fruto

El valor nutricional de la parte comestible del aguacate depende del ecotipo (tropical o subtropical), del cultivar, del grado de madurez del fruto y de las

condiciones agroecológicas del cultivo. De acuerdo con Dreher y Davenport (2013), el aguacate cv. Hass posee carbohidratos, proteínas, grasas, vitaminas A, C, D, B6 y E (importante antioxidante), fibra, agua y minerales, siendo abundante en potasio y magnesio, y pobre en sodio. En relación con el contenido de grasa, este es mayoritariamente de ácidos grasos monoinsaturados: el 72 % del total de la materia grasa es ácido oleico, característico del aceite de oliva (Massaro, 2010).

Índices de madurez del aguacate cv. Hass

En la industria del aguacate de exportación, uno de los factores que determina la calidad de los frutos es el tiempo óptimo de recolección (Kader, 1999). En prácticamente todos los cultivares de aguacate, el periodo de cosecha comienza cuando el fruto ha alcanzado la etapa de madurez mínima, que se determina por la capacidad de madurar sin deshidratarse (Flitsanov *et al.*, 2000). Los índices para determinar la madurez de los frutos deben estar relacionados con su desarrollo fisiológico y con el proceso de maduración; algunos de estos índices pueden ser subjetivos y otros objetivos. Uno de los índices subjetivos más usados es la percepción visual del color de los frutos, complementada con medidas en la escala Cielab. Por otra parte, los índices objetivos más usados a nivel internacional son el contenido de materia seca, el contenido de materia grasa y la firmeza, que están asociados a cambios en la consistencia de la pulpa (Hofman, Bower, & Woolf, 2013). Bernal *et al.* (2014) indicaron que existe un efecto de las condiciones ambientales del cultivo sobre la calidad interna y externa de los frutos, generando en algunos casos frutos en menor tiempo, pero de menor tamaño y peso.

Caracterización físico-química de frutos de aguacate cv. Hass, madurado en condiciones controladas de 20 °C y humedad relativa de 90 %

El material vegetal utilizado para esta investigación estuvo compuesto por frutos de aguacate cv. Hass, obtenidos de cuatro departamentos de Colombia (Antioquia, Caldas, Cundinamarca y Huila), ubicados en los siguientes municipios: Urrao, Anserma, Sumapaz y Pitalito, respectivamente. Algunas condiciones ambientales de las zonas muestreadas en este estudio se presentan en la tabla 10.1, en el ciclo de producción del segundo semestre del 2016, con el objetivo de evaluar los frutos procedentes de cuatro zonas de producción, y a fin de conocer la calidad de los frutos de Colombia. Para ello, se caracterizaron los

parámetros físicos y químicos: peso fresco, color, firmeza, peso seco o materia seca, materia grasa, acidez y pH. Los frutos recolectados fueron tomados como una muestra de tipo exportación; inicialmente, se realizó una caracterización en madurez de cosecha y, posteriormente, los aguacates destinados para evaluar madurez de consumo fueron almacenados en una cámara ambiental a 20 ± 2 °C y 90 ± 5 % de humedad relativa (HR), durante 15 días.

Tabla 10.1. Condiciones ambientales de los aguacates cv. Hass procedentes de Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz.

Procedencia	Rango de altitud (msnm)	Temperatura anual °C	Precipitación anual (mm)
Pitalito (Huila)	1.380-1.550	22,8	1.377
Urrao (Antioquia)	1.830-2.010	21,5	1.750
Anserma (Caldas)	1.790-1.860	22,4	1.532
Sumapaz (Cundinamarca)	1.470-1.860	20	1.333

Fuente: elaboración propia.

Peso fresco en aguacate cv. Hass

El peso fresco, también llamado *calibre* en los estándares de calidad, es una variable importante a nivel comercial tanto nacional como internacional. En la tabla 10.2 se presentan los pesos del aguacate cv. Hass, en la que los frutos procedentes de Anserma, Caldas, presentan el menor peso.

De acuerdo con Bernal *et al.* (2014), existe un efecto de las condiciones ambientales del cultivo sobre la calidad interna y externa de los frutos. Cultivares bajo condiciones de baja altitud, alta luminosidad, alta humedad relativa y alta temperatura producen frutos bajo condiciones de estrés; con ello, se reduce el tamaño de la fruta y se acelera el proceso metabólico, dando como resultado la formación de frutos en menor tiempo, con menor tamaño y peso. En referencia con lo anterior, los frutos de mayor tamaño se encuentran en altitudes mayores a 1.770 msnm, con pesos > 180 g, mientras que, en zonas por debajo de esta altitud, el peso promedio de los frutos se encuentra entre 155,3-157 g.

Tabla 10.2. Peso fresco de frutos de aguacate cv. Hass de cuatro procedencias de Colombia: Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz.

Procedencia	Peso (g)
Pitalito (Huila)	187,07±22,19 ^b
Urrao (Antioquia)	183,85±15,02 ^b
Anserma (Caldas)	166,21±20,80 ^a
Sumapaz (Cundinamarca)	191,00±20,18 ^b
Global	182,02±21,81

Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 60. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey.
Fuente: elaboración propia.

Color en aguacate cv. Hass

El aguacate cv. Hass se caracteriza por el cambio en la coloración del epicarpio durante el proceso de maduración, que pasa de una coloración verde a púrpura oscuro. Una de las medidas subjetivas para determinar el color de los alimentos es la colorimetría triestímulo, basada en la teoría de los tres componentes de visión de color. El modelo Cielab estima el espacio de color mediante un sistema de coordenadas cartesiano, definido por tres coordenadas: L^* , a^* y b^* . La coordenada acromática L^* define la luminosidad y representa si un color es claro u oscuro, variando desde 0, que es negro, y 100, para blanco. Las coordenadas cromáticas a^* y b^* forman un plano perpendicular a L^* . La coordenada a^* corresponde a rojo, si tiene valores de +60, y verde, si tiene valores de -60. La coordenada b^* corresponde a amarillo, si tiene valores de +60, y azul, si tiene valores de -60. Por otra parte, para determinar la diferencia de color entre dos muestras de alimentos, la mayor parte de la literatura expresa los cambios de color en términos de diferencia matemática sobre las características cromáticas del plano ecuatorial del espacio Cielab, a^* y b^* . Algunos investigadores han utilizado el Croma (C^*) (ecuación 1) y ángulo de tono o tonalidad h° (ecuación 2) como parámetros para expresar cambios o diferencias de color.

$$\text{Croma } (C^*) = (a^2 + b^2)^{1/2} \quad (1)$$

$$\text{Ángulo de tono } (h^\circ) = \arctan (b^*/a^*) \quad (2)$$

Color externo del aguacate cv. Hass

En general, los frutos del cv. Hass en madurez de cosecha muestran tendencia a tonalidades verdes con valores de a^* entre $-5,83$ y $-18,84$, y tonos amarillos con valores de b^* entre $20,13$ y $30,91$, y valores de L^* con tendencia a tonalidades oscuras u opacas en un rango de valores entre $29,5$ y $44,67$. Particularmente, los frutos de Urrao (Antioquia) se caracterizan por tener una tonalidad verde con mayor luminosidad (L^*); contrariamente, los frutos de Pitalito (Huila) tienden a ser de tonalidad verde opaca o de menor luminosidad (tabla 10.3).

En madurez de consumo (tabla 10.4) el color del epicarpio de los frutos presenta coloración púrpura oscuro, representada por las coordenadas a^* con una tendencia a tonalidades rojas con valores entre $-1,71$ y $6,53$; amarillas b^* con valores entre $3,91$ y $11,87$, y L oscura con valores entre $24,43$ y $31,13$. Se destacan los colores de la piel de los frutos procedentes de Urrao (Antioquia) con una mayor L y mayor saturación del color púrpura oscuro, lo que los puede hacer más atractivos al consumidor final.

Tabla 10.3. Coordenadas colorimétricas de epicarpio de aguacate cv. Hass en madurez de cosecha.

Coordenadas colorimétricas	Procedencia			
	Pitalito (Huila)	Urrao (Antioquia)	Anserma (Caldas)	Sumapaz (Cundinamarca)
L^*	$32,97 \pm 1,59^a$	$37,40 \pm 2,80^c$	$35,43 \pm 1,82^b$	$34,69 \pm 1,95^b$
a^*	$10,83 \pm 2,02^b$	$-13,66 \pm 2,81^a$	$-13,51 \pm 1,60^a$	$-13,23 \pm 1,27^a$
b^*	$16,05 \pm 2,19^a$	$18,31 \pm 2,97^c$	$18,53 \pm 2,37^b$	$20,19 \pm 2,94^b$
C	$19,19 \pm 2,66^a$	$24,17 \pm 4,43^c$	$22,86 \pm 2,85^b$	$23,11 \pm 2,06^{bc}$
h°	$122,89 \pm 2,47^a$	$124,16 \pm 2,19^b$	$125,82 \pm 1,46^c$	$1124,76 \pm 2,11^b$



Nota: Los valores son promedio \pm desviación estándar, $n = 30$. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey. Fotos tomadas por Jorge L. Sandoval, ICTA, Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Especialista en Seguridad y Calidad Alimentaria.

Fuente: elaboración propia.

Tabla 10.4. Coordenadas colorimétricas del epicarpio de aguacate cv. Hass en madurez de consumo.

Coordenadas colorimétricas	Procedencia			
	Pitalito (Huila)	Urrao (Antioquia)	Anserma (Caldas)	Sumapaz (Cundinamarca)
L*	26,54± 1,01 ^b	27,76±1,54 ^c	27,01±1,59 ^b	26,00±1,11 ^a
a*	0,21±0,67 ^a	2,84±1,45 ^c	0,63±0,77 ^b	0,07±0,54 ^a
b*	6,82±0,91 ^b	7,38±1,66 ^c	5,72±0,90 ^a	6,39±1,15 ^b
C	6,85±0,90 ^b	8,12±1,90 ^c	5,88±0,81 ^a	6,45±1,11 ^b
h°	87,96±5,67 ^c	68,63±10,03 ^a	82,81±8,36 ^b	90,01 ±3,89 ^c



Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 30. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey. Fotos tomadas por Jorge L. Sandoval S, ICTA, Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Especialista en Seguridad y Calidad Alimentaria.

Fuente: elaboración propia.

Color interno del aguacate cv. Hass

El color interno de los frutos en su madurez de cosecha (tabla 10.5) presenta tonalidad verde amarillosa. Al describir la tonalidad de los frutos en el sistema Cielab, se observa la siguiente tendencia: tonalidades amarillas definidas por las coordenadas b*, con valores positivos entre 35,94 y 52,61, y tonalidades verdes determinadas por las coordenadas a*, con valores negativos entre -6,51 y -8,13. Respecto a la luminosidad, se presentó una tendencia hacia el blanco con valores entre 73,03 a 83,97.

En comparación con el color del mesocarpio de los frutos en madurez de consumo (tabla 10.6), se pueden observar cambios en las coordenadas de luminosidad y las cromáticas a* y b*, de los aguacates de las diversas procedencias. En la tabla 10.6, se observa que para las coordenadas a* los valores negativos presentan una disminución, y es notable una menor coloración verde de los

frutos; es decir, que se presenta una tonalidad más amarillenta. Los frutos en madurez de consumo presentan una luminosidad con valores entre 63,16 y 81,62, valores de la coordenada a* entre -18,79 y -8,18, y valores de la coordenada b* entre 35,03 y 50,35. En general, la luminosidad, el ángulo de tono y el croma disminuyen durante el proceso de maduración de los frutos.

Tabla 10.5. Coordenadas colorimétricas Mesocarpio de aguacate cv. Hass en madurez de cosecha.

Coordenadas colorimétricas	Procedencia			
	Pitalito (Huila)	Urrao (Antioquia)	Anserma (Caldas)	Sumapaz (Cundinamarca)
L*	78,51± 1,03 ^{ab}	78,31±1,85 ^a	79,13±2,30 ^{bc}	79,74± 1,63 ^c
a*	-12,99± 2,48 ^b	-13,65±1,87 ^b	-15,10±1,76 ^a	-10,92± 2,15 ^c
b*	44,90± 3,79 ^b	44,94±2,99 ^b	47,60± 1,67 ^c	43,15± 1,89 ^a
C	46,81± 3,79 ^b	46,74±3,33 ^b	49,94± 1,47 ^c	43.42±4,44 ^a
h°	105,92±2,32 ^b	106,94±1,92 ^c	107,68± 2,41 ^c	104,48 ± 1,99 ^a



Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 30. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey. Fotos tomadas por Jorge L. Sandoval S, ICTA, Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Especialista en Seguridad y Calidad Alimentaria.

Fuente: elaboración propia.

Tabla 10.6. Coordenadas colorimétricas Mesocarpio de aguacate cv. Hass madurez de consumo.

Coordenadas colorimétricas	Procedencia			
	Pitalito (Huila)	Urrao (Antioquia)	Anserma (Caldas)	Sumapaz (Cundinamarca)
L*	74,23±2,35 ^b	72,74±3,85 ^a	73,88±2,24 ^{ab}	75,58±2,96 ^c
a*	-13,80±1,63 ^b	-14,32± 2,27 ^{ab}	-14,55±1,86 ^a	-12,35±1,84 ^c
b*	42,56±1,64 ^b	40,58± 2,40 ^{ab}	43,14±1,89 ^a	41,28±4,77 ^c
C	44,49±3,20 ^b	43,20± 2,05 ^a	45,42±1,71 ^b	42,89±2,60 ^a
h°	107,62±2,01 ^b	109,69±2,72 ^c	108,54±2,71 ^b	106,40 ± 1,97 ^a



Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 30. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey. Fotos tomadas por Jorge L. Sandoval S, ICTA, Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Especialista en Seguridad y Calidad Alimentaria.

Fuente: elaboración propia.

Índice de madurez colorimétrico (IMC)

Con base en los datos del color del epicarpio tanto en madurez de cosecha como de consumo, se determinó el índice de madurez colorimétrico (IMC) ecuación 3, en la escala del sistema Hunter Lab, y se utilizó la ecuación propuesta por Mateos, Del Río, Martínez y Navarro (1988).

$$IMC = \frac{-10 a b}{L} \quad (3)$$

En la tabla 10.7 se presenta el IMC de frutos en madurez de cosecha y consumo de las diferentes procedencias. En lo que respecta a la madurez de cosecha, el IMC presenta valores entre 16,19 y 47,78. Las diferencias en el IMC entre las diversas procedencias en madurez de cosecha se deben tanto a la época de recolección, como a la cosecha temprana o tardía de frutos. De acuerdo

con Henao y Rodríguez (2016), el IMC para frutos en madurez de cosecha de origen antioqueño presentaron valores entre 58,71 y 46,04, datos que difieren a los presentados en la tabla 10.7, con lo cual se puede ver que los frutos procedentes de Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz presentan un estado de madurez más avanzado.

Tabla 10.7. Índice de madurez colorimétrico (IMC) de aguacate cv. Hass para cuatro procedencias de Colombia.

Procedencia	Madurez de cosecha	Madurez de consumo
Pitalito (Huila)	22,71±3,22 ^a	-0,12±0,60 ^c
Urrao (Antioquia)	33,33±7,73 ^c	-2,34±1,76 ^a
Anserma (Caldas)	31,69±4,05 ^{bc}	-0,88±0,57 ^b
Sumapaz (Cundinamarca)	30,41±2,91 ^b	-0,04±0,38 ^c
Global	29,47±6,64	-0,94±1,43

Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 30. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey. Fuente: elaboración propia.

Los frutos en madurez de consumo que fueron madurados en condiciones controladas durante 15 días presentaron valores de IMC entre -5,99 y 1,64. Según la cinética del IMC presentada por Henao y Rodríguez (2016), los frutos que llegan a la madurez de consumo luego de 15 días presentan valores cercanos o menores a cero, que coinciden con los encontrados en la presente investigación. Debido a que los frutos son madurados bajo condiciones controladas, se observa una homogeneidad en el desarrollo de la coloración de los aguacates al llegar a su maduración de consumo. Al establecer un índice colorimétrico específico en cada una de las etapas de desarrollo de la maduración de los frutos, se lograría valorar el estado de madurez de los aguacates, ya sea durante la recolección en finca, planta de empaque y embalaje o en puerto.

Firmeza del fruto de aguacate cv. Hass

La firmeza se describe como la resistencia a la penetración y es considerada como un parámetro para establecer el estado de madurez de los frutos, así como la resistencia mecánica durante el transporte (Kassim, Workneh, & Bezuidenhout, 2013). Esta variable disminuye moderadamente a medida que el fruto madura y, una vez el fruto se acerca a su madurez de consumo, la tasa de disminución de firmeza aumenta y cae cerca de cero en la plena maduración. En general, los frutos analizados de las diferentes regiones presentan valores de firmeza en

madurez de cosecha entre 84,44 y 139,99 N, que descienden a valores entre 8,33 a 18,97 N cuando el fruto llega a su madurez de consumo (tabla 10.8). Por lo tanto, esta variable describe el desarrollo del proceso de maduración de los frutos. En relación con los valores de madurez de consumo, los frutos de Pitalito presentaron el mayor descenso de firmeza, seguido de Urrao, Anserma y Sumapaz.

Tabla 10.8. Firmeza (N) aguacate cv. Hass de cuatro procedencias de Colombia: Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz.

Procedencia	Promedio	
	Madurez de cosecha	Madurez de consumo
Pitalito (Huila)	100,50 ± 8,93 ^a	11,81 ± 1,53 ^a
Urrao (Antioquia)	114,19 ± 9,70 ^b	12,67 ± 1,62 ^b
Anserma (Caldas)	124,09 ± 6,61 ^c	12,80 ± 2,59 ^b
Sumapaz (Cundinamarca)	109,96 ± 11,68 ^d	12,85 ± 2,33 ^b
Global	112,44 ± 12,48	12,56 ± 2,08

Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 30. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey.
Fuente: elaboración propia.

De acuerdo con Márquez, Yepes y Sánchez (2014), los frutos sobre maduros presentan valores ≤ 10 N. En el caso de los frutos en madurez de consumo del presente estudio, no superaron un valor de 11 N, definiendo así que los frutos contaban con una madurez óptima.

Contenido de materia seca en aguacate cv. Hass

La materia seca (MS) es considerada como uno de los principales índices de madurez del aguacate Hass. Este contenido incrementa durante el desarrollo del fruto y determina el mejor periodo de cosecha (Gamble *et al.*, 2010), evitando así la cosecha de frutos inmaduros o sobremaduros, con el fin de reducir las pérdidas poscosecha. El contenido de ms en frutos en madurez de cosecha presentó inicialmente un contenido entre 21,88 y 34,17 % (tabla 10.9), variabilidad que está relacionada con la época de recolección de los frutos.

Los valores obtenidos de ms en frutos en madurez de cosecha corresponden a los esperados para la temporada de recolección; por otra parte, se ha reportado que los frutos se agrupan en categorías de acuerdo a la época de recolección (Gamble *et al.*, 2010). Aunque a nivel internacional no existe un método para separar estas categorías, en la mayoría de países productores de

Tabla 10.9. Contenido de materia seca y materia grasa del aguacate cv. Hass de cuatro procedencias de Colombia: Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz.

Procedencia	Materia seca (%)		Materia grasa (%)	
	Madurez de cosecha	Madurez de consumo	Madurez de cosecha	Madurez de consumo
Pitalito (Huila)	29,38±2,24 ^b	27,62±1,33 ^b	15,88±0,67 ^a	20, 99±1,77 ^a
Urrao (Antioquia)	26,93±2,41 ^a	27,90±1,57 ^b	17,94±0,84 ^b	23,03±1,77 ^b
Anserma (Caldas)	28,19±1,64 ^b	27,54±1,37 ^{ab}	16,69±0,76 ^a	19,89±2,26 ^a
Sumapaz (Cundinamarca)	26,26±1,23 ^a	26,92±1,16 ^a	16,34± 0,73 ^b	24,23±01,54 ^b
Global	27,61±2,26	27,61±2,26	16,71±1,06	22,01± 2,48

Nota: Los valores son promedio ± desviación estándar, n = 30. Medias con letras diferentes para las columnas representan diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey.
Fuente: elaboración propia.

aguacate se ha establecido un mínimo contenido de materia seca, con el fin de evitar la comercialización de frutos inmaduros. Los estándares de California adoptaron un mínimo de ms del 20,8 % (Lee, Young, Schiffman, & Coggins, 1983); otros países tienen un mínimo de ms del 25 %, con el fin de minimizar los trastornos fisiológicos durante un almacenamiento prolongado.

Según Villa, Molina, Ayala, Olivas y González (2011), los aguacates se cosechan cuando son fisiológicamente maduros pero aún no llegan a su madurez de consumo; por lo tanto, tienen la ventaja de ser cosechados durante todo el año en el árbol y ser recolectados en diversas épocas; por estas razones, su composición puede variar cuando el fruto se cosecha en diferentes momentos durante el año.

El contenido de materia seca de los frutos en madurez de consumo presenta valores entre 24,86 % y 31,56 %, lo que se puede evidenciar que el contenido de ms cambia a medida que avanza el estado de madurez. Para el caso de los frutos de Anserma y Sylvania, se notó un aumento en los rangos mínimos del contenido de ms de frutos en madurez de cosecha con respecto a frutos en madurez de consumo.

Contenido de materia grasa en aguacate cv. Hass

El alto contenido de aceite o materia grasa en el mesocarpio del aguacate (tabla 10.9) se debe a la acumulación de azúcares durante la fase exponencial de

crecimiento del fruto, que son utilizados para la síntesis de aceite en la pulpa; por lo tanto, el contenido de aceite y su composición está relacionado con la época de cosecha y su estado de desarrollo (Villa *et al.*, 2011). En muchos países productores de aguacate, el contenido de aceite es utilizado como índice de madurez, porque define usualmente el periodo óptimo de cosecha (Wolstenholme & Whiley, 1995).

En la tabla 10.9 se observa el contenido de materia grasa (MG) de frutos de diversas procedencias en madurez de cosecha. En general, los frutos presentan valores entre 14,54 y 19,16 %; por otra parte, el contenido de MG varía de acuerdo con la procedencia. Los frutos con mayor contenido de MG en madurez de cosecha son los procedentes de Urrao, seguido de Anserma y Sumapaz, mientras que los frutos procedentes de Pitalito presentaron el menor contenido de MG en la madurez de cosecha.

Los valores del porcentaje de MG en madurez de consumo se encuentra entre el 17,05 y el 26,71 %, en comparación con los datos de MG en madurez de cosecha; en madurez de consumo, se evidencia aumento en dicha variable. El aumento del contenido de materia grasa en el mesocarpio durante el proceso de madurez se debe a la pérdida de agua en el fruto, de modo que el porcentaje total de materia grasa permanece constante durante la vida de la fruta (Ozdemir & Topuz, 2004).

pH y acidez total titulable del aguacate cv. Hass

La acidez total del aguacate cv. Hass fue expresada en porcentaje de ácido tartárico para los frutos procedentes de Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz. Los datos de madurez de cosecha variaron entre 0,05 y 0,33 %, que aumentaron en madurez de consumo con valores entre 0,07 y 0,40 % (tabla 10.10).

Los valores de pH de los frutos procedentes de Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz presentaron disminución de esta variable durante el proceso de maduración. Los valores que se presentan van de 6,46 a 7,66 para frutos en madurez de cosecha, mientras que frutos en madurez de consumo presentan valores entre 5,96 y 7,57. El pH del aguacate en fresco debe estar en intervalo de 6 a 6,5 (Kassim *et al.*, 2013).

Tabla 10.10. Acidez total titulable y pH del aguacate cv. Hass de cuatro procedencias de Colombia: Pitalito, Urrao, Anserma y Sumapaz.

Procedencia	% Acidez total titulable (% ácido tartárico)		pH	
	Madurez de cosecha	Madurez de consumo	Madurez de cosecha	Madurez de consumo
Pitalito (Huila)	0,12±0,07 ^c	0,17± 0,05 ^b	7,11± 0,21 ^b	6,77± 0,32 ^a
Urrao (Antioquia)	0,07±0,02 ^a	0,14± 0,04 ^a	6,81± 0,10 ^a	6,70± 0,14 ^a
Anserma (Caldas)	0,09±0,02 ^b	0,17± 0,05 ^b	7,18± 0,19 ^c	6,76± 0,32 ^a
Sumapaz (Cundinamarca)	0,11±0,06 ^{b^c}	0,17± 0,04 ^b	6,76± 0,15 ^a	6,73± 0,30 ^a
Global	0,09±0,05	0,16± 0,05	6,97± 0,25	6,74± 0,28

Fuente: elaboración propia.

Conclusiones

La caracterización de las procedencias de aguacate cv Hass certificado contribuye a la propuesta de norma técnica y su homologación en algunos contextos internacionales, como el ecuatoriano, cuyo reconocimiento data de algunos años atrás. La variabilidad del contenido de mg de frutos en madurez de cosecha tiene implicaciones directas en la calidad de los frutos al momento de llegar a puerto, debido a que se va a presentar una alta heterogeneidad en el estado de madurez de los frutos, generando poca aceptación por parte del importador.

Los frutos de aguacate cv Hass procedentes de Pitalito mostraron ligera sensibilidad al frío (resultados no mostrados), con una modificación de perfil de ácidos grasos en frutos afectados por el daño. Temperaturas de 4 °C inducen ciertas patologías asociadas al daño por frío y reducen la capacidad de maduración del fruto; por el contrario, en temperaturas de 20 °C el desempeño del fruto fue óptimo. Resultados semejantes tuvieron Salcedo, Quiñones, Melgarejo, Hernández y Fernández-Trujillo (2018), en conservación de frutos de aguacate cv. Hass de la zona del Sumapaz.

Referencias bibliográficas

- Bernal, J., Díaz, C., Osorio, C., Tamayo, A., Osorio, W., & Kondo, T. (2014). *Actualización Tecnológica y Buenas Prácticas Agrícolas (BPA) en el Cultivo de Aguacate*. Medellín, Colombia: Corpoica.
- Dreher, M., & Davenport, A. (2013). Hass avocado composition and potential health effects. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 7, 738-50. doi:10.1080/10408398.2011.556759
- Flitsanov, U., Mizrach, A., Liberzon, A., Akerman, M., Zauberman, G., Itsanov, U., & Zauberman, G. (2000). Measurement of avocado softening at various temperatures using ultrasound. *Postharvest Biology and Technology*, 20, 279-286. doi:10.1016/S0925-5214(00)00138-1
- Hofman, J., Bower, J., & Woolf, A. (2013). Harvesting, packing, post-harvest technology, transport and processing. En B. Schaffer, B. N. Wolstenholme & A. W. Whiley (Eds.), *The avocado: Botany, production and uses* (pp. 489-540). Wallingford, EE. UU.: CABI.
- Gamble, J., Harker, F. R., Jaeger, S. R., White, A., Bava, C., Woolf, A. (2010). The impact of dry matter, ripeness and internal defects on consumer perceptions of avocado quality and intentions to purchase. *Postharvest Biology and Technology*, 57(1), 35-43. doi:10.1016/j.postharvbio.2010.01.001
- Henao, J., & Rodríguez, P. (2016). Evaluación del color durante la maduración del aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass). *Agronomía Colombiana*, 5, 876-879. doi:10.15446/agron.colomb.v34n1supl.58092.
- Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2011). *El cultivo de aguacate Hass*. Bogotá, Colombia: ICA.
- Kader, A. (1999). Fruit maturity, ripening, and quality relationships. *Acta Horticulturae*, 485, 203-208. doi:10.17660/ActaHortic.1996.434.30
- Kassim, A., Workneh, T., & Bezuidenhout, C. (2013). A review on postharvest handling of avocado fruit. *African Journal of Agricultural Research*, 8(21), 2385-2402. doi:10.5897/AJAR12.1248
- Lee, S., Young, R., Schiffman, P., & Coggins, C. (1983). Maturity studies of avocado fruit based on picking dates and dry weight. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 108(3), 390-394.
- Márquez, C., Yepes, D., & Sánchez, L. (2014). Changes physical-chemical of avocado (*Persea americana* Mill. cv. "Hass") in postharvest for two municipalities of Antioquia. *Temas Agrarios*, 19(1), 32-47. doi:10.21897/rta.v19i1.723
- Massaro, C. (2010). *Características generales de las paltas*. Boletín de los Consumidores. Santiago de Chile: Ministerio de Agricultura.
- Mateos, M., Del Río, M., Martínez, J., & Navarro, P. (1988). Efecto de las envolturas plásticas individuales, calentamientos intermitentes y

- pretratamientos con CO₂ en la conservación de aguacate “Hass.” En *Actas del III congreso de la Sociedad Española de Ciencias Hortícolas*, p. 3.
- Ozdemir, F., & Topuz, A. (2004). Changes in dry matter, oil content and fatty acids composition of avocado during harvesting time and post-harvesting ripening period. *Food Chemistry*, 86, 79-83. doi:10.1016/j.foodchem.2003.08.012
- Ríos, D., Corrales, D., Daza, G., & Aristizábal, A. (2005). *Aguacate, variedades y patrones importantes para Colombia*. Cali, Colombia: Feriva SA.
- Salcedo, R., Quiñones, Y., Melgarejo, L. M., Hernández, M. S., & Fernández-Trujillo, J. P. (2018). Variation in the fatty acid profile and quality of ‘Hass’ avocados preserved during cold storage. *Acta Horticulturae*, 1194, 1007-1010. doi:10.17660/ActaHortic.2018.1194.143
- Téliz, D., & Mora, A. (2008). *El aguacate y su manejo integrado*, 2.^a edición. Ciudad de México, México: Mundiprensa.
- Villa, J., Molina, F., Ayala, J., Olivas, G., & González, G. (2011). Effect of maturity stage on the content of fatty acids and antioxidant activity of “Hass” avocado. *Food Research International*, 44(5), 1231-1237. doi:10.1016/j.foodres.2010.11.012
- Wolstenholme, B., & Whiley, A. (1995). Prospects for increasing Hass fruit size: A Southern Hemisphere Perspective. *Proceedings of Australian Avocado Growers Federation Inc.*, pp. 89-102.

II

**Nuevas
alternativas
para manejo
del cultivo y
buenas prácticas
agrícolas**

Cap. 11

Entomofauna asociada al cultivo de curuba (*Passiflora tripartita* Kunth), como línea base para su manejo

Jenny Liliana García Morantes¹
Helena Brochero^{2*}

¹ **Jenny Liliana García Morantes**
jlgarciam@unal.edu.co. Laboratorio de
Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias,
Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá.
Ingeniera Agrónoma. M.Sc. Investigación
realizada como parte de tesis de maestría
(www.bdigital.unal.edu.co).

^{2*} **Helena L. Brochero**
embrochero@unal.edu.co. Laboratorio de
Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias,
Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá.
Bióloga. M. Sc, Ph. D. Profesora asociada.
<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-11>

Introducción

El estudio de la entomofauna asociada al estado fenológico de una planta y al sitio específico dentro de la planta es de gran relevancia, porque permite la toma de decisiones con criterio técnico para el manejo integrado del cultivo, en el marco de las normas de Buenas Prácticas Agrícolas. En el presente trabajo se identificó la fauna insectil asociada a un cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cultivar momix, establecido en condiciones de campo, de la finca El Refugio, situada en la vereda Santa Teresita a 04°16,35'N, 074°19,36'W, en el municipio de Pasca, Cundinamarca. El predio está ubicado a una altitud que comprende entre los 2.485 y los 2.499 msnm, con una pendiente promedio del 24 %. La estación meteorológica automatizada (Colteín®), instalada en el lote de siembra de la curuba, reveló que la temperatura media anual correspondió a 14,78/13,09 °C (día/noche), humedad relativa promedio anual del 90 %, con un régimen de precipitación bimodal con los valores más altos en los meses de marzo (120 mm) y julio (116 mm). Se realizó muestreo directo de insectos sobre cada planta, desde la siembra (noviembre del 2014) y hasta que las plantas presentaron frutos en las ramas primarias, del tamaño máximo para la especie (septiembre del 2015), para un total de 10 meses. Se relacionaron las especies insectiles con cada estado fenológico obtenido para las plantas de curuba con base en la escala BBCH de *Passiflora ligularis* (Rodríguez-León, Rodríguez-Carlosama, Melgarejo, Miranda-Lasprilla, & Martínez-Wilches, 2015) y con la estructura vegetal específica de las plantas en la que se encontraron asociados. Se definieron los porcentajes de infestación para las especies insectiles de mayor importancia fitosanitaria, según cada estado fenológico, y se generaron escalas

de daño. Ejemplares del material insectil caracterizado se depositaron en la Colección de Referencia Entomológica del Instituto de Ciencias Naturales, de la Universidad Nacional de Colombia. Los resultados que aquí se presentan constituyen información fundamental para el diseño, establecimiento y evaluación de estrategias de manejo integrado de plagas para el cultivo de curuba.

Entomofauna asociada al cultivo de curuba, cultivar momix

Los insectos encontrados en el presente estudio se relacionan en la tabla 11.1. Con base en los daños encontrados, se establecieron grupos definidos como plagas claves (las que representan la mayor amenaza para la producción), plagas esporádicas (las que aparecen con alguna frecuencia y no causaron daños serios) e insectos benéficos (los que desempeñan un papel ya sea de polinizadores, enemigos naturales o parasitoides).

Tabla 11.1. Entomofauna asociada al cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, del municipio de Pasca, Cundinamarca, desde su siembra hasta la producción de frutos en las ramas primarias.

Especie	Estado fenológico de mayor presencia	Parte de la planta donde fue encontrado	Daño asociado/labor asociada	Número de especímenes recolectados en 10 meses.
<i>Dione glycera</i> * (C. Felder & R. Felder, 1861) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae: Heliconiini)	Desarrollo de hojas (BBCH:1) y Elongación de tallo principal (BBCH:3).	Hojas maduras del tercio medio	Consumo de la lámina foliar	118 larvas; 146 huevos
Coleoptera: Chrysomelidae: Galerucinae* Latreille, 1802	Ramificación lateral (BBCH:2), aparición y desarrollo del órgano floral en ramas primarias (BBCH:5), floración en ramas primarias (BBCH:6) y formación del fruto de curuba (BBCH:7).	Hojas del tercio medio y flores	Daño en pétalos	33 adultos

Continúa

Especie	Estado fenológico de mayor presencia	Parte de la planta donde fue encontrado	Daño asociado/labor asociada	Número de especímenes recolectados en 10 meses.
Coleoptera: Elateridae: <i>Megapenthes</i> sp.*	Aparición y desarrollo del órgano floral en ramas primarias (BBCH:5), floración en ramas primarias (BBCH:6) y formación del fruto de curuba (BBCH:7).	Hojas del tercio medio	Perforación en lámina foliar	18 adultos
Coleoptera: Curculionidae: Entiminae: Naupactini: <i>Rhinchuchus</i> * sp.	Finalización de la elongación de tallo principal (BBCH:3), comienzo de ramificación lateral (BBCH:2).	Hojas jóvenes del tercio superior y brotes apicales	Consumo de lámina foliar, desde la margen hasta la nervadura central	1.805 adultos
<i>Frankliniella occidentalis</i> * (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae)	Floración en ramas primarias (BBCH:6) y formación del fruto de curuba (BBCH:7).	Brotes apicales, flores y frutos	Daños en frutos, caracterizados por cambios en el color y textura del epicarpio	1.094 adultos; 19 inmaduros
<i>Apis mellifera</i> ^Φ Linnaeus 1758 (Hymenoptera: Apidae)	Floración en ramas primarias (BBCH:6).	Flores	Polinizador	65 adultos
Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae: Cotesiini ^Φ Mason, 1981.	Floración en ramas primarias (BBCH:6).	Flores	Parasitoide	1 adulto

*Plaga clave; +Plaga esporádica; ΦInsecto benéfico

Fuente: elaboración propia.

Dione glycera (C. Felder & R. Felder, 1861) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae: Heliconiini). Plaga clave para curuba, registros previos

Dione glycera se ha registrado previamente causando daño en cultivos de curuba (Bernal & Díaz, 2005; Instituto Colombiano Agropecuario [ICA], 2006; Daza & De la Cruz, 1983) y en el presente estudio se encontró como plaga clave. Se recolectaron 146 huevos en la totalidad del muestreo, solitarios o en grupos de máximo seis huevos (figura 11.1a), ubicados en la superficie adaxial de las hojas del tercio medio de la planta, caracterizados por presentar un tamaño entre 1 mm de alto por 1 mm de ancho, forma cónica truncada en cada base, estriados en la parte lateral y con cambio de coloración relacionada con la maduración del embrión (figura 11.1b y c). Se recolectaron 118 larvas de diferentes tamaños, caracterizadas por presentar franjas amarillas longitudinales, puntos negros y espinas negras en el área dorsal (figura 11.1d y e) y dos espinas laterales conspicuas sobre la cabeza negra fuertemente esclerosada (figura 11.1d). Se encontró un máximo de ocho larvas por planta asociadas al estado fenológico de desarrollo de hojas (BBCH:1) y elongación del tallo principal (BBCH:3). Con el propósito de completar el ciclo de vida y confirmar la determinación taxonómica, las larvas se preservaron vivas en jaulas entomológicas en condiciones semicontroladas a una altitud de 2.570 msnm, una temperatura diaria promedio de 14,4 °C y una humedad relativa del 80 %, hasta la emergencia del adulto. Las larvas neonatas presentaron una longitud promedio de 2,5 mm (figura 11.1d), en tanto que las de quinto estadio presentaron una longitud promedio de 50 mm. En el quinto estadio, la larva comienza a construir una masa de seda, que es expulsada por la boca y, posteriormente, al paso de prepupa, el insecto se cuelga de la parte trasera de su cuerpo formando una “S”. La prepupa, con una duración de 1,5 días, es de color café oscuro, y antes de convertirse en pupa realiza movimientos espasmódicos. La pupa con cuerpo en forma de ‘S’, con presencia de movimientos laterales y coloración café claro (figura 11.1g), tiene una duración aproximada de 13 días. El estado adulto presenta cabeza de color oscuro, palpos gruesos y largos, antenas largas capitadas, con una masa aplanada en su ápice. Las alas, tanto las anteriores como posteriores, presentaron una longitud de aproximadamente 35 mm, de color anaranjado, con patrones de líneas negras en posición dorsal. En el ala posterior, la Sc+R1 (vena secundaria que une la vena Subcosta con la Radial uno) es conspicuamente sinuosa (figura 11.1h). En posición ventral ambas alas presentan manchas iridiscentes de color plata (figura 11.1i). En campo se observaron hembras ovipositando restringidamente en el cultivo de curuba, presentando vuelo corto, pero rápido.

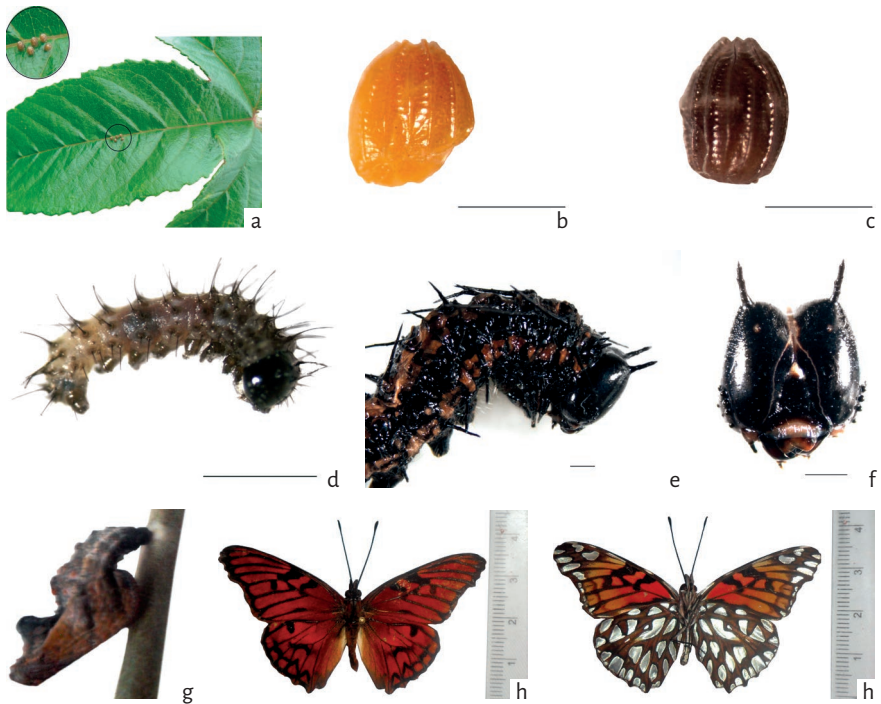


Figura 11.1. *Dione glycera* (C. Felder & R. Felder, 1861). a. Ovipostura en masa sobre la superficie adaxial de hoja de curuba; b. Huevo recién puesto; c. Huevo maduro; d. Larva neonata; e. Larva III, recolectada en campo; f. Cabeza, detalle de la espina cefálica característica de la especie; g. Pupa sobre rama lateral de curuba; h. Adulto vista dorsal; i. Adulto vista ventral. Escala 1 mm. Material entomológico recolectado en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca 2014-2015. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.

El daño causado por *D. glycera* se presenta en las hojas maduras del tercio medio de la planta. La defoliación ocasionada por los primeros estadios larvales (I y II) se caracteriza por el consumo parcial de la lámina foliar, que presenta zonas traslúcidas en la hoja (figura 11.2a), en tanto que los estadios larvales III-V defolían totalmente la lámina foliar (figura 11.2b).

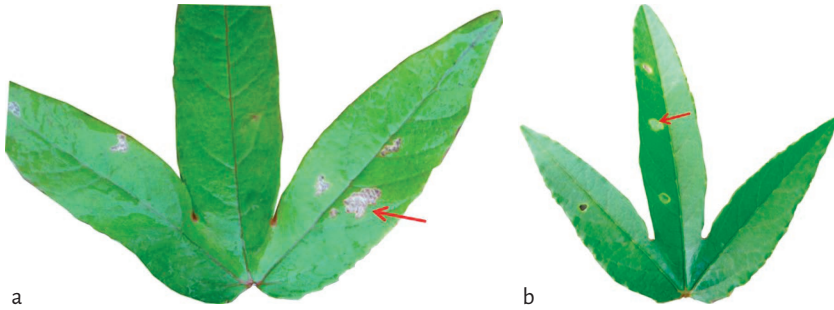


Figura 11.2. Detalle del daño causado por *Dione glycera* (C. Felder & R. Felder, 1861). a. Daño causado por larvas en estadios I y II; b. Daño causado por larvas en estadios III–V, en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, Municipio de Pasca, Cundinamarca. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

Las larvas de *D. glycera* causaron daños a la lámina foliar entre el 1 % y 25 %. Las larvas de estadios I y II ($n = 5$) en una hoja ocasionaron un daño del 1 %. El daño correspondiente al 25 % fue ocasionado por larvas en los estadios IV y V, causado por cuatro larvas en una hoja ($n = 4$). La figura 11.3 presenta la escala de daño de *D. glycera* (C. Felder & R. Felder, 1861), en las hojas de curuba obtenida en el presente estudio.

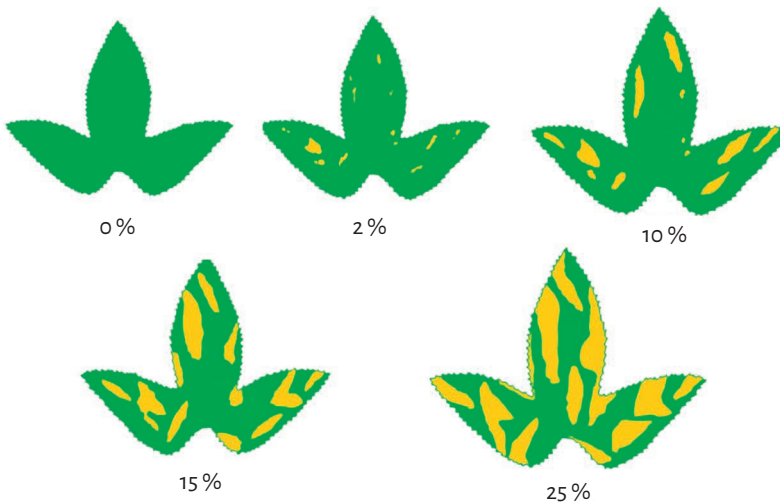


Figura 11.3. Representación de escala de daño para *Dione glycera* (C. Felder & R. Felder, 1861) (Lepidoptera: Nymphalidae) en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, Municipio Pasca, Cundinamarca.
Fuente: elaboración propia.

Los lepidópteros de la tribu Heliconini, a la que pertenece *D. glycera*, se consideran especialistas monófagos de plantas de la familia Passifloraceae, asociado a que sus ancestros se adaptaron para alimentarse de estas plantas, probablemente mediante el desarrollo de defensas contra sus alcaloides y glucósidos cianogénicos (Turner, 1981), existiendo presiones coevolutivas entre estos dos grupos de organismos (Benson, Brown, & Gilbert, 1976). *D. glycera* habita en toda la región andina colombiana entre los 1.800 y los 2.700 msnm, relacionándose estrechamente con los paisajes montañosos de los Andes (García-Robledo, Constantino, Heredia, & Kattan, 2002; Massardo, Fornel, Kronforst, Lopes-Gonçalves, & Pires-Moreira, 2015), lo cual coincide con las zonas agroecológicas propicias para los cultivos de curuba (Turner, 1981; Benson *et al.*, 1976). El daño en la lámina foliar causa reducción importante en la tasa fotosintética de la planta con consecuencias que van desde la reducción en el crecimiento, retraso en los estados fenológicos reproductivos, frutos de menor tamaño y calidad organoléptica, hasta la muerte de la planta.

Coleoptera: Chrysomelidae: Galerucinae: plaga esporádica, posible nuevo registro

Se encontraron y caracterizaron individuos adultos de la familia Chrysomelidae durante todo el ciclo del cultivo, particularmente en los estados fenológicos de ramificación lateral (BBCH: 2), aparición y desarrollo del órgano floral en ramas primarias (BBCH: 5), floración en ramas primarias (BBCH: 6) y formación del fruto de curuba (BBCH: 7). Los machos presentan élitros de tonalidad verde con puntos negros y cuerpo alargado, de aproximadamente 2,5 mm, desde el pronoto hasta el ápice del abdomen, sin tomar en cuenta las antenas (figura 11.4). De esta plaga no se realizó escala de daño, debido a que es una plaga esporádica de la zona y a que no causó daño significativo en el cultivo.

La familia Chrysomelidae ha sido asociada a pasifloras como el maracuyá (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* Deg) (Amaya, Castro, Paredes, & Muñoz, 2009) y la curuba *Passiflora tripartita* var. *mollissima* (Fonque & Melo, 2014; Espejo, Hidalgo, Santamaría, & Fernández, 2014; Chacón & Rojas, 1984), encontrando que los adultos se alimentan de hojas y botones florales. Fonque & Melo (2014) y



Figura 11.4. Adulto Chrysomelidae: Galerucinae. Escala 0,5 mm. Material entomológico recolectado en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca, 2014-2015. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Espejo *et al.* (2014) registraron coleópteros de la familia Chrysomelidae asociados a cultivos de curuba de la sabana de Bogotá, pero con morfología distinta a los hallados en este estudio. Chacón y Rojas (1984) registraron Chrysomelidae de las especies de los géneros *Diabrotica*, *Monomacra* y *Nodonota*, asociados a *P. mollissima* de cultivos del Valle del Cauca.

Coleoptera: Elateridae: *Megapenthes* sp.: plaga esporádica, posible nuevo registro

Los adultos se encontraron particularmente asociados a los siguientes estados fenológicos de curuba: aparición y desarrollo del órgano floral en ramas primarias (BBCH: 5), floración en ramas primarias (BBCH: 6) y formación del fruto de curuba (BBCH: 7). Este insecto presenta características propias de Elateridae, unión flexible del protórax con el mesotórax y una espina prosternal, haciendo un resorte con el mesosternum que les permite saltar; por esta razón, se conocen como “escarabajos click” (figura 11.5c) (Triplehorn & Johnson, 2005). El cuerpo es pubescente en la parte ventral, de color negro con manchas punti-formes de color ocre medio en la parte dorsal. El macho presenta una longitud aproximada de 8 mm (figura 11.5a y b). De esta plaga no se realizó escala de daño, por ser una plaga esporádica de la zona y debido a que no causó daño significativo en el cultivo.

Se ha registrado a *Megapenthes* sp. y *Agriotes* sp., ambos de la familia Elateridae, como posibles plagas de *Passiflora mollissima* (Chacón & Rojas 1984); no obstante, se desconoce si los especímenes corresponden a la misma especie, ya que no esta se ha descrito. También se ha reportado a *Conoderus varians* (Steinheil, 1875) (Coleoptera: Elateridae) como plaga ocasional en *P. mollissima*, en el piso térmico frío de la cuenca del río Amaime, principal zona productora del Valle del Cauca (Daza & De la Cruz, 1983).

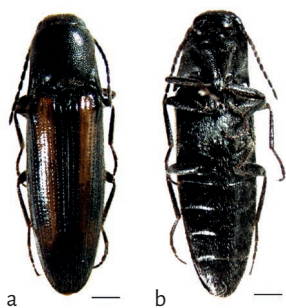


Figura 11.5. Adulto de Elateridae: *Megapenthes* sp. a. Vista dorsal; b. Vista ventral; c. Detalle de la cabeza y de la espínula ventral. Escala 0,5 mm. Material entomológico recolectado en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca, 2014-2015. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Coleoptera: Curculionidae: Entiminae: *Rhynchuchus* sp., plaga clave, nuevo registro

Se reconoció el género *Rhynchuchus* asociado a los estados fenológicos de finalización de la elongación de tallo principal (BBCH: 3) y el comienzo de ramificación lateral (BBCH: 2). Este

picudo posee probóscide corta y ancha, característico de la subfamilia Entiminae (Triplehorn & Johnson, 2005) (figura 11.6a). Esta especie presenta una longitud de 4 mm de largo y 1,8 mm de ancho (figura 11.6b y c). En el cultivo de curuba se encontraron tanto machos como hembras en cópula (figura 11.6d), lo que, aunado a las altas poblaciones encontradas en el cultivo, puede sugerir que la planta constituye un hospedante para la especie. El registro del género se realizó mediante análisis fotográfico por parte de la doctora Guadalupe del Río, de la Universidad Nacional de La Plata, Argentina, experta del grupo en el Museo de La Plata.

Rhinchuchus sp. se consideró la plaga más limitante en el cultivo de curuba, cultivar momix, sembrado en el Municipio de Pasca, Cundinamarca, y caracterizado durante el presente estudio. Se encontró defoliación hasta del 60 % a causa de los procesos de alimentación de la población. El daño se presentó en las hojas más jóvenes del tercio superior de la planta, lesionando los brotes apicales y disminuyendo el crecimiento de la planta. Los adultos se alimentaron de las hojas de la curuba, consumiéndola desde la margen hasta la nervadura central (figura 11.7). El 1 % de daño es causado por un promedio de 5 adultos en una hoja ($n = 5$), en tanto que el 60 % de daño es causado por 45 adultos en una hoja ($n = 45$). La figura 11.8 presenta la escala de daño de *Rhinchuchus* sp.

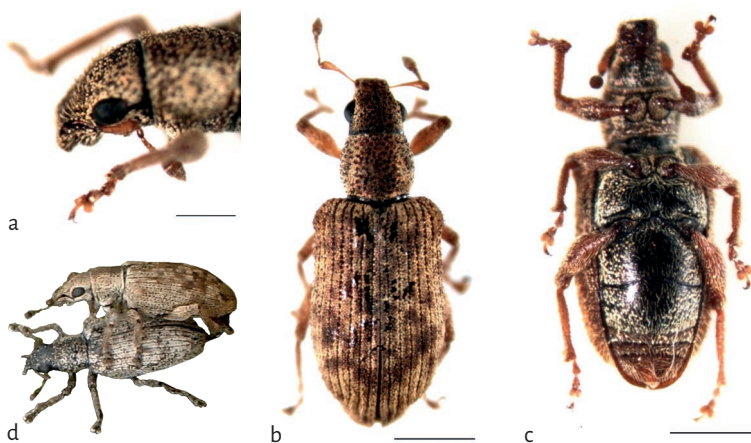


Figura 11.6. Adultos curculiónido del género *Rhinchuchus* sp. a. Detalle de la cabeza; b. Vista dorsal de la hembra; c. Vista ventral de la hembra; d. Especímenes en cópula sobre plantas de curuba (*Passiflora tripartita*) cv. momix. Escala 1 mm. Material entomológico recolectado en cultivo de curuba, cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca, 2014-2015. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.



Figura 11.7. Detalle del daño causado por Coleoptera: Curculionidae: Entiminae: *Rhinchuchus* sp., en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*) cv. momix, Municipio Pasca, Cundinamarca. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

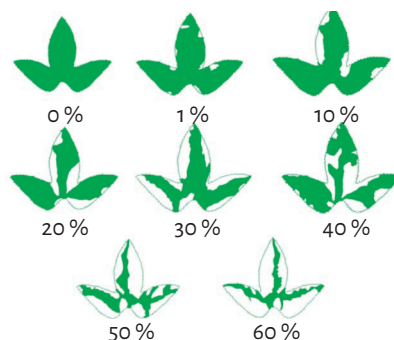


Figura 11.8. Representación esquemática de la escala de daño causado por Coleoptera: Curculionidae: Entiminae: *Rhinchuchus* en el cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca. Fuente: elaboración propia.

Se sabe que especies de la subfamilia Entiminae están asociada con curubas. *Naupaactus* sp. (Coleoptera: Curculionidae) se encontró generando daños en *Passiflora mixta* (variedad de curuba), en Papallacta, Ecuador, derivados de su proceso de alimentación (Pemberton, 1989); además, se encontró asociada a *P. mollissima* en el departamento del Valle del Cauca (Chacón & Rojas, 1984). Otros géneros de la subfamilia Entiminae, como *Exorides* spp., *Brachyomus* spp. y *Compsus* spp., se han encontrado asociados a *P. mollissima*; los dos primeros son los más abundantes (Causton, Markin, & Friesen, 2000; Fonque & Melo, 2014; Chacón & Rojas, 1984).

Frankliniella occidentalis (Pergande, 1895): plaga clave para curuba, registros previos

El thrips *Frankliniella occidentalis* constituyó plaga clave del cultivo de curuba en el municipio de Pasca, Cundinamarca, y estuvo asociado a estados fenológicos reproductivos de floración en ramas primarias (BBCH: 6) y formación del fruto de curuba (BBCH: 7). Adultos se recolectaron en brotes jóvenes, pero la mayoría se encontraron en flores y frutos en formación. Los adultos se caracterizaron por presentar cuerpo de color marrón (hembra), de aproximadamente 1,3 mm de largo, desde el ápice del abdomen al estilo de la antena, mientras que la parte más ancha del abdomen midió 0,6 mm (figura 11.9a-f).

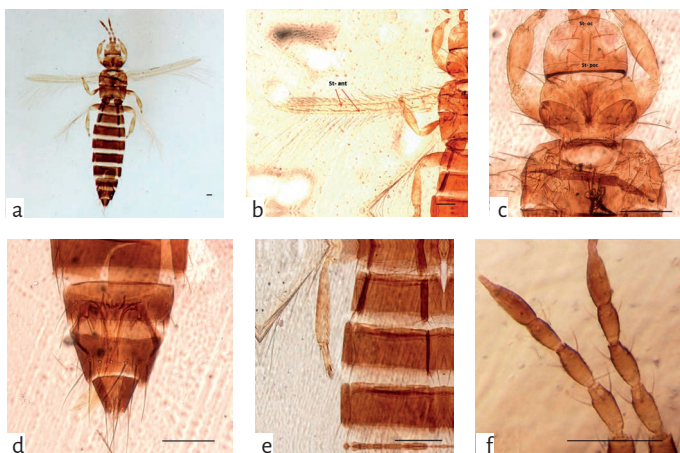


Figura 11.9. Adulto de *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae). a. Vista dorsal hembra; b. Detalle del ala; c. Detalle del pronoto; d. Detalle del ovipositor; e. Detalle de la pata; f. Detalle de la antena. Abreviaturas: St-ant: Setas ala anterior; St-oc: setas interocelares; St-poc: setas posoculares. Escala 0,05 mm. Material entomológico recolectado en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca, 2014-2015. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

No se encontraron daños en botones florales o flores aperturadas de las plantas de curuba, cultivar momix, asociadas a *F. occidentalis* (Pergande, 1895). Sin embargo, *F. occidentalis* se asoció, debido a sus hábitos de alimentación,



Figura 11.10. Detalle del daño causado por *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae), en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, Municipio Pasca, Cundinamarca. Foto tomada por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

con daños en frutos, caracterizados por cambios en el color y textura del epicarpio. Inicialmente, en el fruto se evidencian tonalidades amarillo-verdosas que se tornan, posteriormente, color café y afectan la calidad del órgano cosechable (figura 11.10).

Se encontró un daño de hasta 15 % asociado a las poblaciones de *F. occidentalis*: daño del 1 % se encontró por un promedio de siete adultos ($n = 7$) por fruto, en tanto que el 15 % de daño causado se presentó cuando se asoció un promedio de 13 adultos ($n = 13$) por fruto. La figura 11.11 presenta la escala de daño de *F. occidentalis* en fruto de curuba.

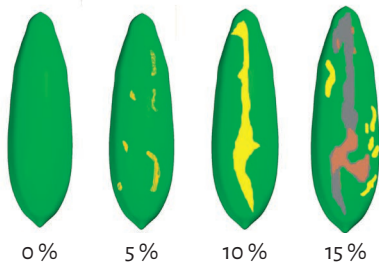


Figura 11.11. Representación esquemática escala de daño de *Frankliniella occidentalis* (Per-gande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae), en cultivo de curuba, cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca.

Fuente: elaboración propia.

Especies de la familia Thripidae, del orden Thysanoptera, son fitófagas, asociadas como plagas de diversas especies de pasifloras cultivadas, incluyendo las curubas (Salinas, 2010; ICA, 2006; Campos, 2001; Bernal & Díaz, 2005; Fonque & Melo, 2014). *F. occidentalis* prefiere flores y brotes jóvenes de sus plantas hospedantes (Palomo *et al.*, 2015) y ha sido registrada generando daños en flores y en frutos de curubas (Fonque & Melo, 2014). Aunque en el presente estudio se encontraron pocos ejemplares inmaduros ($n = 19$) asociados a la especie, su presencia durante el desarrollo del cultivo permite teorizar

que la curuba podría ser un hospedante alternativo para *F. occidentalis*. Es posible que la especie pueda utilizar el polen de las flores de curuba o de arvenses asociadas al cultivo para su desarrollo, sin generar aborto floral, pero sí daños importantes al fruto, el principal producto cosechable de curuba, por lo que económicamente la plaga tiene una importancia fundamental para el cultivo.

Apis mellifera Linnaeus 1758 (Hymenoptera: Apidae): insecto benéfico, polinizador

Se registraron insectos de la familia Apidae, que visitaron flores, particularmente asociado con la etapa fenológica de floración (BBCH: 6). Los individuos podrían estar participando como polinizador, razón por la cual no se recolectaron especímenes, solo se realizó registro fotográfico (figura 11.12).

Es importante el hallazgo de la sincronización entre Hymenoptera: Apidae y la etapa fenológica de floración en ramas primarias (BBCH: 6) del cultivo de curuba, var. Momix, en el municipio de Pasca, Cundinamarca. Esto puede redundar en un incremento en la eficiencia en la producción de frutos a partir de la polinización entomofílica, debido a que estos insectos son considerados como polinizadores primarios de pasifloras, incluyendo la curuba (Amaya *et al.*, 2009; Arias-Suárez, Ocampo-Pérez, & Urrea-Gómez, 2014; Espejo *et al.*, 2014). Este hallazgo puede contribuir a la racionalización de la utilización de insecticidas durante estas etapas fenológicas y a optimizar los servicios ecosistémicos que ofrecen estos insectos en la zona.



Figura 11.12. Adulto Hymenoptera: Apidae. a. Abeja en una flor de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, posiblemente participando en la polinización; b. Abeja después de su visita a la flor. Nótese el cuerpo cubierto de polen. Pasca, Cundinamarca. Fotos tomadas por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae: Cotesiini: insecto benéfico, parasitoide

Tomando en cuenta el papel ecológico de las especies del orden Hymenoptera como polinizadores y parasitoides, de estos especímenes solo se recolectó un ejemplar, en una planta en estado fenológico VBCH: 6, que corresponde a floración en ramas primarias. El insecto que, de acuerdo con la literatura, cumple su función como parasitoide (Campos & Sharkey, 2006; Williams, 1985) de Macrolepidopteras (Manson, 1981), se determinó taxonómicamente como Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae: Cotesiini. De forma particular, se ha encontrado que especies dentro de la tribu son parasitoides de Pyralidae asociadas con *Passiflora mollissima* (Williams, 1985). Especímenes de esta tribu se caracterizan por presentar una longitud total del cuerpo de 5,5 mm desde la cabeza (sin tomar en cuenta el largo de las antenas) (figura 11.13).



Figura 11.13. Adulto de Braconidae: Cotesiini. La flecha señala la vena Rs+M, carácter morfológico que permite separar la familia Braconidae de la familia Ichneumonidae. Escala 0,5 mm. Material entomológico recolectado en cultivo de curuba (*Passiflora tripartita*), cv. momix, municipio de Pasca, Cundinamarca, 2014-2015. Foto tomada por J. L. García-Morantes, Laboratorio de Entomología, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Las especies que pertenecen a la familia Braconidae, subfamilia Microgastri-nae, tribu Cotesiini, son consideradas parasitoides importantes en el Neotrópico (Campos & Sharkey, 2006). Se encontró que el espécimen puede tener afinidad taxonómica con la especie *Lathrapanteles ampyx* Williams, 1985 (Hymenoptera: Braconidae: Cotesini), del cual se tiene el primer reporte en Cali, Colombia (Williams, 1985). Según lo reportado, este parasitoide es gregario y parasita a *Pyrausta perelegans* Hampson, 1898 (Lepidoptera: Pyralidae), plaga encontrada en un cultivo de *Passiflora mollissima* Bailey (Williams, 1985). *L. ampyx* puede considerarse endoparasitoide-koinobionte (Campos & Sharkey, 2006).

Conclusiones

La descripción de la entomofauna que aquí se presentó, además de contribuir con los registros de biodiversidad para la zona de estudio, establece una importante línea base de información para los agricultores de curuba del municipio de Pasca, Cundinamarca, que debe ser permanentemente actualizada e incorporada en los protocolos de vigilancia fitosanitaria para el cultivo y la toma de decisiones de control.

Referencias bibliográficas

- Amaya, R. J., Castro, M. J., Paredes, R. C., & Muñoz, A. D. (2009). “*El cultivo de maracuyá*” *Passiflora edulis* form. *Flavicarpa*. Trujillo, Perú: Gerencia Regional Agraria.
- Arias-Suárez, J. C., Ocampo-Pérez, J. A., & Urrea-Gómez, R. (2014). La polinización natural en el maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Degener) como un servicio reproductivo y ecosistémico. *Agronomía Mesoamericana*, 25(1), 73-83. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43730495008>
- Benson, W. W., Brown, Jr. K. S., & Gilbert, L. E. (1976). Coevolution of plants and herbivores: passion flower butterflies. *Evolution*, 29(4), 659-680. doi:10.2307/2407076.
- Bernal, J., & Díaz, C. (2005). *Tecnología para el cultivo de curuba. Manual técnico N.º 6*. Río Negro, Colombia: Corpoica.
- Campos, D. F., & Sharkey, M. J. (2006). Familia braconidae. En F. Fernández & M. J. Sharkey (Eds.), *Introducción a los himenoptera de la región*

- neotropical* (pp. 45-68). Bogotá, Colombia: Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.
- Campos, T. J. (2001). *La curuba: su cultivo*. Bogotá: ICA.
- Causton, C. E., Markin, G. P., & Friesen, R. (2000). Exploratory survey in Venezuela for biological control agents of *Passiflora mollissima* in Hawaii. *Biological Control*, 18, 110-119. doi:10.1006/bcon.2000.0811
- Chacón, P., & Rojas M. (1984). Entomofauna asociada a *Passiflora mollissima*, *P. edulis* f. *flavicarpa* y *P. quadrangularis* en el Departamento del Valle del Cauca. *Turrialba*, 34, 297-311.
- Daza, L. E., & De La Cruz, J. (1983). Reconocimiento entomológico en el cultivo de la curuba (*Passiflora mollissima* (HBK) Bailey) en la cuenca del río Amaime-Valle. *Acta Agronómica*, 33(1), 37-43. Recuperado de https://revistas.unal.edu.co/index.php/acta_agronomica/article/download/48342/49573.
- Espejo, D., Hidalgo, J., Santamaría, M., & Fernández, J. (2014). Insectos asociados entre un cultivo de curuba y un fragmento de bosque alto andino de la Sabana de Bogotá. *Revista Inventum*, 6, 9-16. doi:10.26620/uniminuto.inventum.9.16.2014.9-16
- Fonque, S., & Melo, A. (2014). *Determinación de plagas de dos cultivos agroecológicos de curuba (Passiflora tripartita var. mollissima) ubicados en el municipio de Madrid, vereda Puente Piedra y municipio de Subachoque, vereda La Pradera*, tesis de pregrado. Corporación Universitaria Minuto De Dios, Bogotá, Colombia.
- García-Robledo, C. A., Constantino, L. M., Heredia, M. D., & Kattan, G. (2002). *Guía de campo. Mariposas comunes de la cordillera central*. Cali, Colombia: Wildlife Conservation Society Colombia.
- Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2006). *Manejo integrado del cultivo de la curuba (Passiflora tripartita var. mollissima Holm Nielsen & Jorgensen)*. Boletín de Sanidad Vegetal 51. Bogotá, Colombia: Fondo Nacional del Fomento Hortícola, ICA, Asofrucol.
- Mason, W. R. M. (1981). The polyphyletic nature of *Apanteles* Foerster (Hymenoptera: Braconidae): A phylogeny and reclassification of the Microgasterinae. *The Memoirs of the Entomological Society of Canada*, 113(S115), 1-147. doi:10.4039/entm113115fv
- Massardo, D., Fornel, R., Kronforst, M., Lopes-Gonçalves, G., & Pires-Moreira, G. R. (2014). Diversification of the silverspot butterflies (Nymphalidae) in the Neotropics inferred from multi-locus DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 82, 156-165. doi:10.1016/j.ympev.2014.09.018.
- Palomo, L. A. T., Martínez, N. B., Johansen-Naime, R., Nápoles, J. R., León, O. S.; Arroyo, H. S., & Graziano, J. V. (2015). Population fluctuations

- of thrips (thysanoptera) and their relationship to the phenology of vegetable crops in the central region of Mexico. *Florida Entomologist*, 98(2), 430-438. doi:10.1653/024.098.0206.
- Pemberton, R. W. (1989). Insects attacking *Passiflora mollissima* and other *Passiflora* species; Field survey in the Andes. *Proceedings. Hawaiian Entomological Society*, 29, 71-84. Recuperado de <http://hdl.handle.net/10125/11242>
- Rodríguez-León, A. K., Rodríguez-Carlosama, A., Melgarejo, L. M., Miranda-Lasprilla, D., & Martínez-Wilches, O. (2015). Caracterización fenológica de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) crecida a diferentes altitudes en el departamento del Huila. 53-90. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Granadilla (Passiflora ligularis Juss): caracterización ecofisiológica del cultivo*. Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://uneditorial.net/uflip/granadilla-caracterizacion-ecofisiologica/pubData/source/Granadilla.pdf>
- Salinas, H. (2010). *Guía técnica para el cultivo de "maracuyá amarillo"*. Roldanillo, Valle del Cauca, Colombia: Instituto de Educación Técnica Profesional de Roldanillo.
- Triplehorn, C. A., & Johnson, N. F. (2005). *Borrór and DeLong's Introduction to the Study of Insects*. Cole, Blemont, EE. UU.: Thomson Brooks.
- Turner, J. R. G. (1981). Adaptation and evolution in Heliconius: A defense of neodarwinism. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 12(1), 99-121. doi:10.1146/annurev.es.12.110181.000531.
- Williams, D. J. M. (1985). The new world genus *Lathrapanteles* n. gen.: Phylogeny and placement in the Microgastrinae (Hymenoptera: Braconidae: Cotesiini). *Canadian Journal of Zoology*, 63(8), 1962-1981. doi:10.1139/z85-289.

Cap. 12

Endófitos en gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*), aislamientos con potencial de uso en agricultura

**Stephany Hurtado Clopatosky¹
Lilliana Hoyos Carvajal^{2*}
Luz Marina Melgarejo³**

- ¹ **Stephany Hurtado Clopatosky**
shurtadoc@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera agrónoma. Investigación realizada como parte de tesis de maestría.
- ^{2*} **Lilliana Hoyos Carvajal**
limhoyosca@unal.edu.co. Laboratorio de Control Biológico, Departamento de Ciencias Agronómicas, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia sede Medellín. Ingeniera agrónoma. Ph. D. Profesora Asociada.
- ³ **Luz Marina Melgarejo**
lmmelgarejom@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bióloga. Ph. D. Profesora Titular. Línea relación fisiología de la planta-microorganismo
- <https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-12>

Introducción

Todas las plantas son colonizadas internamente por una diversa comunidad que comprende bacterias, arqueobacterias, hongos verdaderos, protistas e, incluso, invertebrados (Hardoim *et al.*, 2015). Este tipo de asociación data de alrededor de 400 millones de años, y se ha encontrado en plantas en todos los hábitats terrestres y marinos conocidos (Gouda, Das, Sen, Shin, & Patra, 2016). La naturaleza de esta interacción moldea a la planta en su desarrollo, crecimiento, *fitness*, y diversificación, y proporciona protección contra una amplia variedad de factores bióticos y abióticos (Hardoim *et al.*, 2015).

Se entiende entonces que los endófitos son comunidades de microorganismos que viven dentro de tejidos del vegetal sin causar daño, aunque como se verá adelante, autores como Hardoim *et al.* (2015) reportan que el término *endófito* debe referirse solo al hábitat, no a la función, y por lo tanto el término incluye todos los microorganismos que durante toda o parte de su vida colonizan los tejidos internos de la planta. La composición de la comunidad de microorganismos contenidos en un vegetal depende de múltiples factores como el hospedero, la variedad, el estado fitosanitario, la edad fisiológica, la disponibilidad de nutrientes y las condiciones ambientales (Stone, Polishook, & White, 2004); esto permite el establecimiento de interacciones complejas con sus huéspedes, que implican mutualismo, antagonismo y eventualmente parasitismo (Gouda *et al.*, 2016).

El tipo de interacción que se establece entre un endófito y su huésped puede suponerse que depende del estado de balance entre la demanda de nutrientes por parte del endófito y las repuestas de defensa del hospedero.

El estilo de vida de algunos de los microorganismos permite que dicho estado de balance sea estable; tal es el caso de endófitos mutualistas. Mientras que otras relaciones pueden ser sensibles a perturbaciones bióticas o abióticas, estas pueden alterar la interacción y hacer que el microorganismo endófito cambie su estrategia; por ejemplo, el endófito *Colletotrichum* pasa de un estado de endofitismo/quiescencia, en el que no genera síntomas de enfermedad en la planta, a su estado patógeno cuando los frutos maduran (Páez-Redondo & Hoyos-Carvajal, 2017).

Se ha encontrado que la planta es afín a determinados endófitos, lo que se puede explicar parcialmente por un fenómeno de coevolución, que incluye mecanismos de comunicación moleculares y bioquímicos entre el microorganismo endófito y su planta hospedera (Hardoim *et al.*, 2015).

Los organismos endófitos se clasifican en dos categorías generales, basados en su taxonomía, diversidad funcional, biología y modo de transmisión: a) endófitos sistémicos o verdaderos y transitorios, y b) endófitos no sistémicos. Los endófitos sistémicos/verdaderos están en los tejidos de la planta en su ciclo de vida completo, sin producir síntomas, y son simbioses, como su definición lo menciona. En contraste, los endófitos transitorios están en parte del ciclo de vida del huésped, sin producir ningún síntoma aparente de enfermedad en plantas en condiciones normales, pero se vuelven patógenas cuando la planta huésped está estresada o tiene recursos limitados (Wani, Ashraf, Mohiuddin, & Riyaz, 2015).

Beneficios de interacciones organismo endófito-hospedero

Plantas estudiadas en diferentes ambientes sustentan una comunidad variada de endófitos y, como mínimo, presentan relaciones con una especie de microorganismo endófito (Rodríguez, White, Arnold, & Redman, 2009; Wani *et al.*, 2015). Hardoim *et al.* (2015) resumen las diversas funciones de los endófitos en dos grandes actividades: promoción de crecimiento de plantas y protección contra estrés biótico y abiótico, que incluye mecanismos tales como la inducción de resistencia, producción de metabolitos secundarios (antimicrobianos, anticáncer, antioxidantes, antidiabetes, inmunosupresores, insecticidas, antitripanosomiales, antivirales), factores involucrados en estimulación de crecimiento, y fijación de nitrógeno.

Algunos microorganismos endófitos pueden mitigar diferentes tipos de estrés abiótico y biótico cuando su planta huésped se encuentra en ambientes extremos, aumentando su supervivencia, mediado por la producción de enzimas protectoras de estrés (Khondoker, Dastogeer, Krishnapillai, & Wylie,

2017). Las características de algunos endófitos pueden mejorar la adaptación de su planta hospedera a condiciones de cambio climático, incrementando la biomasa y el macollamiento de la planta, mejorando así la capacidad de recuperarse rápidamente de un periodo seco y caluroso; adicionalmente, cuando se aumenta la precipitación, la presencia del endófito estimula la fotosíntesis y la acumulación de biomasa (Bourguignon *et al.*, 2015; Koide, Ricks, & Davis, 2017). Las aplicaciones de los microorganismos endófitos de las plantas y sus derivados son variadas e incluyen desde el campo médico hasta aplicaciones industriales (Seetharaman *et al.*, 2017; Silva, Silva, Barbosa, & Cavalcante, 2006; Robl *et al.*, 2013).

Endófitos en frutales tropicales

Los endófitos en frutales tropicales y sus funciones apenas empiezan a comprenderse. Tal es el caso de los aislamientos obtenidos a partir de cacao (*Theobroma cacao*) que actúan como agentes de control biológico (Almeida, Armesto, Monteiro, & De Souza, 2018); otros tienen función de antioxidantes, como aquellos obtenidos de noni (*Morinda citrifolia*) (Liu *et al.*, 2015). En el caso del rambután (*Nephelium lappaceum*), las funciones encontradas en estos microorganismos incluyen la solubilización de nutrientes (Suhandono, Kusumawardhani, & Aditiawati, 2016). Algunos otros cobran importancia en poscosecha para control de enfermedades (Droby & Wisniewski, 2018). Aunque son pocos los estudios de endófitos en frutales tropicales, se encontró que en la mayoría de ellos se centra el uso de endófitos como una alternativa de control biológico de patógenos, seguido de promoción de crecimiento vegetal y, en menor medida, aplicaciones terapéuticas e industriales. Como ejemplos de frutales están el aguacate (*Persea americana*) y el tomate de árbol (*Solanum betaceum*), para los cuales se encuentran como agentes de control biológico aislamientos endófitos (Barra *et al.*, 2016; Ramírez-Restrepo, 2016; Hakizimana, Gryzenhout, Coutinho, & van den Berg, 2011; Ríos, 2010; Gutiérrez-Yansaguano & Pomaquiza-Balvoa, 2018).

Microorganismos endófitos en gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*)

La gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) es un fruto exótico, conocido como la fruta de la pasión púrpura, que posee características organolépticas y propiedades nutricionales apetecidas (Jiménez *et al.*, 2011; Medina *et al.*, 2017). En el contexto productivo colombiano, la gulupa es la cuarta fruta en volumen de exportación hacia destinos como Holanda, Alemania, Bélgica y Reino Unido. Las principales zonas productoras colombianas de esta fruta son Cundinamarca, Tolima y Boyacá, con una producción total de 15.945 t/año (Asociación Nacional de Comercio Exterior [Analdex], 2017); aunque su consumo se da principalmente como fruta fresca, también se han desarrollado productos de agroindustria como jugos y compotas (Franco, Cartagena, Correa, Rojano, & Piedrahita, 2014; Parra-Huertas, 2012).

Para un desarrollo sostenible del cultivo de gulupa, se plantean diferentes alternativas a la producción convencional, que involucran organismos de control biológico y, dentro de estos, los endófitos de esta planta, como fuente de metabolitos para beneficiar su cultivo (estimulación de crecimiento o fitoprotección). En la familia Passifloraceae se ha reportado presencia de microorganismos endófitos con diferentes funciones (tabla 12.1), tales como estimulación de crecimiento vegetal, bioprotección y propiedades microbicidas, entre otras que presentan potencial biotecnológico (Silva *et al.*, 2006; Sanches *et al.*, 2013; Sanches *et al.*, 2017; Rathnayake, Kumar, Jayasinghe, Araya, & Fujimoto, 2017; Seetharaman *et al.*, 2017).

En el presente trabajo de investigación se presentan resultados de la presencia de endófitos en diferentes tejidos de la planta de gulupa, procedentes de cultivos comerciales en dos departamentos de Colombia. Se tomaron 57 muestras de tejidos de dos fincas ubicadas en dos localidades contrastantes de producción de gulupa: Sutamarchán, Boyacá, finca “La esperanza”, ubicada a 5°37'47,0”N 73°37'21,0”W, a una altitud de 1.860 msnm, con temperatura media de 18 °C y humedad relativa del 72 %; Pasca (Cundinamarca), finca “Santa Teresa”, ubicada a 4°17'56,0”N 74°18'02,2”W, a una altitud de 2.200 msnm, con temperatura media de 14,78/13,09 °C (día/noche) y humedad relativa de 90 %. El material vegetal se lavó con agua de grifo; luego, se cortó en trozos uniformes de 0,5 cm²; posteriormente, se evaluaron métodos de desinfección para extracción de microorganismos endófitos (Marshall, Tunali, & Nelson, 1999) y el método adaptado de Stone *et al.* (2004) y Photita, Lumyong, Lumyong, Mckenzie y Hyde (2004).

Tabla 12.1. Aislamientos de microorganismos endófitos reportados en *Passifloras*.

Microorganismo	Especie hospedera	actividad	Objetivo	Referencia
<i>Phyllosticta</i> (PE1-13)	<i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>	Antimicrobiano	<i>Enterococcus faecalis</i> , <i>Salmonella typhi</i> y <i>Streptococcus pyogenes</i> .	Sanches <i>et al.</i> (2017)
<i>Cercospora beticola</i> PA8-2	<i>P. alata</i>	Antimicrobiano.	<i>Enterococcus faecalis</i> , <i>Salmonella typhi</i> y <i>Streptococcus pyogenes</i> .	Sanches <i>et al.</i> (2017)
<i>Phialemonium curvatum</i>	<i>P. edulis</i>	Producción de hemicelulasas y enzimas relacionadas.	Producción de etanol a partir de Bagazo caña de azúcar.	Robl <i>et al.</i> (2013)
<i>Phialemonium curvatum</i>	<i>P. edulis</i>	Actividad antifúngica leve.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> .	Rathnayake <i>et al.</i> (2017)
<i>Alternaria alternata</i> KT380662, <i>Colletotrichum capsici</i> KT373967 y <i>C. taiwanense</i> PI-3 KX580307.	<i>P. incarnata</i>	Producción de flavona de crisina (5,7-dihidroxi-flavona).	Interés farmacológico (anticancerígeno).	Seetharaman <i>et al.</i> (2017)
<i>Alternaria</i> EM173, <i>Fusarium</i> EM155, <i>Curvularia</i> EM139, <i>Colletotrichum</i> EM20 EM151 y <i>Acremonium</i> EM6.	<i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>	Promoción de crecimiento (biomasa aérea y radicular).	<i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>	Silva <i>et al.</i> (2006)
<i>Colletotrichum</i> (EM11-EM20-EM50-EM81-EM172), <i>Fusarium</i> (EM72-EM135) y <i>Glomerella</i> (EM24).	<i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>	Actividad lipolítica	<i>P. edulis</i> f. <i>Flavicarpa</i>	Silva <i>et al.</i> (2006)

Continúa

Microorganismo	Especie hospedera	actividad	Objetivo	Referencia
<i>Aspergillus</i> spp., <i>Fusarium</i> spp., <i>Penicillium</i> spp., <i>Curvularia</i> spp., <i>Phoma</i> spp., <i>Neurospora</i> spp., <i>Trichoderma</i> spp. <i>Chaetomium</i> spp. y representantes de <i>Mucoromycotina</i> .	<i>P. incarnata</i>	Actividad antioxidante (saponina, flavonoides, compuestos fenólicos, taninos).	Interés farmacológico.	Silva (2017)
Aislado G1 p3.13, de <i>Passiflora sp.</i>	<i>Passiflora edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>	Producción de enzimas (amilasa)	Uso industrial (papel, textil, alimentos)	Sanches <i>et al.</i> (2013)
Proteobacteria, Bacteriodetes, Firmicutes, Actinobacteria, Cyanobacteria, Nitrospirae y Chlamydiae	<i>P. incarnata</i>	Promoción de crecimiento vegetal	<i>P. incarnata</i>	Cueva-Yesquén, Goulart, Attili-Angelis y Fantinatti-Garbozzini (2015)

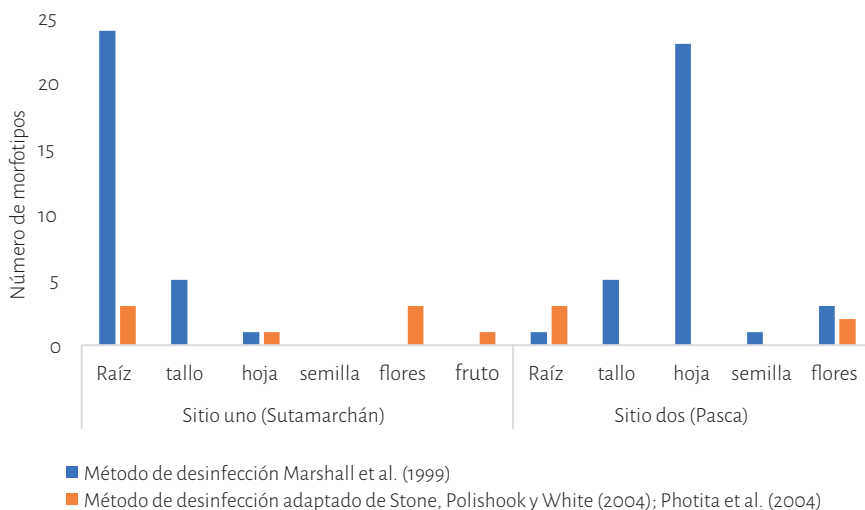
Fuente: elaboración propia con base en los autores citados.

Diversidad de endófitos procedentes de tejidos de gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis*)

Partiendo de 57 muestras de gulupa, se aislaron 76 morfotipos de hongos de los dos sitios evaluados, distribuidos en seis órganos (semillas, frutos, flores, hojas, tallos, raíz), tal como se ilustra en la gráfica 12.1, en la que es posible observar que, para esta especie, la raíz es portadora del mayor número de morfotipos de hongos endófitos en el sitio uno (finca ubicada en el municipio de Sutamarchán), mientras que en el sitio dos lo fue en hojas de las plantas de la finca ubicada en el municipio de Pasca. La complejidad de la microbiota endófito varía ampliamente entre especies vegetales, edades, tejidos y sitios de colecta (Andreolli, Lampis, Zapparoli, Angelini, & Vallini, 2016; Ding & Melcher, 2016). Dentro de los morfotipos recuperados se encuentran prevalentemente Ascomycetes de los géneros *Fusarium*, *Chaetomium*, *Aspergillus*, *Curvularia*, *Trichoderma*, *Cladosporium*, un ejemplar perteneciente al orden mucorales (*Zygomycete*), y otros tantos no clasificados debido a su micelio estéril (figura 12.1).

La especificidad de endófitos por un tejido ha sido descrita como una característica de algunas plantas que crecen en regiones tropicales, posiblemente debido a preferencias de algún sustrato. Por otra parte, un morfotipo fue encontrado en las semillas, posiblemente porque la transmisión por semillas no es común en plantas de trópico, y por las condiciones difíciles y cambiantes durante el proceso de maduración que se dan en los tejidos internos de la semilla (Shahzad, Khan, Bilal, Asaf, & Lee, 2018).

En cuanto a las metodologías de desinfección empleadas para extracción de microorganismos endófitos, se encontró que la propuesta por Marshall *et al.* (1999) es la más adecuada, ya que genera una eficiente desinfección de la superficie de los tejidos, comprobada con el control que consiste en sembrar 100 μ l del agua del tercer lavado en medio PDA, en el que no se encontró crecimiento de ningún microorganismo dos semanas después de la siembra. Con esta metodología, se extrajo el mayor número de morfotipos (gráfica 12.1): de los 76 obtenidos, en total 63 fueron recuperados por el método de desinfección, que provenían de diez muestras compuestas (diez plantas cada una) que incluyen todos los órganos evaluados, en comparación con el método adaptado de Stone *et al.* (2004) y Photita *et al.* (2004), en el que solo se obtuvieron trece morfotipos (gráfica 12.1).

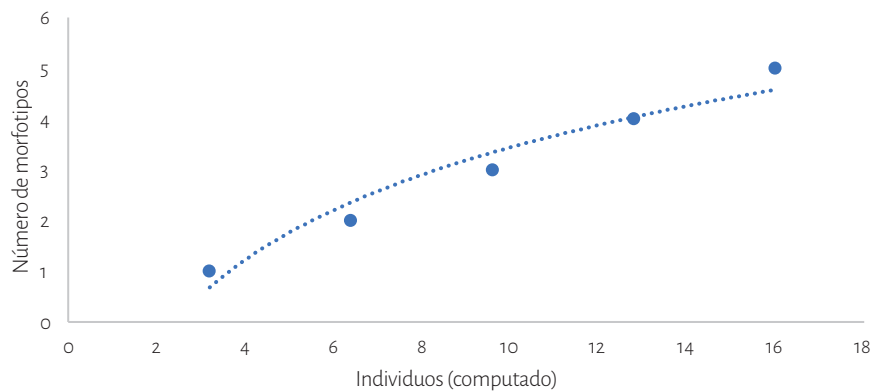


Gráfica 12.1. Morfotipos obtenidos en diferentes tejidos de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*), mediante dos metodologías de desinfección: Marshall *et al.* (1999), y el método adaptado por Stone *et al.* (2004) y Photita *et al.* (2004).

Fuente: elaboración propia.

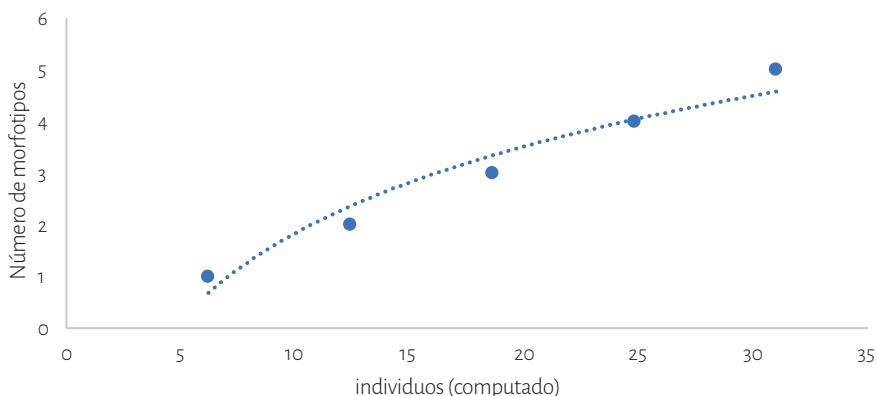
Se contaron las frecuencias de cada aislamiento y el número de individuos obtenidos en cada tejido para los dos sitios evaluados por el método propuesto por Stone *et al.* (2004) y Photita *et al.* (2004). Se encontró que el morfotipo código UNE063, un *Zygomycete*, fue el de mayor abundancia para los dos sitios, seguido por el morfotipo código UNE075, un aislamiento de *Trichoderma*, obtenido del fruto en el sitio 2. A partir de las frecuencias de cada aislamiento, se calcularon curvas de rarefacción para los dos sitios mediante el *software* EstimateS Win 910® (gráficas 12.2 y 12.3) e índices de diversidad (tabla 12.2).

Una curva de rarefacción es un indicador de la diversidad, en el que la zona de estabilización de la curva estima el número ideal de muestras para que los datos obtenidos sean representativos de la diversidad real de la muestra (Jiménez & Hortal, 2000). En las gráficas 12.2 y 12.3 se observa que las dos curvas obtenidas no presentan la fase de estabilización, lo que permite inferir que se requiere mayor número de muestras en ambos sitios para obtener un valor real de la diversidad de endófitos en los tejidos de gulupa. Sin embargo, en este caso ello obedece, más que al muestreo, al tipo de desinfección de la muestra que resulta muy profunda, reduciendo la cantidad de microorganismos obtenidos.



Gráfica 12.2. Curva de rarefacción de la riqueza de morfotipos de hongos endófitos aislados de diferentes tejidos de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) en el sitio uno, ubicado en Sutamarchán, Boyacá.

Fuente: elaboración propia.



Gráfica 12.3. Curva de rarefacción de la riqueza de morfotipos de hongos endófitos aislados de diferentes tejidos de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) en el sitio dos, ubicado en Pasca, Cundinamarca. Fuente: elaboración propia.

Índices de diversidad

El índice de Shannon es uno de los más empleados para medir la diversidad en términos ecológicos. El cálculo de este parámetro se basa en la ecuación 1.

$$H^2 = s \sum (p_i \times \log_2 p_i) \quad (1)$$

Donde S es la sumatoria del número de especies. El índice mide la diversidad de una población y el valor máximo indica que es una población donde todas las especies son igualmente abundantes (homogénea) (Vélez & Fresneda, 1992). Se encontró que este índice es de 1,33, para el sitio dos, y 1,41, para el sitio uno, lo que muestra que existe una baja diversidad, ya que el valor máximo de este índice es de 5; también se observa que el sitio uno presenta un valor mayor, que representa mayor heterogeneidad de la población (tabla 12.2).

El índice de Simpson define y examina una medida de la concentración o la diversidad, cuando los individuos de una población se clasifican en grupos, en términos de las constantes de la población (Simpson, 1949). Este índice mide la fuerza de la dominación ($D_{si} = s \sum p_i^2$, donde $i=1$), que varía positivamente de acuerdo con la abundancia de las especies más comunes, y varía inversamente con la diversidad de especies. El índice se encuentra entre cero y uno, donde cero representa que no existe ninguna diversidad y uno representa el máximo de diversidad que se puede obtener (Sagar & Sharma, 2012). De acuerdo con la tabla 12.2, se observa que la diversidad de los dos sitios evaluados es similar, siendo ligeramente mayor para la del sitio uno (Sutamarchán); es decir, hay mayor abundancia de especies diferentes con respecto al sitio dos.

Tabla 12.2. Índices de diversidad de morfotipos de hongos obtenidos de diferentes tejidos de gulupa (*P. edulis* Sims f. *edulis*) en dos sitios de muestreo.

Sitio	Individuos	Riqueza	Índice Simpson	Índice Shannon
Uno (Sutamarchán)	16	6	0,69	1,41
Dos (Pasca)	31	9	0,60	1,33

Fuente: elaboración propia.

A continuación, se describen características de los géneros de hongos en su papel como endófitos en otras especies de plantas, pero que son similares a las encontradas en gulupa (Ascomycetes de los géneros *Fusarium*, *Chaetomium*, *Aspergillus*, *Curvularia*, *Trichoderma*, y otros tantos no clasificados debido a su micelio estéril, figura 12.1), con el fin de entender el potencial biotecnológico que posiblemente presentan los aislamientos obtenidos con este trabajo.

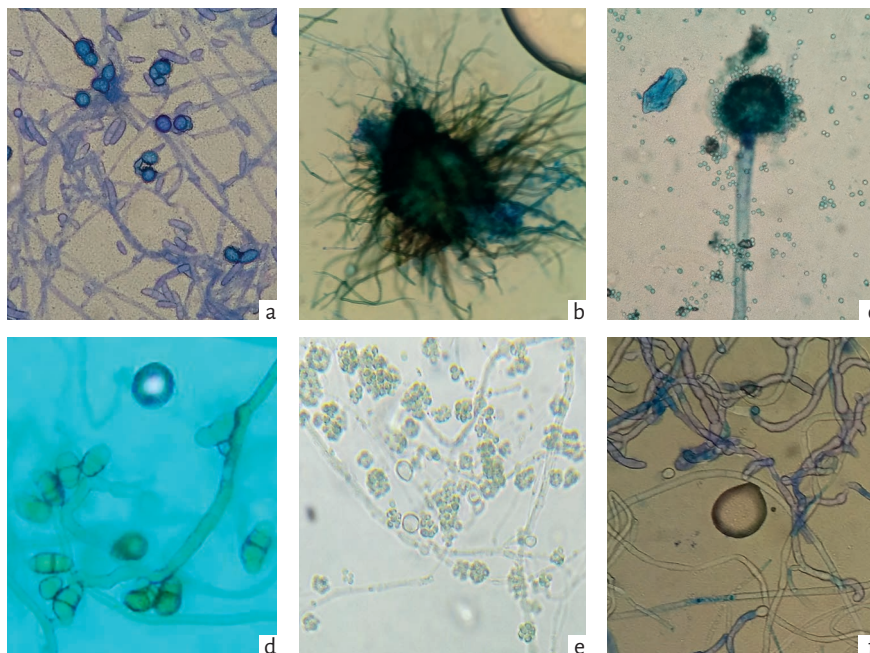


Figura 12.1. Estructuras de algunos endófitos encontrados en tejidos de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) observados en microscopio con el objetivo de 40 X. a. *Fusarium* sp.; b. *Ascomata* de *Chaetomium* sp.; c. Conidióforo de *Aspergillus* sp.; d. *Curvularia* sp.; e. *Trichoderma* sp.; f. Micelio estéril no identificado. Fotos tomadas por S. Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Fusarium sp. (Ascomycota: Hypocreaceae)

Dentro de los morfotipos encontrados en gulupa, se observaron aislamientos del género *Fusarium* sp. (figura 12.1a), que presentan estructuras típicas como macroconidias, en forma de medialuna septadas, y clamidosporas, de pared gruesa. Este género es conocido principalmente como patógeno causante de marchitez en plantas y productor de micotoxinas; existen cepas no patogénicas y patógenos en estados de latencia en más de 150 hospederos en plantas cultivadas y silvestres (Kuldau & Yates, 2000). En el estilo de vida mutualista, las cepas no patogénicas pueden brindar protección a la planta, mediante estrategias como inducción de resistencia sistémica y producción de metabolitos biactivos (Ting, Sariah, Kadir, & Gurmit, 2009; Zaher, Makboul, Moharram, Tekwani, & Calderón, 2015; Katoch, Bindu, Phull, & Verma, 2017); también se ha descrito que actúan como promotores del crecimiento (Machungo *et al.*, 2009) y son de interés por la producción de compuestos con aplicaciones farmacológicas e industriales como el hexanal, la vinblastina y vincristina (Kumar, Patil, Rajamohanan, & Ahmad, 2013; Katoch *et al.*, 2017).

Una cepa de *Fusarium oxysporum* UPM31P1 induce una elevación del nivel de enzimas como peroxidadas y polifenoloxidasas, y compuestos bioquímicos como fenoles, ácido linoléico y lignina, marcadores de resistencia sistémica inducida, lo que le permite a la planta reducir en infecciones producidas por *F. oxysporum* f. sp. *cubense*, raza 4, patógeno en banano (Ting *et al.*, 2009). La inducción de resistencia podría estar relacionada con reducción de infecciones por nemátodos fitoparásitos cuando se inocula tomate (*Lycopersicon esculentum*) con *F. oxysporum* cepa 162, afectando la penetración, la formación de agallas y la supervivencia de los parásitos (El-Fattah, Dababat, & Sikora, 2007). Otra estrategia que tienen los hongos del género *Fusarium* es la producción de depsipéptidos con aplicaciones como antibiótico, antifúngico insecticida y herbicida, cuyo mecanismo de acción principal es la alteración de la selectividad iónica de la membrana celular (Zaher *et al.*, 2015). Asimismo, producen otro tipo de compuestos como los orgánicos volátiles, que inhiben el crecimiento de varios hongos patógenos como *Sclerotinia* sp., y *Aspergillus flavus* (Katoch *et al.*, 2017).

Chaetomium sp. (Ascomycota: Chaetomiaceae)

Los hongos de este género (figura 12.1b) colonizan sistémicamente y se han reportado como endófitos en varios hospederos como *Passiflora incarnata*, *Gossypium hirsutum*, *Avena sativa*, *Calotropis procera*, *Justicia adhatoda*, *Protium heptaphyllum* y *Trattinnickia rhoifolia*, entre muchas otras; la especie *Chaetomium globosum* es una de las más frecuentes (Gherbawy & Gashgari, 2014; Fatima, Mukhtar, Ihsan, Jadoon, & Ahmed, 2016; Zhou, Starr, Krumm, & Sword, 2016; Fierro-Cruz, Jiménez, & Coy-Barrera, 2017; Silva, 2017). Esta especie genera impactos benéficos sobre el desarrollo de las plantas, como protección contra

herbívoros y patógenos. Zhou *et al.* (2016) describieron cómo el mutualista *C. globosum* Tamu520 reduce la herbivoría con efectos sobre insectos masticadores (*Spodoptera exigua*) y chupadores (*Aphis gossypii*) en la parte aérea, y nemátodos fitoparásitos (*Meloidogyne incognita*) en la zona de las raíces, mediante efectos sobre la fecundidad y la morfología de los insectos.

Algunos aislamientos de *Chaetomium* sp. presentan fuerte actividad antifúngica *in vitro* contra diferentes patógenos como *Alternaria alternata*, *Botrytis cinerea*, *Pythium ultimum* y *Fusarium oxysporum*, ya que son capaces de producir metabolitos con actividad antifúngica como cladosporina, chaetotrosina A y chaetoviridina A (Gherbawy & Gashgari, 2014 Fierro-Cruz *et al.*, 2017). Asimismo, se ha reportado que poseen actividad antimicrobiana contra patógenos humanos como *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Candida albicans* (Fatima *et al.*, 2016).

Aspergillus sp. (Ascomycota: Trichocomaceae)

Aspergillus sp. (figura 12.1c) coloniza como endófito varias plantas cultivadas, medicinales y silvestres, tales como *Mirabilis jalapa*, *Bauhinia guianensis* y *Daucus carota*. Algunos *Aspergillus* producen antibióticos como miconazol, ketoconazol, fluconazol, ampicilina, estreptomina, cloranfenicol y rifampicina, con actividad contra *Bacillus subtilis*, *Micrococcus luteus* y *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Mycobacterium tuberculosis*. *Aspergillus* sp. no solo es un controlador biológico efectivo contra bacterias, sino que además se ha detectado que tiene actividad antifúngica contra *F. oxysporum* f. sp. *ciceri*, *F. oxysporum* f. sp. *pisi*, *F. culmorum*, *F. graminearum* y *Trichophyton mentagrophytes* (Pinheiro *et al.*, 2013; Mishra *et al.*, 2017).

Los hongos septados oscuros (DSE) son ampliamente reconocidos como endófitos simbiotes que colonizan las raíces, generalmente junto a micorrizas arbusculares (Osuna-Avila & Barrow, 2009); uno de ellos es *Aspergillus ustus*, que se ha encontrado en el alga verde marina *Codium fragile*, y su característica principal es actuar como solubilizador de fósforo (Liu, Miao, Liang, & Ji, 2014; Osuna-Avila & Barrow, 2009).

Curvularia sp. (Ascomycota: Pleosporaceae)

Los aislamientos del género *Curvularia* presentan conidios oscuros, septados y curvos (figura 12.1d). Un miembro destacado del género es *C. protuberata*. Como endófito le permite a su hospedero, un pasto tropical *Dichanthelium lanuginosum*, desarrollarse en suelos geotérmicos y tolerar temperaturas altas hasta de 65 °C, lo que evidencia una relación mutualista, ya que por sí solos ni el hongo ni la planta sobreviven a esta temperatura. Muchas veces las relaciones ecológicas que se generan son complejas; por ejemplo, *C. protuberata* únicamente confiere termotolerancia cuando está infectado con el virus CThTV

(*Curvularia thermal tolerance virus*) de ARNdc, en cuyo estado el hongo produce el pigmento fúngico melanina, proteínas de choque térmico y osmoprotectores que permiten la adaptación de *D. lanuginosum* a suelos geotérmicos (Morsy, Oswald, He, Tang, & Roossinck, 2010). Otra especie *C. crepinii* también confiere termotolerancia a su hospedero *Hedyotis diffusa* (Zhou *et al.*, 2015)

La inoculación de endófitos como herramienta biotecnológica tiene variadas aplicaciones; por ejemplo, *C. geniculata* es un hongo septado oscuro que produce fitohormonas como el ácido indol acético; además, es un solubilizador de varias fuentes de fósforo que le proporciona mayor disponibilidad de nutrientes a su hospedero *Parthenium hysterophorus*, con cuyas dos características estimula el crecimiento vegetal (Priyadharsini & Muthukumar, 2017).

Trichoderma sp. (Ascomycota: Hypocreaceae)

Entre los biocontroladores más empleados se encuentran las especies del género *Trichoderma* sp. (figura 12.1e), que permiten el control de fitopatógenos mediante micoparasitismo, producción de enzimas y otros metabolitos (Hosseyini-Moghaddam & Soltani, 2014; Park *et al.*, 2018).

En la constante búsqueda de agentes biocontroladores eficientes se han estudiado varias especies de este género *Trichoderma*: *T. hamatum*, *T. citrinoviridae*, *T. koningii*, *T. ovalisporum*, *T. theobromicola*, *T. stilbohypoxyli*, *T. caribaeum* var. *Aequatoriale* (Bae *et al.*, 2009; Bae *et al.*, 2011); todas ellas presentan potencial para el control de patógenos de importancia económica, como *Phytophthora palmivora*, *Botrytis cinerea* y *Cylindrocarpon destructans*, entre otros hongos fitopatógenos. Otras especies como *T. atroviride* y *T. koningii*, aisladas a partir de plantas de familia de plantas Cupressaceae, producen metabolitos secundarios con efectos citotóxicos y bioactividad antimicrobiana significativa contra las bacterias fitopatógenas (Hosseyini-Moghaddam & Soltani, 2014; Park *et al.*, 2018).

Aunque el biocontrol es la característica más conocida del género *Trichoderma*, también se han estudiado otras características. Por ejemplo, la inoculación con *T. hamatum*, aislado DIS 219b, en plantas de *Theobroma cacao* altera la expresión de genes relacionados con la sequía y prepara a la planta para responder mejor al déficit hídrico con estrategias como la acumulación de aminoácidos y retención agua en tejidos, obteniendo plántulas con mayor peso fresco y seco de la raíz (Bae *et al.*, 2009).

Conclusiones

Los resultados sugieren que la comunidad de endófitos de gulupa tienen una estructura que difiere de las características agroecológicas de los dos sitios de estudio, aunque son similares en abundancia. En el sitio uno (Sutamarchán, Boyacá) el tejido que alberga mayor número de endófitos es la raíz, mientras en el sitio dos (Pasca, Cundinamarca) es la hoja, lo que sugiere que la abundancia de microorganismos está influenciada por la zona más que por el tejido. También se encontró que las semillas de gulupa son difícilmente colonizadas por endófitos y que los géneros encontrados son endófitos previamente estudiados en otras especies de plantas con múltiples aplicaciones para la protección de cultivos, aplicaciones industriales y médicas.

Referencias bibliográficas

- Almeida, K. A., Armesto, C., Monteiro, F. P., & De Souza, J. T. (2018). Diversity of *Trichoderma* species isolated from dead branches and sapwood of *Theobroma cacao* trees. *Tropical Plant Pathology*, 43(1), 90-94. doi:10.1007/s40858-017-0191-z
- Asociación Nacional de Comercio Exterior (Analdex). (2017). *Informe de exportaciones de gulupa 2016*, Dirección de Asuntos Económicos. Bogotá: Analdex.
- Andreolli, M., Lampis, S., Zapparoli, G., Angelini, E., & Vallini, G. (2016). Diversity of bacterial endophytes in 3 and 15 year-old grapevines of *Vitis vinifera* cv. Corvina and their potential for plant growth promotion and phytopathogen control. *Microbiological research*, 183, 42-52. doi:10.1016/j.micres.2015.11.009
- Bae, H., Roberts, D. P., Lim, H. S., Strem, M. D., Park, S. C., . . . Bailey, B. A. (2011). Endophytic *Trichoderma* isolates from tropical environments delay disease onset and induce resistance against *Phytophthora capsici* in hot pepper using multiple mechanisms. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 24(3), 336-351. doi:10.1094/MPMI-09-10-0221.
- Bae, H., Sicher, R. C., Kim, M. S., Kim, S. H., Strem, M. D., . . . Bailey, B. A. (2009). The beneficial endophyte *Trichoderma hamatum* isolate DIS 219b promotes growth and delays the onset of the drought response in *Theobroma cacao*. *Journal of Experimental Botany*, 60(11), 3279-3295. doi:10.1093/jxb/erp165
- Barra, P. J., Inostroza, N. G., Acuña, J. J., Mora, M. L., Crowley, D. E., & Jorquera, M. A. (2016). Formulation of bacterial consortia from

- avocado (*Persea americana* Mill.) and their effect on growth, biomass and superoxide dismutase activity of wheat seedlings under salt stress. *Applied soil ecology*, 102, 80-91. doi:10.1016/j.apsoil.2016.02.014
- Bourguignon, M., Nelson, J. A., Carlisle, E., Dinkins, R. D., Phillips, T. D., & McCulley, R. L. (2015). Ecophysiological responses of tall fescue genotypes to fungal endophyte infection, elevated temperature, and precipitation. *Crop Science*, 55(6), 2895-2909. doi:10.2135/cropsci2015.01.0020
- Cueva-Yesquén, L. G., Goulart, M., Attili-Angelis, D., & Fantinatti-Garbo-ggini, F. (2015). Analysis of endophytic bacterial diversity associated to *p. incarnata*. *Memorias del 29º Congresso Brasileiro de Microbiologia*, Paraná, Brazil, pp. 148-218
- Ding, T., & Melcher, U. (2016). Influences of plant species, season and location on leaf endophytic bacterial communities of non-cultivated plants. *PloS one*, 11(3), e0150895. doi:10.1371/journal.pone.0150895
- Droby, S., & Wisniewski, M. (2018). The fruit microbiome: A new frontier for postharvest biocontrol and postharvest biology. *Postharvest Biology and Technology*, 140, 107-112. doi:10.1016/j.postharvbio.2018.03.004
- El-Fattah, A., Dababat, A., & Sikora, A. (2007). Induced resistance by the mutualistic endophyte, *Fusarium oxysporum* strain 162, toward *Meloidogyne incognita* on tomato. *Biocontrol Science and Technology*, 17(9), 969-975. doi:10.1080/09583150701582057
- Fatima, N., Mukhtar, U., Ihsan, M., Jadoon, M., & Ahmed, S. (2016). Biological Evaluation of Endophytic Fungus *Chaetomium* sp. NF15 of *Justicia adhatoda* L.: A Potential Candidate for Drug Discovery. *Jundishapur journal of microbiology*, 9(6), 1-12, e29978. doi:10.5812/jjm.29978
- Fierro-Cruz, J. E., Jiménez, P., & Coy-Barrera, E. (2017). Fungal endophytes isolated from *Protium heptaphyllum* and *Trattinnickia rhoifolia* as antagonists of *Fusarium oxysporum*. *Revista Argentina de microbiologia*, 49(3), 255-263. doi:10.1016/j.ram.2016.12.009
- Franco, G., Cartagena, J. R., Correa, G. L., Rojano, B., & Piedrahita, A. M. (2014). Actividad antioxidante del jugo de *Passiflora edulis* Sims (Gulupa) durante la poscosecha. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 19(3), 154-166.
- Gherbawy, Y. A., & Gashgari, R. M. (2014). Molecular characterization of fungal endophytes from *Calotropis procera* plants in Taif region (Saudi Arabia) and their antifungal activities. *Plant Biosystems*, 148(6), 1085-1092. doi:10.1080/11263504.2013.819043
- Gouda, S., Das, G., Sen, S. K., Shin, H. S., & Patra, J. K. (2016). Endophytes: a treasure house of bioactive compounds of medicinal importance. *Frontiers in Microbiology*, 7(1538), 1-8. doi:10.3389 / fmicb.2016.01538

- Gutiérrez-Yansaguano, C. A., & Pomaquiza-Balvoa, L. F. (2018). *Evaluación de 4 cepas de hongos endófitos rizosféricos de solanáceas en la germinación y desarrollo de plántulas de tomate de árbol (Solanum betaceum Cav.)*, tesis de grado. Universidad de Cuenca, Cuenca, Ecuador.
- Hakizimana, J. D., Gryzenhout, M., Coutinho, T. A., & van den Berg, N. (2011). Endophytic diversity in *Persea americana* (avocado) trees and their ability to display biocontrol activity against *Phytophthora cinnamomi*. *Proceedings VII World Avocado Congress*, Australian. pp. 1-10.
- Hardoim, P. R., Van Overbeek, L. S., Berg, G., Pirttilä, A. M., Compant, S., Sessitsch, A. (2015). The hidden world within plants: ecological and evolutionary considerations for defining functioning of microbial endophytes. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 79(3), 293-320. doi:10.1128 / MMBR.00050-14.
- Hosseyini-Moghaddam, M. S., & Soltani, J. (2014). Bioactivity of endophytic Trichoderma fungal species from the plant family Cupressaceae. *Annals of microbiology*, 64(2), 753-761. doi:10.1007/s13213-013-0710-1
- Jiménez, A. M., Sierra, C. A., Rodríguez-Pulido, F. J., González-Miret, M. L., . . . Osorio, C. (2011). Physicochemical characterisation of gulupa (*Passiflora edulis* Sims. fo *edulis*) fruit from Colombia during the ripening. *Food Research International*, 44(7), 1912-1918. doi:10.1016/j.foodres.2010.11.007
- Jiménez, A., & Hortal, J. (2000). Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar los inventarios biológicos. *Revista Iberoamericana de Aracnología*, 8, 151-161.
- Katoch, M., Bindu, K., Phull, S., & Verma, M. K. (2017). An endophytic *Fusarium* sp. isolated from *Monarda citriodora* produces the industrially important plant-like volatile organic compound hexanal. *Microbiology*, 163(6), 840-847. doi:10.1099 / mic.0,000479
- Khondoker, M. G., Dastogeer, H. L., Krishnapillai, S. M., & Wylie, L. (2017). A simple and rapid in vitro test for largescale screening of fungal endophytes from droughtadapted Australian wild plants for conferring water deprivation tolerance and growth promotion in *Nicotiana benthamiana* seedlings. *Archives of Microbiology*, 199, 1357-1370. doi:10.1007/s00203-017-1411-0
- Koide, R. T., Ricks, K. D., & Davis, E. R. (2017). Climate and dispersal influence the structure of leaf fungal endophyte communities of *Quercus gambelii* in the eastern Great Basin, USA. *Fungal Ecology*, 30, 19-28. doi:10.1016/j.funeco.2017.08.002
- Kuldau, G. A., & Yates, I. E. (2000). Evidence for *Fusarium* Endophytes. En C. W. Bacon & J. F. White (Ed.), *Microbial endophytes* (pp. 85-120). Nueva York, EE. UU.: Marcel Dekker, Inc.

- Kumar, A., Patil, D., Rajamohanam, P. R., & Ahmad, A. (2013). Isolation, purification and characterization of vinblastine and vincristine from endophytic fungus *Fusarium oxysporum* isolated from *Catharanthus roseus*. *PLoS one*, 8(9), e71805. doi:10.1371/journal.pone.0071805
- Liu, X. H., Miao, F. P., Liang, X. R., & Ji, N. Y. (2014). Ergosteroid derivatives from an algicolous strain of *Aspergillus ustus*. *Natural product research*, 28(15), 1182-1186. doi:10.1080/14786419.2014.923996
- Liu, Y., Li, Y., Yao, S., Wang, H., Cao, Y., . . . Cheng, C. (2015). Diversity and distribution of endophytic bacterial community in the Noni (*Morinda citrifolia* L.) plant. *African Journal of Microbiology Research*, 9(25), 1649-1657. doi:10.5897/AJMR2015.7443
- Machungo, C., Losenge, T., Kahangi, E., Coyne, D., Dubois, T., & Kimenju, J. W. (2009). Effect of endophytic *Fusarium oxysporum* on growth of tissue-cultured banana plants. *African Journal of Horticultural Science*, 2, 160-167
- Marshall, D., Tunali, B., & Nelson, L. R. (1999). Occurrence of Fungal Endophytes in Species of Wild. *Crop Science*, 39(5), 1507-1512. doi:10.2135 / croppsci1999.3951507x
- Medina, S., Collado-González, J., Ferreres, F., Londoño-Londoño, J., Jiménez-Cartagena, C., . . . Gil-Izquierdo, A. (2017). Quantification of phyto-prostan- bioactive oxylipins— and phenolic compounds of *Passiflora edulis* Sims shell using UHPLC-QqQ-MS/MS and LC-IT-DAD-MS/MS. *Food chemistry*, 229, 1-8. doi:10.1016/j.foodchem.2017.02.049
- Mishra, V. K., Passari, A. K., Chandra, P., Leo, V. V., . . . Singh, B. P. (2017). Determination and production of antimicrobial compounds by *Aspergillus clavatonanicus* strain MJ31, an endophytic fungus from *Mirabilis jalapa*. using UPLC and TD-GC-MS analysis. *PLoS one*, 12(10), e0186234. doi:10.1371/journal.pone.0186234
- Morsy, M. R., Oswald, J., He, J., Tang, Y., & Roossinck, M. J. (2010). Teasing apart a three-way symbiosis: transcriptome analyses of *Curvularia protuberata* in response to viral infection and heat stress. *Biochemical and biophysical research communications*, 401(2), 225-230. doi:10.1016/j.bbrc.2010.09.034
- Osuna-Avila, P., & Barrow, J. (2009). In vitro system to determine the role of *Aspergillus ustus* on *Daucus carota* roots. *Terra Latinoamericana*, 27(4), 363-372.
- Paez-Redondo, A., & Hoyos-Carvajal, L. (2017). Metodologías para la inducción de infecciones procedentes de inóculo quiescente de la interacción *Mangifera indica*-*Colletotrichum*. *Fitopatología Colombiana*, 41(1), 55.
- Park, Y. H., Mishra, R. C., Yoon, S., Kim, H., . . . Bae, H. (2018). Endophytic *Trichoderma citrinoviride* isolated from mountain-cultivated ginseng

- (*Panax ginseng*) has great potential as a biocontrol agent against ginseng pathogens. *Journal of Ginseng Research*, (en prensa), e2093-4947: 1226-8453. doi:10.1016/j.jgr.2018.03.002
- Parra-Huertas, R. A. (2012). Caracterización fisicoquímica y sensorial de una compota a partir de Gulupa (*Passiflora edulis*) Almidón de sagu (*Canna edulis*) y stevia. *Vitae*, 19(1), S219-S221.
- Photita, W., Lumyong, S., Lumyong, P., Mckenzie, E. H., & Hyde, K. D. (2004). Are some endophytes of *Musa acuminata* latent pathogens? *Fungal Divers*, 16, 131-140.
- Pinheiro, E. A., Carvalho, J. M., Dos Santos, D. C., Feitosa, A. O., Marinho, P. S., . . . Marinho, A. M. (2013). Chemical constituents of *Aspergillus sp* EJC08 isolated as endophyte from *Bauhinia guianensis* and their antimicrobial activity. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 85(4), 1247-125. doi:10.1590/0001-3765201395512
- Priyadharsini, P., & Muthukumar, T. (2017). The root endophytic fungus *Curvularia geniculata* from *Parthenium hysterophorus* roots improves plant growth through phosphate solubilization and phytohormone production. *Fungal Ecology*, 27, 69-77. doi:10.1016/j.funeco.2017.02.007
- Ramírez-Restrepo, S. (2016). *Evaluación de extractos microbianos frente a pudriciones radiculares en aguacate generados por Phytophthora cinnamomi*, tesis de doctorado, Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.
- Rathnayake, G. N., Kumar, N. S., Jayasinghe, L., Araya, H., & Fujimoto, Y. (2017). Chemical investigation of metabolites produced by an endophytic fungi *Phialemonium curvatum* from the leaves of *Passiflora edulis*. *Natural product research*, 32(20), 2483-2486. doi:10.1080/14786419.2017.1416373
- Ríos, M. (2010). *Control Biológico de la Antracnosis (Colletotrichum gloeosporioides Penz) en tomate de árbol (Solanum betaceum), en el ecotipo: Amarillo punton, mediante hongos endófitos antagonistas*, tesis de grado. Universidad Politecnica Salesiana. Sede Cuenca, Cuenca, Ecuador.
- Robl, D., Da Silva Delabona, P., Mergel, C. M., Rojas, J. D., Dos Santos Costa, P., . . . Padilla, G. (2013). The capability of endophytic fungi for production of hemicellulases and related enzymes. *BMC biotechnology*, 13(94), 1-13. doi:10.1186/1472-6750-13-94
- Rodríguez, R. J., White Jr, J. F., Arnold, A. E., & Redman, A. R. A. (2009). Fungal endophytes: diversity and functional roles. *New Phytologist*, 182(2), 314-330. doi:10.1111 / j.1469-8137.2009.02773.x
- Sagar, R., & Sharma, G. P. (2012). Measurement of alpha diversity using Simpson index (1/λ): the jeopardy. *Environmental Skeptics and Critics*, 1(1), 23-24.

- Sanches, M. S., Orlandelli, R. C., Polonio, J. C., Dos Santos, M. A., Sarragiotto, M. H., . . . Pamphile, J. A. (2017). Endophytes isolated from passion fruit plants: molecular identification, chemical characterization and antibacterial activity of secondary metabolites. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 7(4), 038-043. doi:10.7324/JAPS.2017.70405
- Sanches, M. S., Orlandelli, R. C., Specian, V., Garcia, A., Dos Santos, M. C., Pamphile, J. A. (2013). Bioprospecção de Fungo Endofítico Isolado de *Passiflora* sp. com Potencial Biotecnológico. *Biochemistry and Biotechnology Reports*, 2(3), 130-133. doi:10.5433/2316-5200.2013v2n3espp130
- Seetharaman, P., Gnanasekar, S., Chandrasekaran, R., Chandrakasan, G., Kadarkarai, M., & Sivaperumal, S. (2017). Isolation and characterization of anticancer flavone chrysin (5, 7-dihydroxy flavone)-producing endophytic fungi from *Passiflora incarnata* L. leaves. *Annals of Microbiology*, 67(4), 321-331. doi:10.1007/s13213-017-1263-5
- Shahzad, R., Khan, A. L., Bilal, S., Asaf, S., & Lee, I. J. (2018). What Is There in Seeds? Vertically Transmitted Endophytic Resources for Sustainable Improvement in Plant Growth. *Frontiers in Plant Science*, 9(24), 1-10. doi:10.3389/fpls.2018.00024
- Silva, L. J., Silva, R. L., Barbosa, E., & Cavalcante, U. M. (2006). Atividade enzimática de fungos endofíticos e efeito na promoção do crescimento de mudas de maracujazeiro-amarelo. *Revista Caatinga*, 19(2), 128-134.
- Silva, M. H. (2017). *Fungos endofíticos associados à Passiflora incarnata e avaliação de seu potencial biotecnológico*, Tesis de maestría. Universidad Estatal Paulista, São Paulo, Brasil.
- Simpson, E. H. (1949). Measurement of diversity. *Nature*, 163(4148), 688. doi:10.1038/163688a0
- Stone, J. K., Polishook, J. D., & White, J. F. (2004). Endophytic fungi. En: Elsevier Academic Press (Ed.) *Biodiversity of Fungi* (pp. 241-270). Burlington, EE. UU.: ElSevier. doi:10.13140/RG.2.1.2497.0726
- Suhandono, S., Kusumawardhani, M. K., & Aditiawati, P. (2016). Isolation and molecular identification of endophytic bacteria from Rambutan fruits (*Nephelium lappaceum* L.) cultivar Binjai. *HAYATI Journal of Biosciences*, 23(1), 39-44. doi:10.1016/j.hjb.2016.01.005
- Ting, A., Sariah, M., Kadir, J., & Gurmit, S. (2009). Field evaluation of non-pathogenic *Fusarium oxysporum* isolates UPM31P1 and UPM39B3 for the control of Fusarium wilt in 'Pisang Berangan' (Musa, AAA). *Acta horticulturae*, 828, 139-144. doi:10.17660/ActaHortic.2009.828.13
- Vélez, S., & Fresneda, B. (1992). Diversidad florística, en las comunidades robleal y rastrojo alto, en la cuenca de la quebrada piedras blancas, antioquia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 45(2), 3-25.

- Wani, Z. A., Ashraf, N., Mohiuddin, T., & Riyaz, S. (2015). Plant-endophyte symbiosis, an ecological perspective. *Applied microbiology and biotechnology*, 99(7), 2955-2965. doi:10.1007/s00253-015-6487-3
- Zaher, A. M., Makboul, M. A., Moharram, A. M., Tekwani, B. L., & Calderón, A. I. (2015). A new enniatin antibiotic from the endophyte *Fusarium tricinctum* Corda. *The Journal of antibiotics*, 68(3), 197-200. doi:10.1038 / ja.2014.129
- Zhou, W. N., White, J. F., Soares, M. A., Torres, M. S., Zhou, Z. P., & Li, H. Y. (2015). Diversity of fungi associated with plants growing in geothermal ecosystems and evaluation of their capacities to enhance thermotolerance of host plants. *Journal of plant interactions*, 10(1), 305-314. doi:10.1080/17429145.2015.1101495
- Zhou, W., Starr, J. L., Krumm, J. L., & Sword, G. A. (2016). The fungal endophyte *Chaetomium globosum* negatively affects both above-and belowground herbivores in cotton. *FEMS microbiology ecology*, 92(10), 1-22. doi:10.1093/femsec/fiw158

Cap. 13

Lauráceas como fuente de control de enfermedades de frutas tropicales. Modelo *Phytophthora cinnamomi*, “tristeza del aguacatero”

**Mónica Constanza Ávila Murillo^{1*}
Erika Andrea Plazas Rodríguez²
Wilman Antonio Delgado Ávila³
Luis Enrique Cuca Suarez⁴**

- ^{1*} **Mónica Constanza Ávila Murillo**
mcavilam@unal.edu.co. Laboratorio de Productos Naturales Vegetales, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Química Dr. Sc. Profesora Asistente.
- ² **Erika Andrea Plazas Rodríguez**
eaplazasr@unal.edu.co. Laboratorio de Productos Naturales Vegetales, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Química M. Sc. Profesional de apoyo.
- ³ **Wilman Antonio Delgado Ávila**
wadelgadoa@unal.edu.co. Laboratorio de Productos Naturales Vegetales, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Químico Dr. Sc. Profesor Asistente.
- ⁴ **Luis Enrique Cuca Suárez**
lecucas@unal.edu.co. Laboratorio de Productos Naturales Vegetales, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá. Químico Dr. Sc. Profesor Titular.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-13>

Introducción

En países en desarrollo como Colombia, la agricultura es un factor de gran importancia, pues representa alrededor del 6 al 7 % del Producto Interno Bruto (PIB), convirtiéndose en el segundo renglón económico después del sector energético. El sector agrícola es responsable de más del 60 % del total de la producción alimentaria y del 70 % del empleo rural (Agronet, 2015); por esta razón, la implementación de las buenas prácticas agrícolas (BPA) es una estrategia para incrementar la productividad y ampliar las exportaciones, así como para garantizar productos sin contaminantes químicos, biológicos y físicos (Perfetti & Cortés, 2013).

En los últimos años, una gran parte de la población mundial ha adoptado un perfil de “consumo verde” que demanda la ausencia de productos químicos sintéticos para la producción y conservación de los alimentos. Considerando esto, los productos naturales aislados de plantas han tomado gran relevancia en el control de enfermedades causadas por hongos en cultivos comerciales. Así, el aislamiento sistemático de los metabolitos secundarios producidos por plantas ha dado como resultado el descubrimiento de nuevos compuestos bioactivos con actividad antimicrobiana. A nivel agrícola, las investigaciones desarrolladas por años han demostrado que, a partir del estudio de las especies vegetales, se han obtenido diferentes tipos de plaguicidas y fungicidas que se han comercializado con mucho éxito en forma de extractos, aceites esenciales y compuestos puros en diferentes formulaciones, por lo que es de interés determinar el potencial de especies vegetales.

Estudios previos demuestran que, entre las diferentes familias de plantas con potencial como agentes de control, se encuentra la familia Lauraceae, que ha sido una fuente de metabolitos con diferentes actividades biológicas, dentro de las que se destaca la actividad antifúngica (Pabón & Cuca, 2010; Prieto, Pabón, Patiño, Delgado, & Cuca, 2010; Prieto *et al.*, 2013). En este capítulo se presentará el porqué del interés en esta familia vegetal y los resultados obtenidos en la evaluación *in vitro* de extractos de diferentes especies; además, se discutirá acerca de su potencial en el control del agente causal de la tristeza del aguacatero en cultivos de aguacate (*Phytophthora cinnamomi*).

Familia Lauraceae

Las Lauráceas son una familia de plantas leñosas (con excepción de las especies herbáceas del género *Cassytha*), con cerca de 55 géneros y 2.500 a 3.000 especies distribuidas en todas las latitudes tropicales y subtropicales del globo (Chanderbali, van der Werff, & Renner, 2001). Las especies más conocidas son el aguacate (*Persea americana*), cuyo fruto es comercializado y cuyo aceite, obtenido de la pulpa, es ampliamente utilizado en la industria cosmética; el laurel (*Laurus nobilis*), cuyas hojas son usadas como especia; la canela (*Cinnamomum zeylanicum*), usada en la industria alimenticia, y el palo de rosa (*Aniba rosaeodora*), especie de uso en perfumería.

La familia Lauraceae está ampliamente distribuida; ha logrado colonizar gran diversidad de ambientes y se encuentra ubicada en los trópicos de todo el mundo, con centros de alta diversidad de especies en América del Norte y del Sur, sudeste de Asia y Madagascar. Algunas especies se encuentran en los subtrópicos y pocas llegan a las zonas templadas (Chanderbali *et al.*, 2001). Comunidades de muchos lugares del mundo han documentado en las especies pertenecientes a la familia Laurácea gran variedad de usos y aplicaciones etnobotánicas, los más comunes son los siguientes: la acción antiinflamatoria, el tratamiento del dolor, el tratamiento de enfermedades del sistema digestivo y de la piel, el mantenimiento de cultivos como repelentes de insectos y para matar hongos.

Fitoquímica y actividad biológica de la familia Lauraceae

Las especies pertenecientes a la familia Lauraceae se caracterizan por su alto contenido de aceites esenciales, de los cuales se han reportado gran variedad de actividades biológicas, entre las que se destacan las siguientes: insecticida (Jantan, Yalvema, Ahmad, & Jamal, 2005; Jemâa, Tersim, Toudert, & Khouja, 2012; Prieto *et al.*, 2010), antibacterial (Agius *et al.*, 2007; Demo, Oliva, López, Zunino, & Zygadlo, 2005) y larvicida (Chang *et al.*, 2009, Granados-Echegoyen

et al., 2015). Por otro lado, se ha reportado la presencia de metabolitos secundarios de tipo lignano, neolignano dihidrobenzofuránico, neolignano biciclo [3.2.1] octánico, alcaloides de tipo aporfínico y bencilisoquinolínico, así como flavonoides. En la figura 13.1 se muestran algunos metabolitos junto con las especies de las cuales fueron aislados y sus respectivas actividades biológicas.

Dentro de la gran variedad de acciones biológicas que presenta la familia Lauraceae, la actividad antifúngica es de gran importancia, ya que estas plantas y sus productos derivados (extractos, aceites y compuestos) han sido usados por diferentes comunidades para el tratamiento de enfermedades y plagas en cultivos. Las siguientes especies presentan buena actividad contra diferentes cepas de hongos: el extracto etanólico de *Cassytha filiformis*, reportado como inhibidor del crecimiento de *Fusarium udum* (Sharanappa & Vidyasagar, 2015); *Cinnamomum tamala*, de la cual el extracto etanólico y el aceite esencial mostraron actividad contra *Aspergillus niger*, *Aspergillus fumigatus*, *Rhizopus*

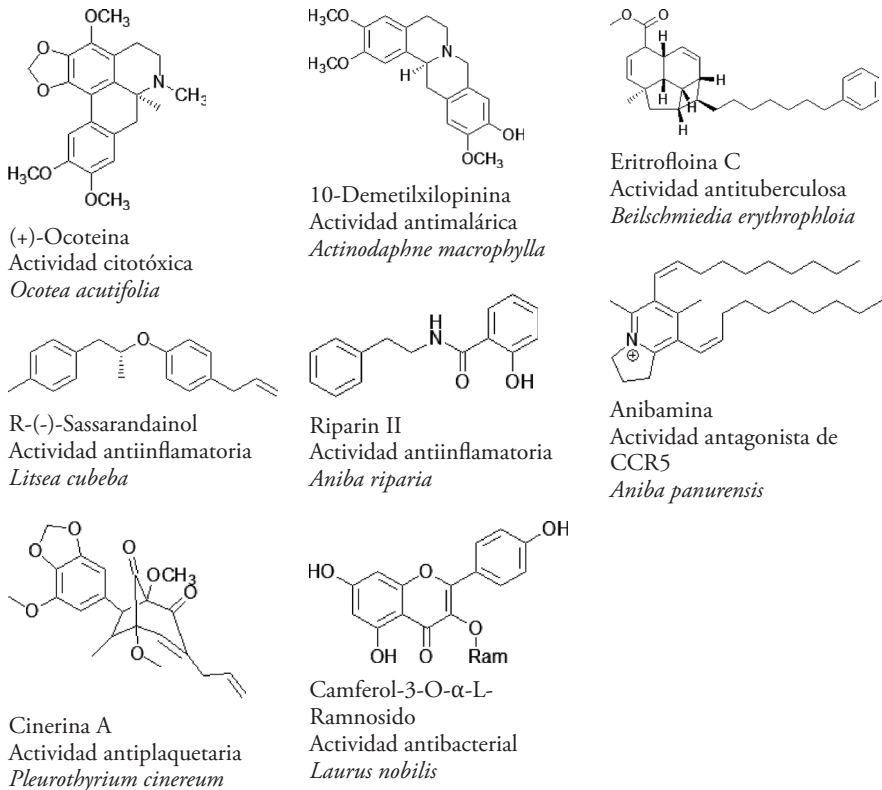


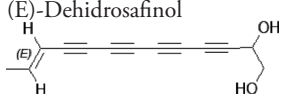
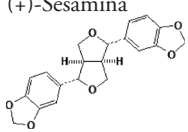
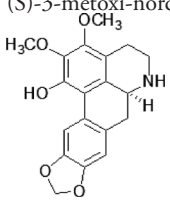
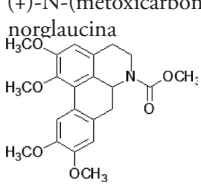
Figura 13.1. Algunos metabolitos aislados de especies de la familia Lauraceae con su respectiva actividad biológica

Fuente: adaptada de Albarracín (2017).

stolonifer y *Penicillium* spp. (Pandey, Mishra, & Mishra, 2012); el aceite esencial de *Cinnamomum zeylanicum*, que presentó inhibición del crecimiento de los hongos *A. niger* y *Aspergillus flavus* (Saleem, Bhatti, Jilani, & Hanif, 2015); el extracto etanólico de la corteza de *Beilschmiedia alloiophylla* que resultó ser activo contra *Candida albicans* (Mollataghi *et al.*, 2012).

Los metabolitos que presentan mejores efectos son los lignanos, neolignanicos y alcaloides. En la tabla 13.1 se presentan algunos ejemplos de productos naturales aislados de Lauraceae con actividad antifúngica comprobada.

Tabla 13.1. Compuestos aislados de especies de la familia Lauraceae con actividad antifúngica.

Compuestos Aislados	Especie/Parte	Fitopatógeno	Referencia
(E)-Dehidrosafinól 	<i>Persea americana</i> / Frutos	<i>Cladosporium</i> <i>cladosporioides</i>	Adikaram, Ewing, Karunaratne y Wijeratne (1992)
(+)-Sesamina 	<i>Ocotea</i> <i>usambarenis</i> / Corteza	<i>Cladosporium</i> <i>cucumerinum</i>	Terreaux, Maillard, Hostettmann, Lodi y Hakizamungu (1994)
(S)-3-metoxi-nordomesticina 	<i>Ocotea</i> <i>macrophylla</i> / Madera	<i>Fusarium</i> <i>oxysporum</i> f. sp. <i>Lycopersici</i>	Pabón y Cuca (2010)
(+)-N-(metoxicarbonil)-N-norglaucina 	<i>Litsea cubeba</i> / Corteza	<i>Colletotrichum</i> <i>nicotianae</i>	Zhang, Hu, Lv, Zhao y Shi (2012)

Fuente: elaboración propia con base en los autores citados.

El panorama anterior muestra que las especies vegetales de la familia Lauraceae poseen gran potencial como fuente de compuestos bioactivos; además, las acciones antifúngicas comprobadas en extractos, aceites y compuestos, aunado a la amplia diversidad de estas especies en Colombia, justifican la selección de esta familia para realizar la búsqueda de fuentes de control de hongos fitopatógenos de frutas tropicales como el aguacate (*Persea americana*).

Generalidades sobre la tristeza del aguacatero: *Phytophthora cinnamomi*

Phytophthora cinnamomi es un patógeno, aislado por primera vez en 1922 por R. D. Rands, a partir de árboles de canela (*Cinnamomum burmannii* Blume), en Sumatra, Indonesia. Años después fue reportado en raíces de plantas de aguacate en Puerto Rico. Posteriormente, se multiplicaron los reportes en diferentes países latinoamericanos (Perú, Honduras, México y Costa Rica). Actualmente *P. cinnamomi* se ha registrado en aproximadamente 60 países y en más de mil especies de plantas, que incluyen piña, castaño, pinos, encinos, duraznos, peras, nuez de macadamia y varias especies ornamentales (Romero, 2014).

La pudrición de la raíz causada por *P. cinnamomi* es la patogenicidad más limitante en producción de aguacate a nivel mundial. El oomicete es transmitido por el suelo y la infección por el patógeno afecta las raíces absorbentes, causando necrosis (figura 13.2) y restringiendo la absorción de agua y nutrientes, lo que conduce gradualmente a la muerte de la planta. La enfermedad suele ser más agresiva y frecuente en suelos inundados o con baja lixiviación (Reeksting, Taylor, & van den Berg, 2014). Algunos de los síntomas se pueden confundir con los

efectos de un déficit hídrico, por lo que en el diagnóstico se deben examinar las raíces (Fierro, 2011). Los síntomas secundarios son el decaimiento o muerte del follaje; las hojas se tornan pálidas o amarillentas y, a menudo parecen marchitas, lo que conlleva a defoliación progresiva en árboles. La ausencia de brotes nuevos es característica en etapas avanzadas de la enfermedad. La infección por *P. cinnamomi* también puede expresarse como llagas en el tronco, especialmente en patrones susceptibles, lo que se conoce como cáncer de tronco.

Este oomicete forma clamidosporas, que son las estructuras de resistencia, y pueden sobrevivir por largos periodos de tiempo en el suelo, incluso sin la presencia del hospedero, lo que dificulta su erradicación y manejo. Actualmente, las medidas de control para este fitopatógeno incluyen la aplicación de fungicidas químicos, principalmente derivados de metalaxil, algunas



Figura 13.2. Pudrición de la raíz del aguacatero causada por *P. cinnamomi*. Foto tomada por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

prácticas culturales y uso de genotipos resistentes (Duke-6, Duke-7, G-6, G-22, G755 y Huntalos); sin embargo, estas medidas no son totalmente efectivas y presentan diferentes problemas, lo que hace necesario implementar medidas de control más sostenibles y amigables con el medio ambiente (Andrade *et al.*, 2015). Por tal razón, el objetivo de este trabajo fue la búsqueda de alternativas como el uso de extractos naturales a partir de lauráceas que puedan ser utilizados para el control de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi*.

Determinación de condiciones metodológicas para la determinación de potencial antifúngico y efectos observados

Establecimiento del medio de cultivo para *Phytophthora cinnamomi*

Con el fin de determinar las condiciones adecuadas para el mantenimiento del hongo *Phytophthora cinnamomi*, se evaluaron tres medios de cultivo (Agar V8, Agar V3 y PDA), reportados previamente para el aislamiento y purificación de diferentes especies de este género (Andrade *et al.*, 2015).

Se realizaron aislamientos por triplicado en los tres medios de cultivo. Se determinó el tiempo de crecimiento del micelio y la esporulación de la cepa. Para ello, se hicieron medidas del diámetro del micelio a los 3, 7 y 15 días del aislamiento, y se observaron las características macroscópicas y microscópicas. Se realizaron medidas del diámetro del micelio en los días 7 y 15. Tal como se observa en la figura 13.3, se presentó variabilidad tanto en el diámetro del micelio como en las características macroscópicas del hongo.

Al día 7 se observó la presencia de micelio en aproximadamente un 50 % de la caja de Petri en los tres medios de cultivo, siendo mayor el diámetro en los medios V3 y V8, respectivamente. A los 15 días de incubación se encontró un crecimiento entre 80 y 90 % en los medios V8 y V3. En el medio de cultivo de PDA, el crecimiento del hongo fue más lento y a los 15 días el micelio ocupó aproximadamente el 60 %. La velocidad de crecimiento cambia de acuerdo con el medio de cultivo, en función de los nutrientes y los carbohidratos; por lo tanto, los medios V8 y V3 resultaron ser más efectivos.

Al comparar las características macroscópicas mostradas en la figura 13.3, se observan diferencias importantes: en los tres casos son de color blanco aéreo, con crecimiento más denso en el agar PDA; tanto en V8 como en PDA el crecimiento es radiado, estrellado y con bordes sinuosos, observando algunas protuberancias;

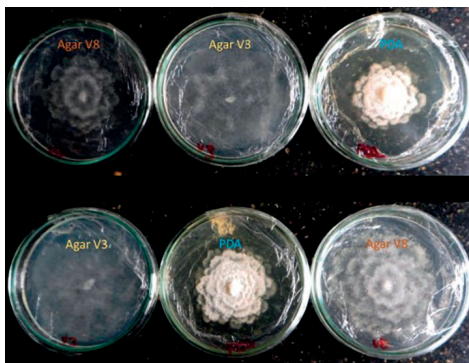


Figura 13.3. Crecimiento comparativo de *P. cinnamomi* en tres medios de cultivo (Agar V8, Agar V3, PDA). Fotos tomadas por Erika Andrea Plazas. Fuente: elaboración propia.

en el agar V3, a diferencia de los anteriores, no se observa el crecimiento radial, debido a la presencia de una colonia algodonosa muy grande en la que hay gran presencia de hifas. Este tipo de cambios a nivel macroscópico y microscópico en el cultivo *in vitro* de especies del género *Phytophthora* es muy común y de gran importancia, puesto que se puede deber a cambios desde el punto de vista fisiológico y parasitario.

En la figura 13.4 se puede apreciar una comparación de las características microscópicas y

macroscópicas de *Phytophthora cinnamomi* en los tres medios de cultivo.

Al observar al microscopio los aislamientos de *P. cinnamomi* en los tres medios de cultivo, se observaron diferencias en las estructuras reproductivas, como se muestra en la figura 13.5. En el medio V3 se encontró principalmente el desarrollo de hifas, mientras que en los medios V8 y PDA se observó el desarrollo de esporangios y clamidosporas características de esta especie, siendo estas últimas más abundantes en el medio de cultivo agar V8. Por lo tanto, por velocidad de crecimiento y desarrollo de esporas, se seleccionó el medio agar V8 para continuar con los ensayos.

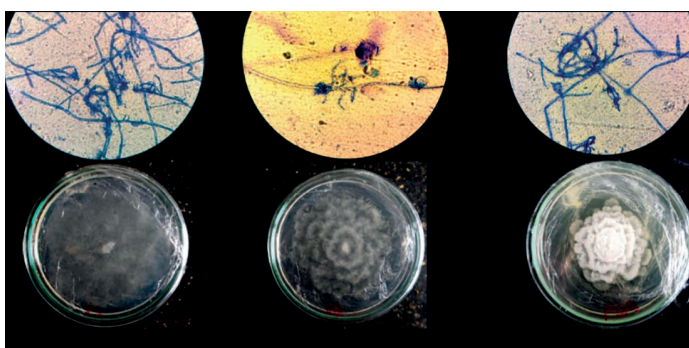


Figura 13.4. Características macro y microscópicas de *P. cinnamomi* en tres medios de cultivo. De izquierda a derecha: Agar V3, Agar V8, PDA. Línea superior: características microscópicas (observación en 40X); línea inferior: características macroscópicas. Fotos tomadas por Erika Andrea Plazas.

Fuente: elaboración propia.

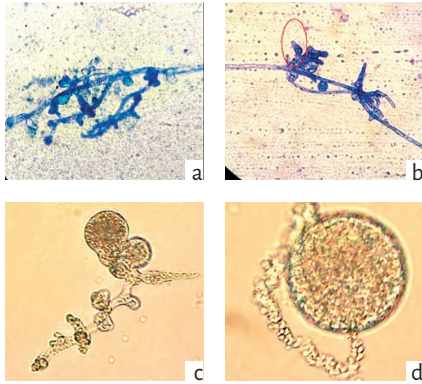


Figura 13.5. Estructuras microscópicas de *P. cinnamomi*. a. Hifas con hinchamiento b. Esporangios ovoides. Línea superior vistos con objetivo 40 X; c. Hifas con hinchamiento d. Clamidosporas. Línea inferior vistas con objetivo 100 X. Fotos tomadas por Erika Andrea Plazas.
Fuente: elaboración propia.

En la figura 13.5 se observan las estructuras microscópicas más representativas de la especie *P. cinnamomi* encontradas en el medio de cultivo agar V8.

Observación microscópica y conteo de esporas

Se determinaron las características macroscópicas y microscópicas del aislamiento en los tres medios de cultivo (Agar V8, Agar V3 y PDA), evaluando el crecimiento del micelio y la formación de esporas. Se evaluaron algunas características como el color y la forma de la colonia, y se midió el área del micelio a los 3, 6 y 8 días después de la siembra.

En la observación microscópica se empleó la técnica de la cinta pegante, que consiste en tomar un trozo de cinta

con el lado adhesivo hacia la colonia del hongo previamente aislada en agar de cultivo (Agar V8, agar V3 y PDA), presionando sobre la superficie. La cinta con la muestra del hongo se puso sobre un portaobjeto con una gota de azul de metileno. Posteriormente, se realizó la observación en el microscopio para determinar las estructuras vegetativas más representativas.

Con el fin de determinar el medio de cultivo más adecuado para el mantenimiento del aislamiento de *P. cinnamomi*, se determinó el área de crecimiento del micelio y el grado de esporulación. Se hizo conteo de las esporas de acuerdo con el procedimiento reportado en los protocolos de actividad antifúngica estandarizados en el laboratorio de Productos Naturales (Patiño, Prieto, & Moreno, 2012).

Conteo de esporas: a una caja de Petri que contiene el aislamiento del hongo (con 8 a 10 días de crecimiento) se le adicionó 20 mL de agua destilada previamente esterilizada, y se realizó un raspado del micelio con un hisopo de algodón estéril. La suspensión obtenida se filtró con una gasa en un vaso de precipitados. Se ubicó una lámina cubreobjetos sobre la cámara de Neubauer y se adicionaron 100 μ L de la suspensión de esporas con ayuda de la micropipeta, usando uno de los canales longitudinales de la cámara. Posteriormente, se colocó la cámara en el microscopio y se enfocó la cuadrícula que contiene la suspensión de esporas (figura 13.6).

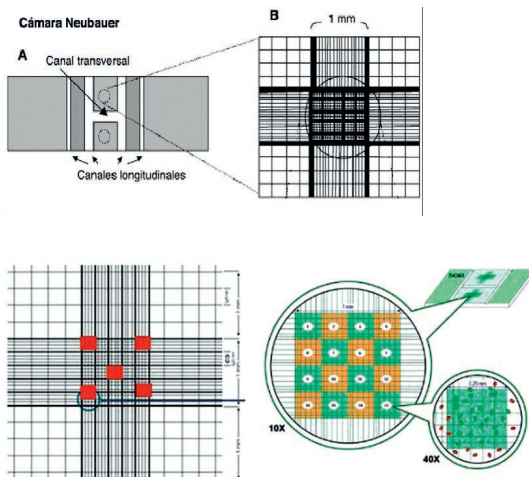


Figura 13.6. Conteo de esporas en cámara de Neubauer. Protocolo operativo estandarizado, Laboratorio de Productos Naturales, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.

Se ubicó la cuadrícula central empleando el objetivo 10X y luego el objetivo 40X, enfocando los cuadrantes externos de la cuadrícula central. Se realizó conteo del número de esporas que se encuentran en cada uno de los cuadrantes marcados de color naranja (figura 13.6). Se sumaron las esporas encontradas en cada uno de los cuadrantes y este valor se multiplicó por 50.000. El resultado obtenido es la cantidad de esporas (correspondientes a las unidades formadoras de colonia (UFC), presentes en 1 mL de suspensión).

Teniendo en cuenta el procedimiento anteriormente descrito se obtuvieron las siguientes UFC:

Agar V8	Agar V3	Agar PDA
$7 \cdot 10^6$ UFC/mL	$5 \cdot 10^5$ UFC/mL	$2 \cdot 10^6$ UFC/mL

La formación de esporas fue más efectiva en el medio de agar V8; sin embargo, para los ensayos de actividad antifúngica se requieren soluciones a concentraciones aproximadas de $1 \cdot 10^6$ UFC/mL, por lo que también se podría usar agar PDA como medio de cultivo

Mantenimiento y conservación de los aislamientos fúngicos

Para el mantenimiento de los aislamientos de trabajo se utilizaron dos métodos de conservación: criopreservación en glicerol (a largo plazo) y cultivo periódico en agar V8 (corto plazo). Todos los procedimientos se realizaron por triplicado y en cámara de flujo laminar, para garantizar la esterilidad y ausencia de contaminantes.

Criopreservación: se adicionó 1 mL de solución de glicerol al 15 % v/v en agua destilada en tubos eppendorf de polipropileno, y se esterilizó a 121 °C durante 20 min. Las esporas de los hongos, obtenidas por crecimiento en medio Agar V8, se suspendieron en la solución estéril y se almacenaron a -70 °C (Homolka, 2013).

Cultivo periódico en agar V8: se preparó y esterilizó el medio de cultivo y se sirvieron cajas de Petri con 20 mL de agar. Los medios previamente elaborados se sometieron a prueba de esterilidad por 12 horas en oscuridad en cabina de flujo laminar, y se realizaron repiques con asa recta previamente flameada. Los tubos fueron incubados durante ocho días a 20 °C. Posteriormente, se almacenaron a 4 °C.

Evaluación de la actividad antifúngica de extractos de la familia lauraceae en *Phytophthora cinnamomi*

Bioautografía: para este ensayo se pesaron 30 mg de cada extracto y se solubilizaron en 1 mL de metanol. Se tomaron 10 µL del extracto y se sembraron en placas de sílica gel para cromatografía (CCD), a aproximadamente 1 cm de la base. Las placas se desarrollaron con sistemas de solventes de diferente polaridad para garantizar que la mayoría de los compuestos fueran separados y analizados. Las placas desarrolladas se secaron y asperjaron con una disolución de esporas a una concentración final de aproximadamente 1×10^6 UFC/mL. Las placas fueron esterilizadas utilizando luz uv y, posteriormente, fueron incubadas en cámaras húmedas plásticas durante siete días. Pasado este tiempo, las placas se asperjaron con una solución del indicador de viabilidad celular, el cloruro de 2,3,5-Trifeniltetrazolio al 5 % en agua destilada estéril. Las placas se introdujeron nuevamente en las cámaras húmedas y se inocularon a 20 °C durante 24 horas. Posteriormente, se observó el desarrollo de manchas blancas (compuestos activos) en un fondo rosa, debido al color del indicador de viabilidad celular. En la tabla 13.2 se presenta la lista de los extractos sometidos al ensayo de bioautografía directa.

Tabla 13.2. Listado de extractos de especies vegetales de la familia Lauraceae para evaluación de la actividad antifúngica frente a *Phytophthora cinnamomi*.

ID	Sigla	Especie	Lugar de colección, Colombia	Parte
30	WD60H	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
31	WD60C	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
32	WD60M	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Sta. Bárbara, Santander	Madera
33	WD63H	<i>Nectandra</i> sp.	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
34	WD63C	<i>Nectandra</i> sp.	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
35	WD64H	<i>Endlicheria oreocola</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
36	WD66H	<i>Cinnamomum cinnamomifolium</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
37	WD66C	<i>Cinnamomum cinnamomifolium</i>	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
38	WD67C	<i>Endlicheria paniculata</i>	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
39	WD70H	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Nocaima, C/marca	Hojas
40	WD73C	<i>Nectandra membranacea</i>	Nocaima, C/marca	Corteza
41	WD73F	<i>Nectandra membranacea</i>	Nocaima, C/marca	Flores
42	WD75H	<i>Nectandra reticulata</i>	Granada, C/marca	Hojas
44	WD92M	<i>Ocotea macrophylla</i>	La Vega, C/marca	Madera
45	WD92C	<i>Ocotea macrophylla</i>	La Vega, C/marca	Corteza
46	WD93H	<i>Rhodostemonodaphne laxa</i>	Acacias, Meta	Hojas
48	WD99H	<i>Nectandra reticulata</i>	Puerto López, Meta	Hojas
49	WD100H	<i>Persea perseiphylla</i>	Puerto López, Meta	Hojas
50	WD116H	<i>Ocotea longifolia</i>	Leticia, Amazonas	Hojas
51	WD116C	<i>Ocotea longifolia</i>	Leticia, Amazonas	Corteza
52	WD122H	<i>Beilschmiedia costaricensis</i>	La Vega, C/marca	Hojas
53	WD123H	<i>Aniba robusta</i>	La Vega, C/marca	Hojas
54	WD123C	<i>Aniba robusta</i>	La Vega, C/marca	Corteza
55	WD125H	<i>Nectandra lineata</i>	Nocaima, C/marca	Hojas
56	OLC	<i>Ocotea longifolia</i>	Icononzo, Tolima	Corteza
57	OCH	<i>Ocotea callophylla</i>	Duitama, Boyacá	Hojas
58	LM	<i>Aniba puchury-minor</i> (Laurel murrucó)	Arauca, Arauca	Hojas

Fuente: elaboración propia.

Se realizó la cromatografía en capa delgada CCD de los extractos, empleando como fase estacionaria sílica gel y dos fases móviles: una de polaridad baja (Hexano: Acetato de etilo (8:2)) y otra de polaridad alta (Cloroformo: acetona: ácido fórmico (9:2:1)) (figura 13.7), que fueron seleccionadas por un estudio cromatográfico preliminar previo.

Las placas desarrolladas se secaron y asperjaron con una disolución de esporas 1×10^6 . Luego de la incubación, se determinó la actividad antifúngica con indicador de viabilidad celular, como se muestra en la figura 13.8.

El cloruro de trifenil tetrazolio es un indicador redox que permite determinar la viabilidad celular. Este se torna de color rojo en donde se encuentran tejidos metabólicamente activos y en donde las enzimas son capaces de reducir el compuesto a formazán. Por tanto, donde se encuentra el aislamiento fúngico vivo se observará el color rojo, mientras que en las zonas en donde el aislamiento está ausente o está muerto el tetrazolio conserva su color blanco o incoloro, debido a la inactividad de las enzimas. En la figura 13.9, se presenta la reacción de óxido, reducción que sufre el indicador de viabilidad celular usado.

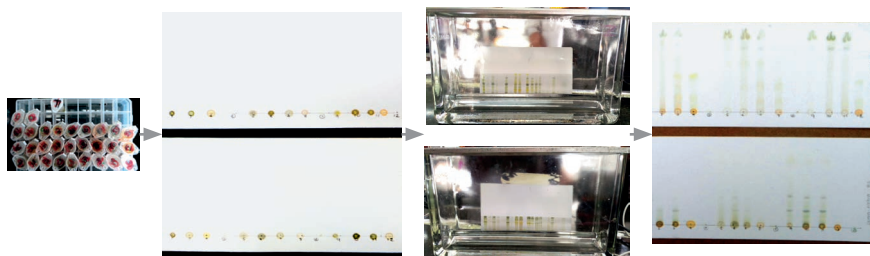


Figura 13.7. Descripción gráfica del procedimiento empleado para la determinación de actividad antifúngica por Bioautografía en cromatografía de capa delgada CCD. Fotos tomadas por Monica Ávila.

Fuente: elaboración propia.

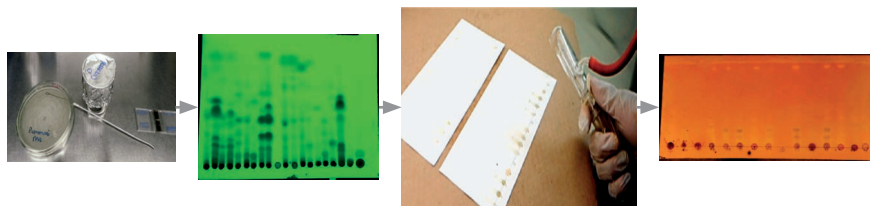


Figura 13.8. Descripción del procedimiento de revelado de placas en Bioautografía. Fotos tomadas por Erika Andrea Plazas

Fuente: elaboración propia.

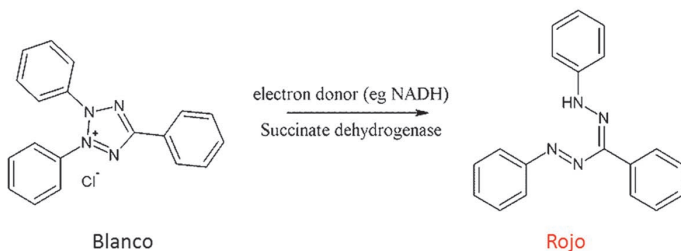


Figura 13.9. Reacción de oxidoreducción del cloruro de trifenil tetrazolio.
Fuente: adaptada de Rashmi y Rajkumar (2011).

En la CCD de polaridad alta para todos los extractos evaluados no se presentó inhibición del crecimiento del hongo; por lo tanto, no se observaron zonas blancas en las placas cromatográficas, en tanto que, en la fase móvil de polaridad baja, se presentaron varias zonas de inhibición. Adicionalmente, se observó de forma general la presencia de manchas que migran cerca al frente de solvente, correspondientes a compuestos o mezclas de compuestos de muy baja polaridad y que son capaces de inhibir el crecimiento del hongo. Otros compuestos con factores de retención menores también presentaron zonas de inhibición del hongo como se observa en la figura 13.10.

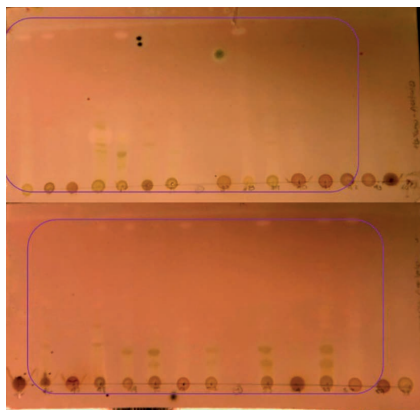


Figura 13.10. Resultados de bioautografía de los extractos de Lauraceae.
Fuente: elaboración propia.

Determinación de la actividad antifúngica cuantitativa preliminar: a los extractos de las especies que evidenciaron actividad en el ensayo de bioautografía se les determinó la actividad preliminar, empleando el método “*Spot Culture Growth inhibition SPOTi*” (Guzmán, *et al.*, 2013). Se pesaron los extractos y se solubilizaron en dimetil sulfóxido (DMSO) a una concentración final de 300 g/L. 100 μ L de estas soluciones se transfirieron a una placa de 24 pozos y se completó a 1.000 μ L con medio de cultivo (agar V8). Las concentraciones finales evaluadas fueron 30 mg/mL. El inóculo del hongo fue preparado en agua estéril realizando el conteo de esporas (figura 13.6) a una concentración final de aproximadamente 1×10^6 UFC/mL, diluyendo con agua destilada estéril cuando fue necesario. Las cajas de micropozos que contenían el extracto

y el agar previamente adicionado se inocularon con una alícuota de 3 μL de la solución de esporas en el centro de cada pozo. Las placas se sellaron e incubaron durante 7 días a 20 °C. Posteriormente, se determinó si se presentó crecimiento del hongo. Como control negativo se usó agar con 100 μL de DMSO, y como control positivo, Dithane FMB[®], a una concentración final de 1 mg/mL. En la figura 13.11 se presenta la descripción gráfica del procedimiento seguido para la determinación de actividad antifúngica cuantitativa preliminar.

Por otra parte, en la tabla 13.3 se presenta la lista de los extractos sometidos al ensayo de *SPOTi*.

Los micropozos que contienen los extractos fueron inoculados con la solución de esporas y se incubaron por 7 días a 20 °C. Posteriormente, se determinaron los pozos en donde se presentó inhibición del crecimiento de *P. cinnamomi*. Como control negativo, se empleó DMSO (10 %) y, como control positivo, Dithane FMB[®] (1 mg/mL).

En la figura 13.12 se presentan los resultados de los extractos de la familia Lauraceae que mostraron inhibición del crecimiento del hongo. Es posible observar que, a la concentración de 30 mg/mL, los extractos fueron capaces de inhibir del crecimiento del hongo en este tipo de ensayo y se resumen en la tabla 13.4. En lo posible, es necesario evaluar concentraciones de los extractos menores a 30 mg/mL, con el fin de hacer una aproximación a la concentración mínima inhibitoria que se podría utilizar para el control del hongo causante de la tristeza del aguacatero.

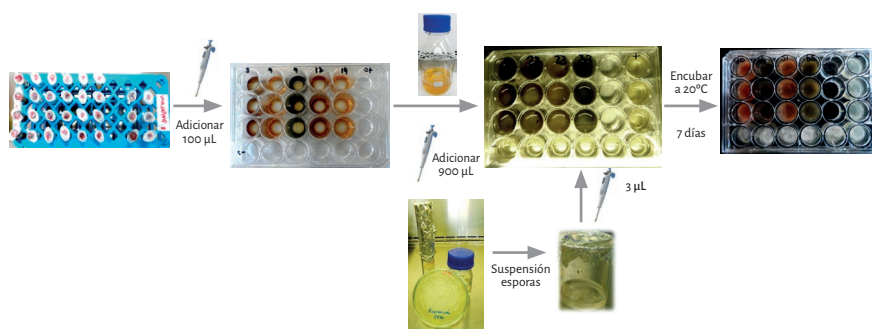


Figura 13.11. Determinación de la actividad antifúngica por el método *SPOTi*.

Fuente: elaboración propia.

Tabla 13.3. Extractos activos de especies de la familia Lauraceae colectadas en varios lugares de Colombia.

ID	Especie	Lugar de colección	Parte
30	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
33	<i>Nectandra</i> sp.	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
34	<i>Nectandra</i> sp.	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
35	<i>Endlicheria oreocola</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
36	<i>Cinnamomum cinnamomifolium</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
38	<i>Endlicheria paniculata</i>	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
39	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Nocaima, C/marca	Hojas
41	<i>Nectandra membranacea</i>	Nocaima, C/marca	Flores
46	<i>Rhodostemonodaphne laxa</i>	Acacias, Meta	Hojas
48	<i>Nectandra reticulata</i>	Puerto López, Meta	Hojas
49	<i>Persea perseiphylla</i>	Puerto López, Meta	Hojas
51	<i>Ocotea longifolia</i>	Leticia, Amazonas	Corteza
52	<i>Beilschmiedia costarisensis</i>	La Vega, C/marca	Hojas
53	<i>Aniba robusta</i>	La Vega, C/marca	Hojas
55	<i>Nectandra lineata</i>	Nocaima, C/marca	Hojas
56	<i>Ocotea longifolia</i>	Icononzo, Tolima	Corteza

Fuente: elaboración propia.

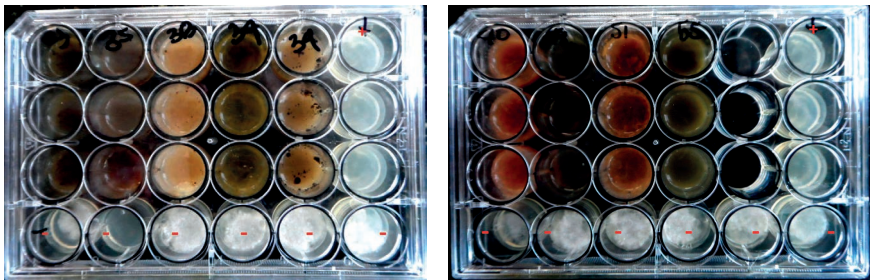


Figura 13.12. Resultados de la actividad antifúngica de los extractos de la familia Lauraceae por el método *spot*. Pozos fila inferior control negativo presencia de micelio del hongo (blanco), pozos fila extremo derecho control positivo fungicida sintético (incoloros) inhibición total del crecimiento del hongo, resto de los pozos extractos activos generan inhibición del crecimiento ausencia de micelio.

Fuente: elaboración propia.

Tabla 13.4. Extractos activos que inhiben el crecimiento del hongo *P. cinnamomi*, provenientes de especies de la familia Lauraceae colectadas en varios lugares de Colombia.

id	Especie	Lugar de colección	Parte
33	<i>Nectandra sp.</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
34	<i>Nectandra sp.</i>	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
35	<i>Endlicheria oreocola</i>	Sta. Bárbara, Santander	Hojas
38	<i>Endlicheria paniculata</i>	Sta. Bárbara, Santander	Corteza
39	<i>Cinnamomum triplinerve</i>	Nocaima, C/marca	Hojas
41	<i>Nectandra membranacea</i>	Nocaima, C/marca	Flores
48	<i>Nectandra reticulata</i>	Puerto López, Meta	Hojas
51	<i>Ocotea longifolia</i>	Leticia, Amazonas	Corteza
55	<i>Nectandra lineata</i>	Nocaima, C/marca	Hojas

Fuente: elaboración propia.

Conclusiones

Por medio del tamizaje de la actividad antifúngica se observó que, de los 28 extractos de la familia Lauraceae, nueve resultaron promisorios frente a *P. cinnamomi*. De forma importante los géneros *Nectandra* y *Endlicheria* presentaron la mejor actividad antifúngica. Los resultados de esta investigación muestran el potencial de la familia Lauraceae para el control de hongos fitopatógenos; de igual manera, los extractos activos pueden ser ensayados para el control de otros hongos fitopatógenos de importancia económica como *Colletotrichum* spp. y *Fusarium* spp.

Referencias bibliográficas

- Adikaram, N., Ewing, D., Karunaratne, A., & Wijeratne, E. (1992). Antifungal compounds from immature avocado fruit peel. *Phytochemistry*, 31, 93-96. doi:10.1016/031-9422(91)83013-B
- Agius, B., Setzer, M., Stokes, S., Walker, T., Haber, W., & Setzer, W. (2007). Composition and bioactivity of essential oils of Lauraceae from Monteverde, Costa Rica. *International Journal Essential Oil Therapeutics*, 1, 167-171. doi:10.4103/0974-8490.60585

- Agronet. (2015). *Red de información y comunicación del sector agropecuario*. Recuperado de <http://www.agronet.gov.co/Paginas/default.aspx>.
- Albarracín, L. T. (2017). *Estudio fitoquímico bioguiado de los extractos de corteza de las especies Endlicheria oreocola y Endlicheria arenosa (Lauraceae), en busca de fuentes para el control del hongo fitopatógeno Colletotrichum tamarilloi*, Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.
- Andrade, P., De León, C., Molina, E., Espíndola, M., Alvarado, D., & López, A. (2015). Totipotencialidad en plántulas de aguacate en la resistencia a *Phytophthora cinnamomi*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6(2): 361-373. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=263138086011>
- Chanderbali, A. S., van der Werff, H., & Renner, S. (2001). Phylogeny and historical biogeography of Lauraceae: evidence from the chloroplast and nuclear genomes. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 88, 104-134. doi:10.2307/12666133
- Chang, H. T., Cheng, Y. H., Wu, C. L., Chang, S. T., Chang, T. T., & Su, Y. C. (2009). Antifungal activity of essential oil and its constituents from *Calocedrus macrolepis* var. formosana. Florin Leaf Against Plant Pathogenic Fungi. *Bioresource Technology*, 99, 6266-6270. doi:10.1016/j.biortech.2007.12.005.
- Demo, M., Oliva, M. D., López, M. L., Zunino, M. P., & Zygadlo, J. A. (2005). Antimicrobial activity of essential oils obtained from aromatic plants of Argentina. *Pharmaceutical Biology*, 43, 129-134. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=85612108005>
- Fierro, D. (2011). *Etiología y manejo de Phytophthora cinnamomi (Rands) en aguacate en Michoacán*, tesis de maestría. Colegio de posgraduados, Montecillo, México.
- Granados-Echegoyen, C., Pérez-Pacheco, R., Alonso-Hernández, N., Vázquez-López, A., Lagunez-Rivera, L., & Rojas-Olivos, A. (2015). Chemical characterization and mosquito larvicidal activity of essential oil from leaves of *Persea americana* Mill (Lauraceae) against *Culex quinquefasciatus* (Say). *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 5, 463-467. doi:10.1016/S2222-1808(15)60816-7
- Guzmán, J. D., Evangelopoulos, D., Gupta, A., Birchall, K., Mwaigwisya, S.; Bhakta, S. (2013). Antitubercular specific activity of ibuprofen and the other 2-arylpropanoic acids using the HT-SPOTi whole-cell phenotypic assay. *British Medical Journal Open*, 6, 1-13. doi:10.1136/bmjopen-2013-002672

- Homolka L. (2013). Methods of Cryopreservation in Fungi. En V. Gupta *et al.* (Eds.), *Laboratory Protocols in Fungal Biology* (pp. 9-17). Nueva York, EE. UU.: Springer. doi:10.1007/978-1-4614-2356-0_2
- Jantan, I. B., Yalvema, M. F., Ahmad, N. W., & Jamal, J. A. (2005). Insecticidal activities of the leaf oils of eight *Cinnamomum* species against *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. *Pharmaceutical Biology*, 43, 526-532. doi:10.1080/13880200500220771
- Jemâa, J. M. B., Tersim, N., Toudert, K. T., & Khouja, M. L. (2012). Insecticidal activities of essential oils from leaves of *Laurus nobilis* L. from Tunisia, Algeria and Morocco, and comparative chemical composition. *Journal of Stored Products Research*, 48, 97-104. doi:10.1016/j.jspr.2011.10.003
- Mollataghi, A., Coudiere, E., Hadi, A. H. A., Mukhtar, M. R., Awang, K. . . . Ata, A. (2012). Anti-acetylcholinesterase, anti- α -glucosidase, anti-leishmanial and anti-fungal activities of chemical constituents of *Beilschmiedia* species. *Fitoterapia*, 83(2), 298-302. doi:10.1016/j.fitote.2011.11.009
- Pabón, L. C., & Cuca, L. E. (2010). Aporphine alkaloids from *Ocotea macrophylla* (Lauraceae). *Química Nova*, 33, 875-879. doi:10.1590/S0100-40422010000400021
- Patiño, O., Prieto, J., & Moreno, P. (2012). *Protocolos de actividad antifúngica sobre hongos fitopatógenos. Laboratorio de productos Naturales Vegetales*. Bogotá, Colombia: Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia.
- Pandey, A., Mishra, A., & Mishra, A. (2012). Antifungal and antioxidative potential of oil and extracts derived from leaves of Indian spice plant *Cinnamomum tamala*. *Cell Molecular Biology*, 58, 142-147. doi:10.1170/T933
- Perfetti, J. J., & Cortés, S. (2013). *La agricultura y el desarrollo de los territorios rurales. En: Políticas para el desarrollo de la agricultura en Colombia*. Bogotá, Colombia: Sociedad de Agricultores de Colombia y Fedesarrollo.
- Prieto, J., Pabón, L., Patiño, O., Delgado, W., & Cuca, L. (2010). Constituyentes químicos, actividad insecticida y antifúngica de los aceites esenciales de las hojas de dos especies del género *Ocotea* (Lauraceae). *Revista Colombiana de Química*, 39, 199-209. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=309026684004>
- Prieto, J. A., Patiño, O. J., Plazas, E. A., Pabón, L. C., Ávila, M. C., . . . Cuca, L. E. (2013). Natural products from plants as potential source agents for controlling *Fusarium*. En M. Nita (Ed.), *Fungicides. Showcases of Integrated Plant Disease Management from Around the World* (pp. 233-78). Croacia: Intech. doi:10.5772/52338
- Rashmi, S., & Rajkumar, H. (2011). Phytochemical Analysis and In Vitro Evaluation of Antifungal Activity of Five Invasive Plant Species against

- Macrophomina Phaseolina (Tassi) Goid. *International Journal of Plant Research*, 1, 11-15. doi:10.5923/j.plant.20110101.02
- Reeksting, B., Taylor, N., & van den Berg, N. (2014). Flooding and *Phytophthora cinnamomi*: Effects on photosynthesis and chlorophyll fluorescence in shoots of non-grafted *Persea americana* (Mill.) rootstocks differing in tolerance to *Phytophthora* root rot. *South African Journal of Botany*, 95, 40-53. doi:10.1016/j.sajb.2014.08.004
- Romero, L. (2014). *Estudio de la asociación entre algunas propiedades físicas y químicas del suelo y el comportamiento de la pudrición radical del aguacate causada por Phytophthora cinnamomi*, tesis de maestría. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/45124/#sthash.KGD4C5Pj.dpuf>
- Saleem, M., Bhatti, H. N., Jilani, M. I., & Hanif, M. A. (2015). Bioanalytical evaluation of *Cinnamomum zeylanicum* essential oil. *Natural Product Research*, 29(19), 1857-1859. doi:10.1080/14786419.2014.1002088
- Sharanappa, R., & Vidyasagar, G. (2015). Preliminary screening of ethnomedicinal plants for antibacterial activity. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 6(9), 3928-3935. doi:10.13040/IJPSR.0975-8232.6(9).3928-35
- Terreaux, C., Maillard, M., Hostettmann, K., Lodi, G., & Hakizamungu, E. (1994). Analysis of the fungicidal constituents from the bark of *Ocotea usambarensis* Engl. (Lauraceae). *Phytochemical Analysis*, 5, 233-238. doi:10.1002/pca.2800050503
- Zhang, W., Hu, J. F., Lv, W.W., Zhao, Q. C., & Shi, G. B. (2012). Antibacterial, antifungal and cytotoxic isoquinoline alkaloids from *Litsea cubeba*. *Molecules*, 17, 12950-12960. doi:10.3390/molecules171112950

Cap. 14

Implementación de buenas prácticas agrícolas (BPA) en frutales tropicales de Pasca, Cundinamarca (Colombia): gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*), curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*), tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) y aguacate (*Persea americana* Mill. cv. Hass)

Karol Lizarazo Hernández^{1*}

Stephany Hurtado Clopatosky^{2*}

Cristina Mendoza Forero³

Darwin Leonardo Moreno Echeverry⁴

- ^{1*} **Karol Lizarazo Hernández**
klizarazo@ucundinamarca.edu.co. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Cundinamarca – sede Fusagasugá. Ingeniero Agrónomo. MSc. Profesor auxiliar.
- ^{2*} **Stephany Hurtado Clopatosky**
shurtadoc@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniera agrónoma. Profesional de apoyo.
- ³ **J. Cristina Mendoza Forero**
julieth.mendoza@unad.edu.co. Anteriormente adscrita a la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cundinamarca, actualmente adscrita a la Escuela de Ciencias Agrícolas, Pecuarias y del Medio Ambiente, Universidad Abierta y a Distancia UNAD – CEAD Fusagasugá. Bióloga. MSc. Profesora asistente.
- ⁴ **Darwin L. Moreno Echeverry**
dlmorenoe@unal.edu.co. Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Ingeniero agrónomo. MSc. Profesional de apoyo.

<https://doi.org/10.36385/FCBOG-1-14>

Introducción

El cultivo de frutas tropicales es un renglón de importancia económica en Colombia, debido a su alta demanda interna y a la exportación como fruta fresca y productos procesados. Productos como el tomate de árbol y la gulupa son considerados frutos exóticos y una alternativa para la producción de jugos naturales y pulpa de frutas hacia mercados de países como Japón, Corea del Sur, Estados Unidos, Canadá, Curazao, Bélgica, Francia y Rusia. Por su parte, el aguacate tiene una alta demanda en Estados Unidos y República Checa. En general, estos productos de exportación llegan a mercados con altas exigencias de calidad, además de contar con un comercio justo y protección del medio ambiente a través de sistemas de producción sostenibles (Procolombia, 2015).

En este sentido, una adecuada planificación permite lograr una producción competitiva, con las características deseadas para los mejores y más exigentes mercados. Para ello, hay que considerar como una herramienta las Buenas Prácticas Agrícolas (BPA), que son un sistema de aseguramiento de la calidad e inocuidad que permite garantizar la sanidad vegetal de la producción del país, así como la protección y preservación de recursos naturales. La verificación y certificación de las BPA en Colombia está a cargo del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), entidad responsable de emitir y actualizar la normativa vigente. Actualmente, rige la Resolución 30021 del 28 de abril de 2017 (ICA, 2017).

Las BPA tienen tres propósitos principales: 1) garantizar la inocuidad de los productos obtenidos, 2) conservar el medio ambiente y 3) garantizar la seguridad y bienestar de los trabajadores (figura 14.1).

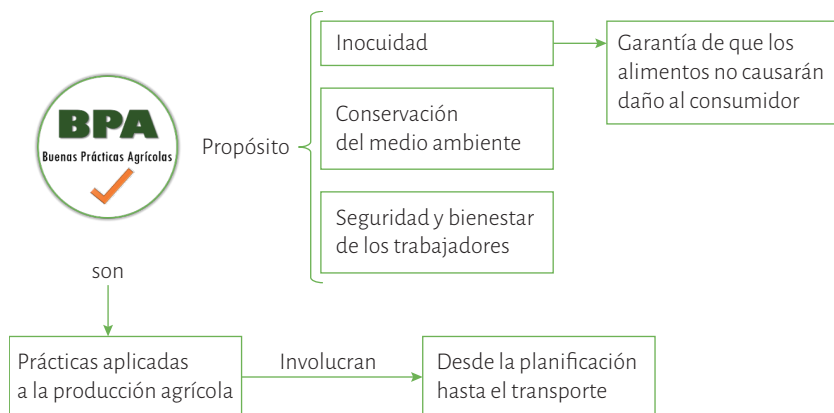


Figura 14.1. Definición de buenas prácticas agrícolas BPA.

Fuente: elaboración propia.

Inocuidad

Debido a que los productos vegetales están expuestos a microorganismos y productos químicos, pueden representar un riesgo para la salud. Por tal motivo, es importante mantener niveles admisibles de agentes patógenos (virus, bacterias, hongos) y contaminantes con características peligrosas (químicos, físicos). Este nivel admisible se conoce como *límite máximo de residuos* (LMR). Con este fin, se deben eliminar o controlar los factores de riesgo como aguas contaminadas, abonos y desechos orgánicos, equipos o utensilios contaminados, residuos de pesticidas, entre otros. Todas las estrategias que se implementen con este fin se consideran parte del plan de gestión de inocuidad, de manera que garanticen un producto que no genere daño al consumidor, es decir, que se garantice la salud y seguridad del consumidor. Aunque los alimentos se pueden contaminar en cualquier momento de la cadena productiva y de manufactura, la mayor responsabilidad cae sobre el agricultor, ya que durante la etapa de producción se generan la mayor cantidad de contaminantes que permanecen en el producto (Díaz, 2008; Organización Mundial de la Salud [OMS], 2017).

Conservación del medio ambiente

Para conservar el medio ambiente se debe hacer uso racional de los recursos, proteger áreas cercanas a fuentes de agua, conservar el hábitat de las especies propias del ecosistema (espacios de vida silvestre), y proteger la biodiversidad de microorganismos, fauna, flora y el paisaje. Todo esto debe estar acompañado de un manejo adecuado de insumos pesticidas, fertilizantes, uso racional del agua,

adecuado tratamiento de aguas residuales y basuras, contribuyendo a la salud ambiental y a generar medios de vida sostenibles (Gálvez, 2003; ICA, 2017).

Seguridad y bienestar de los trabajadores

Con las BPA no solo se pretende obtener productos de calidad, sino que también se brinde bienestar a las personas que los producen. Para ello, se deben ofrecer a los trabajadores condiciones adecuadas para el desarrollo de su actividad, como infraestructura en el sitio de trabajo, áreas bien demarcadas, implementos de protección personal requeridos en cada labor, capacitación básica de uso de dichos implementos de protección, prácticas de higiene y manejo de insumos. Adicionalmente, debe haber personal capacitado en manejo de emergencias, primeros auxilios y manejo de extintores (ICA, 2017; Gutiérrez, Serra, & Dussan, 2012).

Beneficios de implementar BPA en cultivos

Las buenas prácticas agrícolas son los lineamientos que permiten adoptar prácticas que mejoren a las usadas en la agricultura convencional, entendiendo la necesidad de caracterización del predio, sus potencialidades y riesgos, principalmente para planificar adecuadamente todo el sistema productivo basado en estrategias de prevención de riesgos. En la figura 14.2 se presentan los beneficios obtenidos con la implementación de las BPA (Guerrero-López, Potosí-Guampe, Melgarejo, & Hoyos-Carvajal, 2012; Rodríguez & Rodríguez, 2015).



Mejoramiento de la inocuidad de los productos, que se obtienen en condiciones higiénicas, generando productos con mayor vida útil en anaquel.



Protección de la salud de los trabajadores y consumidores.



Generación de mayor aceptación en los mercados, prevención o minimización de rechazo de los productos.



Los productos certificados tienen una mejor imagen frente al consumidor, por lo cual se paga un valor agregado aumentando las ganancias.

Figura 14.2. Diagrama de los beneficios obtenidos al implementar BPA en frutales tropicales. Foto de aguacate Hass, tomada por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y bioquímica vegetal, Departamento Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Manejo del cultivo

Selección del sitio

Se requiere delimitar áreas en zonas homogéneas, acorde con la topografía, manejo e historial, para generar un mapa de la finca. Igualmente, se deben ubicar en el mapa zonas de riesgo, como la zona de mezcla de insumos, el almacén de insumos, los lotes con erosión, las rutas de acceso, las fuentes de agua, entre otras. Adicionalmente, se requiere conocer las características agroclimáticas y del suelo en específico de cada lote demarcado. Al considerar los aspectos mencionados anteriormente, es posible determinar la viabilidad de establecer el cultivo deseado, y plantear estrategias de mejoramiento y adecuación para cada problemática identificada.

Condiciones agroclimáticas

Para establecer un cultivo es importante determinar la altura sobre el nivel del mar en que se implementará, debido a que condiciona aspectos como el viento, la temperatura y la radiación solar incidente, que pueden aumentar o disminuir el potencial de rendimiento del cultivo, la coloración y los grados Brix del fruto, e incidir en el riesgo de “golpe de sol”.

Según Fischer, Casierra-Posada y Piedrahíta (2009), en Colombia las altitudes recomendadas para el cultivo de curuba se encuentran entre los 1.800 y los 3.200 msnm. Estos autores difieren levemente de Eraso (s. f.), quien recomienda cultivar la curuba (*Passiflora tripartita*) desde los 2.200 hasta los 3.100 msnm, mientras que Bernal y Díaz (2005) indican una mejor adaptación entre los 2.000 y los 2.600 msnm.

De acuerdo con Fisher *et al.* (2009), la gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*) se adapta mejor a altitudes entre 1.400 a 2.200 msnm. Pérez y Melgarejo (2012) reportan que en localidades ubicadas en altitudes entre 2.078 y 2.175 msnm se puede presentar un buen desarrollo y calidad de frutos de gulupa, teniendo en cuenta que esta especie requiere alta humedad relativa nocturna, alta radiación fotosintéticamente activa, bajo déficit de presión de vapor y temperaturas promedio diurnas de 18 °C y nocturnas de 13 °C.

Para el cultivo de aguacate cv. Hass (*Persea americana* Mill.) en Colombia, se evaluó la altitud de adaptación por encima de los 1.340 msnm y los mayores rendimientos, tamaño y calidad del fruto se presentaron en zonas de clima por encima de 1.770 y hasta los 2.400 msnm (Bernal & Díaz, 2014; Bernal, 2016).

En el caso del tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), se recomienda su siembra en condiciones agroecológicas, en altitudes desde 1.800 y hasta 2.600 msnm (Cámara de Comercio de Bogotá, 2015).

Igualmente, se ha reportado para estas especies de frutales otras condiciones agroclimáticas (tabla 14.1) de gran importancia para determinar las posibilidades de su establecimiento en sitios con condiciones similares, previa determinación del déficit de presión de vapor, características de suelos y microclima.

Distancias de siembra

La capacidad y la eficiencia de los cultivos para transformar la energía solar en energía química, la toma de nutrientes de manera eficiente y el manejo de arvenses, entre otros, están relacionados en función de diversos factores entre los cuales las distancias de siembra, las poblaciones de plantas y las variedades son de fundamental importancia (Board, Kamal, & Harville, 1992).

En un sistema de producción agrícola, aspectos tan importantes en el crecimiento y desarrollo de la planta como la arquitectura general, el tamaño de las hojas, las tasas de desarrollo, la actividad fotosintética y la capacidad de toma de agua y nutrientes del suelo son altamente dependientes de la densidad de siembra. Esto puede hacer que se presente competencia por recursos como el agua, los nutrientes, la radiación solar, entre otros. La competencia puede darse dentro de la misma especie (intraespecífica) o entre individuos de diferentes especies (interespecífica) (Azam-Ali & Squire, 2002). En la figura 14.3 se presenta un ejemplo del sistema de siembra usado en un cultivo de gulupa en Pasca, Cundinamarca.

Para gulupa, tomate de árbol y curuba se reportan distancias y densidades de siembra óptimas para el aprovechamiento de los recursos y el manejo agronómico adecuado (podas en el caso de las pasifloras), que se especifican en la tabla 14.2.

Para el caso del cultivo del aguacate Hass (tabla 14.3), las distancias de siembra más utilizadas en las diferentes regiones de Colombia son de 6 m entre árboles y 8 m entre surcos, modificándose de acuerdo con la fertilidad de los suelos disponibles en el lugar, desde 5 × 5 m, hasta 10 × 10 m. Estas distancias también están estrechamente relacionadas con la topografía de la finca; por ejemplo, en zonas de pendiente moderada o ladera, por manejo fitosanitario y conservación de suelos, se recomiendan siembras en tresbolillo o triángulo, o en cuadro o rectángulo, dependiendo de las condiciones y pendiente del terreno. Estas también se usan en zonas planas con el propósito de obtener un sistema más intensivo, puesto que incrementa la cantidad de árboles en un 15 % frente a la siembra (tabla 14.3) (Ríos & Tafur, 2003; Bernal & Díaz, 2014).

Tabla 14.1. Requerimientos agroclimáticos en los cultivos de gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis*), curuba (*Passiflora tripartita*), tomate de árbol (*Solanum betaceum*) y aguacate cv. Hass (*Persea americana*).

Especie de frutal	Temperatura promedio (°C)	Humedad relativa promedio (%)	Precipitación anual (mm)	Radiación solar (horas luz/día)	Referencia
Gulupa (<i>Passiflora edulis</i> f. <i>edulis</i> Sims.)	15-20	80	1.500	10-11	Fischer <i>et al.</i> (2009); Pérez y Melgarejo (2012)
Curuba (<i>Passiflora tripartita</i> (Juss.) Poir. var. <i>mollissima</i> (Kunth) Holm-Niesen & P.M. Jørg.)	13-16	80	1.500	10-11	Bernal y Díaz (2005); Fischer <i>et al.</i> (2009)
Aguacate cv. Hass (<i>Persea americana</i> Mill.)	12-22	60 - 70	1.500	3-4	Baíza-Avelar (2003); Bernal y Díaz (2014); Bernal (2016)
Tomate de árbol (<i>Solanum betaceum</i> Cav.)	13-25	70 - 80	1.500-2.000	4-6	Cámara de Comercio de Bogotá (2015)

Fuente: elaboración propia con base en los autores citados.

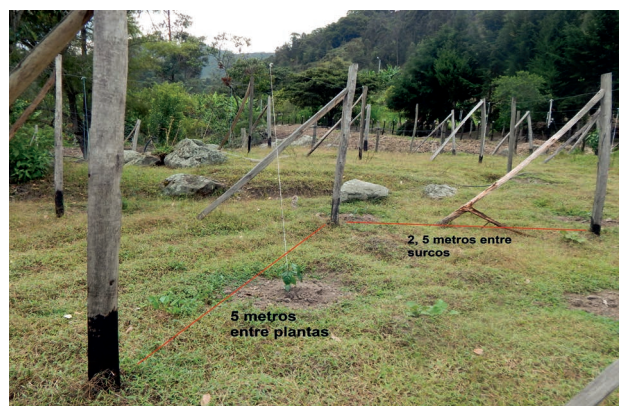


Figura 14.3. Sistema de siembra utilizado en un cultivo de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*). Foto tomada por Karol Lizarazo, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Cundinamarca. Fuente: elaboración propia.

Tabla 14.2. Distancia y densidad de siembra para los cultivos de gulupa (*Passiflora edulis* Sims f. *edulis*), curuba (*Passiflora tripartita* Kunth var. *mollissima*) y tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), adaptados para Pasca, Cundinamarca.

Especie de frutal	Distancia entre plantas (m)	Distancia entre surcos (m)	Densidad de siembra (plantas/ha)	Referencia
Gulupa (<i>Passiflora edulis</i> f. <i>edulis</i>)	5-8 (Espaldera)	2,5	500-800	Ocampo, Marín, Posada, López y Solano (2012)
Curuba (<i>Passiflora tripartita</i>)	4-6 (Espaldera)	2-4	416-1250	Bernal y Díaz (2005)
Tomate de árbol (<i>Solanum betaceum</i>)	3 -3,5	3-4	841-1156	Cámara de Comercio de Bogotá (2015)

Fuente: elaboración propia.

Tabla 14.3. Distancia y densidad de siembra utilizadas en el cultivo de aguacate cv. Hass (*Persea americana* Mill.) en Colombia.

Distancia (m)		Densidad de siembra (plantas/ha)	
Entre plantas	Entre surcos	Cuadro o rectángulo	Tresbolillo o triángulo
10	10	100	115
9	9	123	142
8	10	125	144
8	8	156	180
7	7	225	260
5	7	285	328
6	6	289	334
5	6	333	385
5	5	400	462

Fuente: adaptada de Bernal y Díaz (2014).

Material de propagación

Las semillas certificadas pueden ser un excelente material de propagación, siempre que cuenten con empaque adecuado, fecha, lote, viabilidad y empresa responsable. De igual manera, para el caso de plántulas deben adquirirse en viveros debidamente registrados ante el ICA. El material de siembra también puede ser generado en la finca, llevando un registro de las actividades que se realizaron durante su producción (figura 14.4).



Figura 14.4. Material vegetal en condiciones de vivero. a. plántulas de tomate de árbol; b. plántulas de aguacate cv. Hass. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento Biología, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.

Nutrición mineral

Los elementos minerales son esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas, y estos son tomados del suelo. Sin embargo, los suelos generalmente no cumplen con los requerimientos nutricionales de las plantas; por lo tanto, la fertilización (orgánica o química) permite alcanzar mayores rendimientos en los cultivos. El manejo de la nutrición debe realizarse con base en el análisis de suelos y los requerimientos de cada especie por estado fenológico.

La recomendación sobre el tipo de fertilizante y dosis debe ser realizada por un profesional en ciencias agrarias, interpretando el análisis de suelo. De esta forma, se evita aplicar más o menos fertilizante de lo que realmente requiere el cultivo, evitando síntomas de toxicidad, problemas de salinización de suelos, volatilización de nutrientes y, por lo tanto, una mala inversión económica en la fertilización del cultivo.

La calidad de los insumos aplicados debe verificarse empleando productos debidamente registrados en establecimientos que cumplan con todos los requisitos legales. Además, se deben llevar registros de las aplicaciones, lo que permite tener un control y realizar ajustes al plan de fertilización, si es necesario.

Las plantas requieren nutrientes minerales que en forma general se clasifican en macronutrientes y micronutrientes, los cuales son importantes para el crecimiento y desarrollo de la planta (Hawkesford *et al.*, 2012; Broadley *et al.*, 2012). En la tabla 14.4 se presentan los requerimientos de macro y micronutrientes reportados para gulupa, curuba, aguacate y tomate de árbol.

Tabla 14.4. Requerimientos de macro y micronutrientes para gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis*), curuba (*Passiflora tripartita*), aguacate (*Persea americana*) y tomate de árbol (*Solanum betaceum*).

Especie vegetal	Extracción	kg/ha/año											Referencia
		N	P	K	Ca	Mg	S	Fe	B	Zn	Mn	Cu	
g/ha/año													
Gulupa (<i>Passiflora edulis</i> f. <i>edulis</i>)	Planta+ fruto	194	18	110	174	17	26	732	252	285	1957	284	Haag, de Oliveira, Borducchi y Sarruge (1973)
Curuba (<i>Passiflora tripartita</i>)	Planta+ fruto	221	62	235	144	34	42	100	420	630	1540	130	Lizarazo, Hernández, Fischer y Gómez (2013)
Aguacate (<i>Persea americana</i> cv. Hass)	Extracción de 20 t de fruta	51,4	9	78	16,8	6,8	2,92	260	320	70	110	74	Fischer y Miranda (2012)
Tomate de árbol (<i>Solanum betaceum</i>)	planta+ fruto	109	11	145	30	12	25	1500- 300	400- 200	0-1500	0-300	200- 400	Fischer y Miranda (2012); Clark y Richardson (2002)

Fuente: elaboración propia con base en los autores citados.

Manejo de plagas y enfermedades en gulupa, curuba, tomate de árbol y aguacate

Un programa de manejo integrado de plagas y enfermedades (MIPE) se basa en el monitoreo del cultivo, como herramienta principal para la toma de decisiones; permite conocer el cambio en los niveles de población de insectos a través del tiempo, mediante la observación y la detección de plagas. El programa de mipe debe ser diseñado y ejecutado con el acompañamiento de un asistente técnico. El monitoreo permite aplicar conceptos como el umbral de daño económico, que se refiere al número de individuos que generen daño o pérdida económica igual al valor de implementar una medida de control; este concepto permite regular las medidas de intervención y, de esta forma, mantener a los insectos en niveles de población no perjudiciales.

Otra de las ventajas del monitoreo es que permite evaluar la eficiencia de las medidas de control o de manejo aplicadas, ya sean métodos culturales, etológicos, físicos, biológicos o químicos (Cámara de Comercio de Bogotá, 2015; ICA, 2017). Cuando se emplean todas las herramientas del MIPE, como umbrales económicos, manejo responsable de agroinsumos y el uso de control biológico, se permite el desarrollo de poblaciones de enemigos naturales que realizan control de plagas, ya que en gran parte se mantiene el equilibrio natural del agroecosistema (Zachrisson, 2005; Salamanca, Varón, & Santos, 2010). Como ejemplo de la acción de los artrópodos benéficos, en la figura 14.5 se observa un insecto predador (Hemiptera) realizando un control sobre Elateridae (Coleoptera), un insecto plaga encontrado en curuba.



Figura 14.5. Control biológico natural del insecto plaga Elateriadae (*Megapenthes* sp.) (insecto de color negro) en curuba (*Passiflora tripartita*) por la predación de Hemiptera (insecto de color crema), Pasca, Cundinamarca (Colombia). Foto tomada por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Plagas y enfermedades encontradas en los cultivos de gulupa, curuba, tomate de árbol y aguacate cv. Hass, establecidos en Pasca, Cundinamarca. Estrategias de manejo

A continuación, se presenta una breve descripción de las principales plagas y enfermedades encontradas en los cultivos establecidos en Pasca, Cundinamarca, resaltando las estrategias de manejo teniendo en cuenta las BPA.

Nemátodos en curuba, gulupa, tomate de árbol y aguacate

Los nemátodos son microorganismos que generan heridas en las raíces de las plantas para alimentarse de los contenidos celulares, permitiendo la entrada de hongos como *Fusarium* sp. (Patil, Goel, & Yadav, 2017). Algunos nemátodos de los géneros *Aphelenchus* y *Helicotylenchus*, *Pratylenchus* y *Xiphinema* son considerados fitopatógenos (Moya & García, 2010; Guerrero-López *et al.*, 2012). En la figura 14.6 se presenta un ejemplo de afectación por nemátodos encontrados en raíces de curuba establecida en Pasca, Cundinamarca.

Daños: Las plantas presentan defoliación, síntomas de deficiencia de nutrientes y marchitez en días calurosos (figura 14.6b). Las raíces presentan un síntoma típico de deshilachamiento, se pierde la corteza de la raíz con gran facilidad (figura 14.6a); el daño generado en la raíz no permite la toma de agua y nutrientes necesarios, lo que puede llevar a la muerte de la planta.



Figura 14.6. Nemátodos en raíces de curuba (*Passiflora tripartita*). a. Pérdida de la corteza de raíces afectadas por nematodos; b. defoliación en plantas de curuba afectadas por nemátodos. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Estrategias de manejo: Aplicaciones en drench; es decir, la solución se aplica directamente a la superficie del suelo con la boquilla de cono completamente abierta. La mezcla incluye ácidos grasos, ácido salicílico, citoquininas, triacontanol, humus líquido y fertilizantes ricos en fósforo que estimulen el enraizamiento. Una estrategia de control biológico que puede utilizarse es la aplicación de soluciones de microorganismos antagonistas de nemátodos como hongos actinomicetos y bacterias (Dong & Zhang, 2006).

Daños por trips en gulupa y curuba

En los frutos el raspado ocasionado por trips (*Frankliniella occidentalis*) altera la calidad del fruto y afecta su precio en el mercado. En brotes o meristemas, afecta el crecimiento y el área foliar total, ya que genera deformación y perforaciones en las hojas (figura 14.7).

Estrategias de manejo: jabón neutro, podas y manejo de arvenses; uso de trampas azules, tratamiento químico a base de los siguientes ingredientes activos: fipronil, metil-clorpirifos, Spinetoram, Imidacloprid y Spinosad, rotando los productos por modo de acción (Insecticide Resistance Action Committee [IRAC], 2011). También puede realizarse control biológico favoreciendo la presencia de enemigos naturales predadores como *Orius* spp. (Heteroptera: Anthocoridae) y *Chrysoperla* spp. (Neuroptera: Chrysopidae) (Bosco, Giacometto, E., & Tavella, 2008; Salamanca *et al.*, 2010), que se han observado en los cultivos establecidos en Pasca.



Figura 14.7. Daños por trips en gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis*) y curuba (*Passiflora tripartita*). a. Daños por trips en hojas de curuba; b. Daño en hojas de gulupa. Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y bioquímica vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Curculiónidos

Los insectos de la familia curculionidae (Coleóptera) son polívoros, defoliadores y han sido asociados a la familia *Passifloraceae* (Espejo, Hidalgo, Santamaría, & Fernández, 2014). Los adultos causan daño al alimentarse de las hojas; se

ubican en hojas y brotes jóvenes. El daño se sitúa en el margen de las hojas. Comúnmente se distribuyen de forma gregaria con hasta 23 individuos por planta adulta (figura 14.8). En el presente trabajo se observaron generando daños en curuba, gulupa y aguacate.

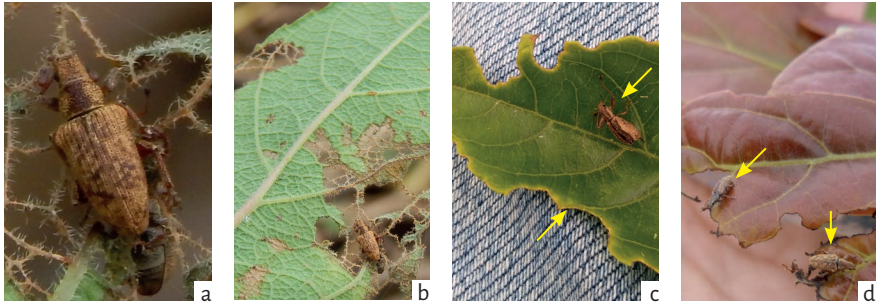


Figura 14.8. Insectos plaga de la familia Curculionidae (Coleoptera). a. Morfología del insecto; b. Daños en hojas de curuba (*Passiflora tripartita*); c. Daños en hojas de gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis*); d. Daños en aguacate (*Persea americana*) cv. Hass. Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Su cuerpo es de color café, pero también se encuentra en tonalidades grises; de él sobresalen antenas largas; presentan alas y vuelan cortas distancias. Su tamaño es pequeño y pueden llegar a ser de 6 mm de longitud (figura 14.8a). En curuba, en Pasca, Cundinamarca, se reportó particularmente *Rhinchuchus* sp. (García-Morantes, 2016; ver García-Morantes & Brochero, capítulo 11 de este libro).

Estos insectos consumen el follaje, principalmente de las zonas apicales de las ramas productivas o terciarias, lo que impide el crecimiento de la planta. Generalmente se alimentan en comunidad. En flores y frutos genera perforaciones, de gran impacto económico, debido al daño directo sobre el producto cosechable.

Estrategias de manejo

Prevención: Se debe utilizar material de siembra libre de la plaga, obtenido en vivero debidamente registrado ante el ICA, así como implementar un plan de fertilización adecuado con base en el análisis de suelo del lugar de siembra y los requerimientos del cultivo.

Observación y Control: Se debe llevar a cabo control mecánico, remoción y destrucción de insectos manualmente.

Aplicación al follaje de jabón industrial más aceites agrícolas (Peñaloza & Díaz, 2004): Se lleva a cabo instalación de trampas de color blanco con insecticida y un pegante resistente al agua (pegante para ratones, melaza o valvulina). Aunque los insectos son atraídos por el color blanco, los pegantes empleados tienen corta duración, por lo que no son eficientes para el control de la plaga, pero pueden servir como herramientas de monitoreo.

Uso de control biológico: se utilizan *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*. También se hace uso de productos químicos como fipronil, Tiametoxam y Lambda-cihalotrina. Ingredientes como el Malation dan buenos resultados en el control de altas poblaciones de curculionidos (Cerón-González *et al.*, 2012). Opcionalmente se ha reportado que los extractos de semilla de *A. muricata* son efectivos en el control de curculiónidos (Llanos, Arango, & Giraldo, 2008).

Abejita negra en gulupa y curuba

Trigona trinidadensis (Hymenoptera: Apidae): estas son abejas negras; en sus alas la venación es reducida, no poseen aguijón, su cuerpo es liso y presenta pocas setas (Bernal & Díaz, 2005).

Daños por Trigona (figura 14.9): Cortan los pétalos de las flores, principalmente para tener acceso al polen; aunque también pueden llegar a dañar el pedúnculo y los frutos recién cuajados. Como daño indirecto permiten el ingreso de hongos y otros insectos que deterioran las flores.

Estrategias de manejo: Control biológico con *Bacillus thuringiensis* sobre insectos capturados en trampas ubicadas cerca de las flores. Manejo químico con productos como Imidacloprid y Lambda-cihalotrin.



Figura 14.9. a. Abeja negra (*Trigona trinidadensis*); b. Daños en flores de curuba (*Passiflora tripartita*), Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia. Fuente: elaboración propia.

Chiza gusano mojoyoy (Coleoptera: Melolonthidae)

La sintomatología se observa en la parte aérea de la planta como un aparente estrés por déficit hídrico. Las larvas consumen las raíces (figura 14.10), generando disminución en las raíces de la planta y, por lo tanto, limitando la translocación de agua y nutrientes hacia la parte aérea. Esta plaga es polífaga y afecta plantas de cultivo de importancia económica y ornamentales, que reducen su rendimiento y producen grandes pérdidas alrededor del mundo (Vallejo, Morón, & Orduz, 2007).

Estrategias de manejo

Prevención: Realizar desinfecciones previas con productos fitosanitarios o con cal viva y dejar reposar el terreno al menos ocho días. Posteriormente, en el momento de la siembra aplicar productos biológicos a base de microorganismos benéficos que colonicen el insecto como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium* spp. y *Trichoderma* spp. También se han reportado como enemigos naturales en Colombia a la avispa Hymenoptera-Tiphidae (Villegas *et al.*, 2006).

Observación y Control: Para controlar esta plaga (figura 14.10) se pueden utilizar trampas de luz con atrayentes (extractos de Erithrina y Guazuma) que permiten el monitoreo y el control de la plaga en su estado adulto; también se pueden emplear entomapatógenos en la trampa que ayudan a diseminar al controlador biológico. Otra forma de controlar las larvas de este insecto es con la remoción del suelo que permite exponer o hacer más susceptibles a las chizas al ataque de enemigos naturales (Pardo-Locarno & Montoya-Lerma, 2007).



Figura 14.10. Larva de *Phyllophaga obsoleta* en raíces de aguacate (*Persea americana*). Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Virosis mosaicos y moteados foliares

Las virosis pueden afectar diferentes tejidos como flores, frutos y hojas; los síntomas incluyen ampollamiento, engrosamiento de venas, mosaicos y deformaciones foliares (figura 14.11). En el tomate de árbol, en Colombia hay incertidumbre del tipo de virus presente y se ha empleado el término *virosis* agrupando las distintas patologías virales. En Colombia y el mundo se ha encontrado un complejo de virus que puede incluir potyvirus, *Tamarillo mosaic virus* (TamMV),



Figura 14.11. Síntomas de virosis en tomate de árbol (*Solanum betaceum*), Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Cucumovirus (CMV) y *Polerovirus* (PLRV), y con menor frecuencia *Alfamovirus* (AMV), *Tomato ringspot virus* (TORSV) *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) (Zapata, Sánchez, Torres, Jaimes, & Montoya, 2011; Jaramillo, Gutiérrez, Cotes, González, & Marín, 2011; Jaramillo, Álvarez, & Montoya, 2013).

Estrategias de manejo: se debe emplear material libre del patógeno. Una vez se presenten síntomas en el cultivo, es preciso realizar poda de hojas y otros tejidos afectados. Es importante que los restos vegetales podados se aíslen del cultivo, disponiéndolos en bolsas rojas de riesgo biológico y aplicando desinfectantes como cal viva. Las herramientas de poda se deben des-

infectar (con hipoclorito o solución de yodo). Adicionalmente, se debe realizar control de insectos chupadores como áfidos, que son transmisores de virus.

Mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*)

Esta especie se localiza en la planta en el envés de las hojas del tercio superior (figura 14.12); el adulto succiona la savia, y es vector de virus como TaMV, ryvv en distintas especies vegetales (Barragán & Guzmán, 2014). Además, pueden generar problemas como la acumulación de mielesillas sobre las hojas que inducen el crecimiento de hongos como *Capnodium* sp., que puede reducir la capacidad fotosintética de la hoja (Lemos & Paiva, 2006).



Figura 14.12. Mosca blanca en hojas de tomate de árbol (*Solanum betaceum*). Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Estrategias de manejo: en los linderos del cultivo, se deben instalar trampas plásticas de color amarillo con pegantes agrícolas. Además, es preciso aplicar tratamientos químicos a base de los siguientes ingredientes activos: Tiacloprid, Deltametrina, Sulfoxaflor, rotando los productos por modo de acción.

Minador de hoja (*Liriomyza* sp.)

Esta especie afecta principalmente hojas, aunque cuando la infestación es alta pueden generar defoliación e incluso afectar los tallos (figura 14.13). El daño que genera este insecto ocurre principalmente en estado larval, sobre la superficie del tejido; posteriormente, una vez emergen las larvas, comienzan a alimentarse formando minas en las hojas, produciendo daños estéticos y reduciendo la capacidad fotosintética, lo que trae efectos en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Reitz, Gao, & Lei, 2013).

Estrategias de manejo: A manera de prevención, se deben eliminar malezas hospederas principalmente de hoja ancha, y utilizar trampas con adhesivos de color blanco.

Observación y control: Es necesario realizar monitoreo del estado de infestación del cultivo. Realizar aplicación de insecticidas como Imidacloprid, ctiromacyna o abamectina (Garza, 2001).

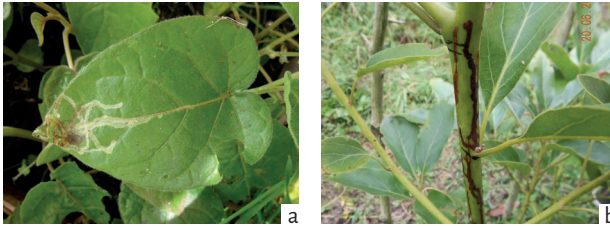


Figura 14.13. Daño por *Liriomyza* sp. a. galerías en hojas de tomate de árbol (*Solanum betaceum*), b. galerías en tallos de aguacate (*Persea americana*). Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Gusano defoliador (*Dione glycera*)

Las larvas negras del gusano defoliador tienen apariencia espinosa (figura 14.14), y presentan cinco estados de desarrollo en los que consumen el follaje.

Estrategias de manejo: Se debe llevar a cabo observación y control con el hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*, pues ha mostrado eficiencia en mortalidad de larvas (Malpartida-Zevallos, Narrea-Cango, & Dale-Larraburre, 2013).

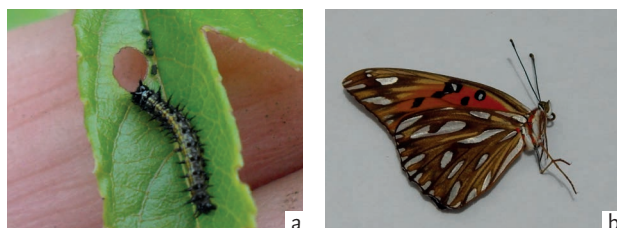


Figura 14.14. a. Daños en hojas de curuba (*Passiflora tripartita*) por la larva de *Dione glycera*; b. Estado adulto de *Dione glycera*, Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fusariosis en gulupa

El principal síntoma de esta enfermedad es la marchitez de la planta, que es más acentuada en uno de los lados de la planta (figura 14.15). Otros síntomas que se presentan son clorosis, retraso en el crecimiento y decoloración en el tejido vascular. Es una de las enfermedades más devastadoras en el cultivo de Pasifloras (Forero, Ortiz, De León, Gómez, & Hoyos-Carvajal, 2015), causada por el patógeno *Fusarium* sp.; forma taponamiento de los haces vasculares del tallo, además de pudrición del cuello de la raíz, ya que este patógeno presenta actividad de enzimas degradadoras de la pared celular (Robledo-Buriticá, Ángel-García, & Castaño-Zapata, 2017).

Estrategias de manejo: El uso de *Trichoderma* sp. como agente de control biológico permite la prevención y el control de la enfermedad, debido a los mecanismos de competencia, antibiosis y micoparasitismo que poseen varias especies de este género. Otros microorganismos empleados en el control biológico de fusarium en pasifloras son rizobacterias, *Azospirillum* spp., y *Azotobacter* spp. (Santos, Macamo, Haddad, & Silva, 2017; Quiroga-Rojas, Ruiz-Quiñones, Muñoz-Motta, & Lozano-Tovar, 2012; Barbosa & Meza, 2009). Se deben erradicar plantas enfermas en bolsas rojas de riesgo biológico y llevar a cabo desinfección de los sitios con cal viva u otras sustancias desinfectantes, como una buena estrategia de manejo (Hoyos & Castillo, 2015).

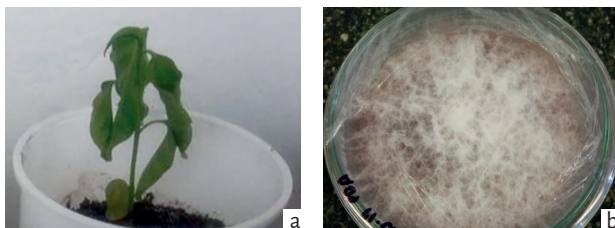


Figura 14.15. a. planta de gulupa (*Passiflora edulis f. edulis*) con síntomas de marchitez; b. aislamiento de *Fusarium* sp., obtenido del tejido del cuello de la raíz de gulupa, Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Pudrición radical (complejo de hongos 'Cylindro') en aguacate

Se ha encontrado que el complejo de hongos *Cylindrocladium* sp., *Cylindrocarpon* sp. y *Cylindrocladiella* sp. son responsables de producir la pudrición radical en plántulas de aguacate y árboles jóvenes. En el follaje, genera clorosis intervenal en las hojas localizadas en la parte media del dosel y aparición progresiva de lesiones necróticas (figura 14.16), que posteriormente forman grandes zonas de tejido muerto en la hoja (Ramírez & Morales, 2013). Las hojas y las plantas se caen con facilidad, debido a la pudrición que se genera en las raíces. Las raíces son escasas y necrosadas, llegando a causar la muerte del árbol (Ramírez & Morales, 2013)

Prevención: Se debe comprar material vegetal certificado y verificar visualmente su condición fitosanitaria. Antes de la siembra, hay que desinfectar con productos a base de yodo agrícola. Al transplante, se debe aplicar biocontroladores (*Thichoderma* sp., micorrizas, consorcios microbianos).

Observación y control: Es necesario realizar monitoreos del estado del cultivo e identificar plantas enfermas; además, se debe realizar aplicación de fungicidas como tebuconazol, epoxiconazol y piraclostrobina (Ferreira, Alfenas, Maffia, & Mafia, 2006). Posteriormente, es preciso aplicar al suelo un fertilizante rico en fósforo, acompañado de una aplicación de fertilizante foliar con aminoácidos.



Figura 14.16. Complejo “Cylindro” en aguacate (*Persea americana*). a. síntomas en follaje; b. daños en la raíz; Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Antracnosis

Esta enfermedad se ha reportado en tomate de árbol y aguacate, y es generada por *Colletotrichum* sp. Infecta los frutos durante el periodo de desarrollo en el campo, permaneciendo latente después de la cosecha mientras el fruto mantiene una consistencia dura; una vez empieza a ablandarse, las hifas del hongo invaden la epidermis y la pulpa, causando la pudrición del fruto (Avila-Quezada *et al.*, 2002). También se observa en pedúnculos y hojas (figura 14.17).

Estrategias de manejo: A modo de prevención, se deben realizar podas de mantenimiento para evitar el exceso de humedad en el interior de la copa del árbol.

Observación y control: Es preciso realizar monitoreos del estado del cultivo, identificar plantas enfermas, realizar podas sanitarias eliminando frutos, hojas y ramas enfermas, las cuales deben ser dispuestas en bolsas rojas y sacadas del sitio de siembra. Asimismo, se debe aplicar a las plantas fungicidas como Procloraz y Benomil (Rondón, Sanabria de Albarracín, & Rondón, 2006).



Figura 14.17. Antracnosis. a. síntomas en tallos de aguacate cv. Hass; b. síntomas en hojas de tomate de árbol (*Solanum betaceum*), Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.

Fuente: elaboración propia.

Tristeza del aguacatero (*Phytophthora cinnamomi*)

Causa la pudrición del tronco, las ramas y la raíz en el aguacatero, de una manera progresiva que lleva a la muerte del árbol (figura 14.18). Es una enfermedad que se ha distribuido ampliamente por todo el mundo, generando pérdidas en cultivos de aguacate, así como en otras especies (Cardillo, Acedo, & Abad, 2018). *P. cinnamomi* es un oomiceto que se encuentra como habitante natural del suelo, que puede permanecer como saprófito o generar estructuras de resistencia como clamidosporas, que pueden sobrevivir largos periodos (Toapanta-Gallegos, Morillo-Velasteguí, & Viera-Arroyo, 2017).

Estrategias de manejo: Una de las mejores estrategias para el manejo de la pudrición radical por *P. cinnamomi* es el uso de patrones tolerantes a la enfermedad en Colombia, como por ejemplo las accesiones ‘NATU-001’ y ‘CANO-008’ (Rodríguez-Henao, Caicedo-Arana, Enríquez-Valencia, & Muñoz-Flórez, 2017). La fumigación al suelo con harina de las semillas de *Brassica carinata* y *B. juncea* permite el control del patógeno y sus estructuras de resistencia debido a su alto contenido de sinigrina (Ríos *et al.*, 2018). El tratamiento al suelo con fosfitos de una manera continua contribuye a aumentar la supervivencia de varias especies vegetales susceptibles a esta enfermedad (Barrett & Rathbone, 2018).

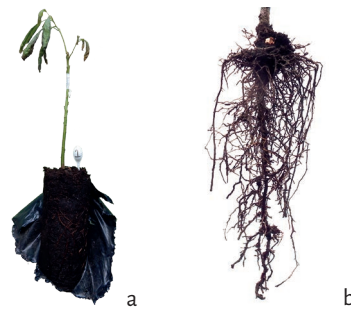


Figura 14.18. Planta de aguacate (*Persea americana*) afectada por *Phytophthora cinnamomi*. a. sintomatología foliar; b. síntomas en la raíz, Pasca, Cundinamarca (Colombia). Fotos tomadas por Stephany Hurtado, Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.
Fuente: elaboración propia.

BPA en precosecha y poscosecha

Trazabilidad

Permite establecer claramente el origen del producto; para ello, es necesario que al momento de la cosecha se identifique adecuadamente el producto, antes de salir del predio; con información de la unidad de producción, tipo de producto, fecha de la cosecha, y la cantidad de producto cosechado por lote, ya sea kilos, canastillas o cajas (ICA, 2017).

Empaque

Cada tipo de producto requiere un empaque diferente, pero en general su objetivo es proteger el producto de contaminación y daños físicos. Deben estar en buen estado, limpios o desinfectados. Los materiales recomendables son plástico y cartón, las canastillas plásticas son el empaque más común, también se pueden emplear bolsas perforadas de 2 kg, se debe respetar el peso máximo por empaque (Cámara de Comercio de Bogotá, 2015).

Embalaje

En algunos casos es necesario realizar procesos de pre-enfriamiento para conservar las características del producto, puede ir acompañado con otros tratamientos para el manejo de enfermedades en postcosecha (Procolombia, 2015).

Transporte

Algunos productos requieren transporte refrigerado; en caso contrario se debe garantizar flujo de aire y evitar uso de estibas de madera que son susceptibles al ataque de hongos (Procolombia, 2015).

Conclusiones

El conjunto de buenas prácticas agrícolas implementadas en las unidades productivas de Pasca (Cundinamarca) hace que no solo se logre un producto más inocuo, sino que permite que los integrantes del sistema de producción primario puedan tener condiciones mínimas de protección en todos los procesos. Todo esto ha permitido que los productores, con aspiraciones empresariales y bajo la presión de los denominados sellos de calidad exigidos por los distintos mercados, hayan incrementado en la provincia del Sumapaz el número de fincas con BPA, como sucede en particular con el municipio de Pasca, y más específicamente en las veredas donde se desarrollaron los diferentes componentes del proyecto (experimentos y capacitaciones). Los productores han empezado un cambio en su forma de ver el sistema productivo con miras a que este sea cada día más organizado y eficiente, logrando así ser más competitivos y tener una posibilidad de incursión en nuevos mercados con mayores ingresos y mejor calidad de vida para sus familias.

Referencias bibliográficas

- Avila-Quezada, G. D., Téliz-Ortiz, D., González-Hernández, H., Vaquera-Huerta, H., Mojica-Guzmán, A. (2002). Dinámica espacio-temporal de la roña (*Elsinoe perseae*), el daño asociado a trips y antracnosis (*Glomerella cingulata*) del aguacate en Michoacán, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 20, 77-87.
- Azam-Ali, S. N., & Squire, G. R. (2002). *Principles of Tropical Agronomy*. CABI.
- Baíza-Avelar, V. H. (2003). *Guía técnica del cultivo del aguacate*. San Salvador, El Salvador: Ministerio de Agricultura y Ganadería, Programa Nacional de Frutas de El Salvador, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura.
- Barbosa, R. J. F., & Meza, C. L. S. (2009). Antagonismo in vitro de *Trichoderma harzianum* Rifai sobre *Fusarium oxysporum* Schlecht f. sp *passiflorae* en maracuyá (*Passiflora edulis* Sims var. *flavicarpa*) del municipio zona bananera colombiana. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, 62(1), 4743-4748.
- Barragán, C. E., & Guzmán, M. (2014). Molecular detection of Potato yellow vein virus in the natural whitefly vector *Trialeurodes vaporariorum*, Westwood. *Revista de Protección Vegetal*, 29(3), 168-176.
- Barrett, S., & Rathbone, D. (2018). Long-term phosphite application maintains species assemblages, richness and structure of plant communities invaded by *Phytophthora cinnamomi*. *Austral Ecology*, 43(4), 360-374. doi: 10.1111/aec.12574
- Bernal, J. A. (2016). *Estudios ecofisiológicos en aguacate cv. Hass en diferentes ambientes como alternativa productiva en Colombia*, tesis doctoral. Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.
- Bernal, J. A., & Díaz, C. A. (2014). Manejo del cultivo. En Bernal *et al.* (Eds.), *Actualización Tecnológica y Buenas Prácticas Agrícolas (BPA) en el Cultivo de Aguacate*. Medellín, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica).
- Bernal, J. A., & Díaz, C. A. (2005). *Tecnología para el cultivo de la Curuba. Manual Técnico 6. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria*. Rionegro, Antioquia (Colombia): Corpoica.
- Board, J. E., Kamal, M., & Harville, B. G. (1992). Temporal importance of greater light interception to increased yield in narrow-row soybean. *Agronomy Journal*, 84(4), 575-579. doi:10.2134/agronj1992.00021962008400040006x
- Bosco, L., Giacometto, E., & Tavella, L. (2008). Colonization and Predation of Trips (Thysanoptera: Thripidae) by *Orius* spp. (Heteroptera: Anthoridae) in Sweet Pepper Greenhouses in Northwest Italy. *Biological Control*, 44(3), 331-340. doi:10.1016/j.biocontrol.2007.10.027

- Broadley, M., Brown, P., Cakmak, I., Ma, J. F., Rengel, Z., & Zhao, F. (2012). Beneficial elements. En P. Marschner (Ed), *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants* (pp. 249-269). 3.^a edición. Nueva York, EE. UU.: Academic Press. doi:10.1016/B978-0-12-384905-2.00008-X
- Cámara de Comercio de Bogotá. (2015). *Manual de tomate de árbol. Programa de apoyo agrícola y agroindustrial, Vicepresidencia de fortalecimiento empresarial*. Bogotá, Colombia: Cámara de Comercio de Bogotá.
- Cardillo, E., Acedo, A., & Abad, E. (2018). Topographic effects on dispersal patterns of *Phytophthora cinnamomi* at a stand scale in a Spanish heathland. *Plos One*, 13(3), 1-23. doi:10.1371/journal.pone.0195060
- Cerón-González, C., Rodríguez-Leyva, E., Lomeli-Flores, J. R., Hernández-Olmos, C. E., Peña-Martínez, R., & Mora-Aguilera, G. (2012). Evaluación de insecticidas sintéticos sobre adultos de *Metamasius spinolae* (Coleoptera: Curculionidae) procedentes de Tlalnepantla, Morelos. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 3(2), 217-229.
- Clark, C. J., & Richardson, A. C. (2002). Biomass and mineral nutrient partitioning in a developing tamarillo (*Cyphomandra betacea*) crop. *Scientia Horticulturae*, 94(1), 41-51.
- Díaz, A. (2008). Buenas Prácticas Agrícolas: Guía para pequeños y medianos agroempresarios. *Serie de Agronegocios, Cuadernos para la Exportación*. San José, Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA).
- Dong, L. Q., & Zhang, K. Q. (2006). Microbial control of plant-parasitic nematodes: a five-party interaction. *Plant and Soil*, 288(1/2), 31-45. doi:10.1007/s11104-006-9009-3
- Eraso, B. (s. f.). El cultivo de Curuba. Pasto, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Espejo, D., Hidalgo, J., Santamaría, M., & Fernández, J. (2014). Insectos asociados entre un cultivo de curuba y un fragmento de bosque Alto Andino de la Sabana de Bogotá. *Revista Inventum*, 6, 9-16.
- Ferreira, E. M., Alfenas, A. C., Maffia, L. A., & Mafia, R. G. (2006). Efficiency of systemic fungicides for control of *Cylindrocladium candelabrum* in eucalypt. *Fitopatologia Brasileira*, 31(5), 468-475.
- Fischer, G., & Miranda, D. (2012). *Manual para el Cultivo de Frutales en el Trópico*. Bogotá, Colombia: Produmedios.
- Fischer, G., Casierra-Posada, F., & Piedrahíta, W. (2009). Ecofisiología de las especies pasifloráceas cultivadas en Colombia. En D. Miranda *et al.* (Eds.), *Cultivo, poscosecha y comercialización de las pasifloráceas en Colombia: maracuyá, granadilla, gulupa y curuba* (pp. 45-67). Bogotá, Colombia: Sociedad Colombiana de Ciencias Hortícolas.

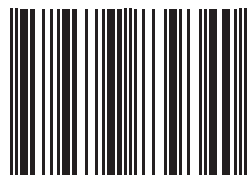
- Forero, R., Ortiz, E., De León, W., Gómez, J. C., & Hoyos-Carvajal, L. (2015). Analysis of resistance to *Fusarium oxysporum* in *Passiflora maliformis* L. plants. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 9(2), 197-208. doi:10.17584/rcch.2015v9i2.4174
- Gálvez, N. C. (2003). *Conservación de biodiversidad: propuesta metodológica y estudio de caso para el cumplimiento de las Buenas Prácticas Agrícolas EUREP y TESCO. Tesis de Ingeniería Agronómica*. Santiago, Chile: Universidad Católica de Chile.
- García-Morantes, J. (2016). *Fenología y herbívoros plaga del cultivo de curuba en Pasca, Cundinamarca*, tesis de maestría. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.
- Garza, U. E. (2001). *El minador de la hoja Liriomyza spp y su manejo en la Planicie Huasteca*. INIFAP. CIRNE. Campo Experimental Ebano. Folleto técnico (5).
- Guerrero-López, E., Potosí-Guampe, C., Melgarejo, L. M., & Hoyos-Carvajal, L. (2012). Manejo Agronómico de gulupa (*Passiflora edulis* Sims) en el marco de las buenas prácticas agrícolas (BPA). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de la gulupa Passiflora edulis Sims* (pp. 123-144). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/8547/>
- Gutiérrez, N., Serra, J. A., & Dussan, S. (2012). Priorización de factores críticos para implantar buenas prácticas agrícolas en pequeños productores. *Cuadernos de Desarrollo Rural*, 9(69), 221-237.
- Haag, H. P., de Oliveira, G. D., Borducchi, A. S., & Sarruge, J. R. (1973). Absorção de nutrientes por duas variedades de maracujá. *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz*, 30, 267-279.
- Hawkesford, M., Horst, W., Kichey, T., Lambers, H., Schjoerring, J., White, P. (2012). Functions of macronutrients. En P. Marschner (Ed.), *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants* (pp. 135-189). 3.^a Edition. Nueva York, EE. UU.: Academic Press. doi:10.1016/B978-0-12-384905-2.00006-6
- Hoyos, L., & Castillo, S. Y. (2015). Enfermedades en granadilla (*Passiflora ligularis* Juss). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Granadilla (Passiflora ligularis Juss): caracterización ecofisiológica del cultivo* (pp. 153-176). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.
- Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2017). Resolución 30021 de 2017, *por medio del cual se establecen los requisitos para la certificación en buenas prácticas agrícolas en producción primaria de vegetales y otras especies para consumo humano*. Bogotá, Colombia.
- Insecticide Resistance Action Committee (IRAC). (2011). *Mechanisms of insecticide resistance in Western Flower Thrips, Frankliniella occidentalis (Pergande)*.

- IRAC Sucking Pest WG, Poster Ver. 2. Recuperado de <http://www.irc-online.org/documents/frankliniella-occidentalis-irm-poster/>
- Jaramillo, M. M., Gutiérrez, P. A., Cotes, J. M., González, E. P., & Marín, M. (2011). Detección de los virus AMV, CMV y PLRV en cultivos de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) en Antioquia, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín*, 64(1), 5831-5844.
- Jaramillo, M. M., Álvarez, J. A., & Montoya, M. M. (2013). Características de los virus asociados a la virosis del tomate de árbol (*Solanum betaceum*) en Colombia. *Revista Lasallista de Investigación*, 9(1), 115-127.
- Lemos, J. P. D., & Paiva, É. A. S. (2006). The effects of sooty mold on photosynthesis and mesophyll structure of mahogany (*Swietenia macrophylla* King., Meliaceae). *Bragantia* 65(1), 11-17.
- Lizarazo, M. Á., Hernández, C. A., Fischer, G., & Gómez, M. I. (2013). Biomasa, parámetros foliares y sintomatología en respuesta a diferentes niveles de manganeso, zinc y boro en curuba (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 7(1), 31-45.
- Llanos, C. A. H., Arango, D. L., & Giraldo, M. C. (2008). Actividad insecticida de extractos de semilla de *Annona muricata* (Anonaceae) sobre *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 34(1), 76-82.
- Malpartida-Zevallos, J., Narrea-Cango, M., & Dale-Larraburre, W. (2013). Patogenicidad de *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill., sobre el gusano defoliador del maracuyá *Dione juno* (Cramer) (Lepidoptera: Nymphalidae) en laboratorio. *Ecología Aplicada*, 12(2), 75-81.
- Moya, J., & García, C. (2010). *Determinación de la incidencia e identificación de nematodos fitoparásitos en un cultivo comercial de gulupa Passiflora edulis* Sims, tesis de grado. Universidad de Cundinamarca, Fusagasugá, Colombia.
- Ocampo, J., Marín, C., Posada, C., López, N., & Solano, N. (2012). Establecimiento y zonas productoras del cultivo de la gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis* Sims). En J. Ocampo & K. Wickhuys (Ed.), *Tecnología para el Cultivo de Gulupa (Passiflora edulis f. edulis Sims) en Colombia* (pp. 33 – 37). Bogotá, Colombia: Centro de Biosistemas de la Universidad Jorge Tadeo Lozano, Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.
- Organización Mundial de la Salud (OMS). (2017). *Inocuidad de los alimentos. Nota descriptiva*. Recuperado de <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs399/es/>
- Pardo-Locarno, L. C., & Montoya-Lerma, J. (2007). Ciclo de vida, importancia agrícola y manejo integrado de la chisa rizófaga *Phyllophaga menetriesi*

- Blanchard (Coleoptera: Melolonthidae), en Cauca y Quindío, Colombia. *Acta Agronómica*, 56(4), 195-202
- Patil, J., Goel, S., & Yadav, S. (2017). Bio-management of cucumber wilt complex caused by root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* and *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* in polyhouse under protected cultivation. *Journal of Pure and Applied Microbiology*, 11(4), 1909-1917. doi:10.22207/JPAM.11.4.31
- Peñaloza, M. C., & Díaz, G. (2004). Así se maneja y controla el picudo de los cítricos *Compsus* sp. Bogotá, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario.
- Pérez, L. V., & Melgarejo, L. M. (2012). Caracterización ecofisiológica de la gulupa (*Passiflora edulis* Sims) bajo tres condiciones ambientales en el departamento de Cundinamarca. En L. M. Melgarejo (Ed.), *Ecofisiología del cultivo de la gulupa Passiflora edulis Sims* (pp. 11-32). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.
- Procolombia. (2015). Atrévase a exportar. *El periódico de las oportunidades*. Sexta edición. Recuperado de http://www.procolombia.co/sites/default/files/periodico_oportunidades_sexta_edicion_-_marzo_2015.pdf
- Quiroga-Rojas, L. F., Ruiz-Quiñones, N., Muñoz-Motta, G., & Lozano-Tovar, M. D. (2012). Microorganismos rizosféricos, potenciales antagonistas de *Fusarium* sp. causante de la pudrición radicular de maracuyá (*Passiflora edulis* Sims). *Acta Agronómica*, 61(3), 265-272.
- Ramírez, G., & Morales, J. G. (2013). Primer informe de *Cylindrocarpon destructans* (Zinss) Scholten afectando plántulas de aguacate (*Persea americana* Mill.) en Colombia. *Revista de Protección Vegetal*, 28(1), 27-35.
- Reitz, S. R., Gao, Y., & Lei, Z. (2013). Insecticide use and the ecology of invasive *Liriomyza* leafminer management. En S. Trdan (Ed.), *Insecticides-Development of Safer and More Effective Technologies* (pp. 235-255). Croacia: Intech. doi:10.5772/53874
- Ríos, P., González, M., Obregón, S., Carbonero, M. D., Leal, J. R., Sánchez, M. E. (2018). Brassica-based seedmeal biofumigation to control *Phytophthora cinnamomi* in the Spanish “dehesa” oak trees. *Phytopathologia Mediterranea*, 56(3), 392-399. doi:10.14601/Phytopathol_Mediterr-20771
- Ríos, D., & Tafur, R. (2003). Variedades de aguacate para el trópico: caso Colombia. *Actas del V Congreso Mundial del Aguacate*, Málaga, España. pp. 143-147.
- Robledo-Buriticá, J., Ángel-García, C., & Castaño-Zapata, J. (2017). Microscopía electrónica de barrido ambiental del proceso de infección de *Fusarium solani* f. sp. *passiflorae* en plántulas de maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 41(159), 213-220. doi:10.18257/raccefyn.471

- Rodríguez, A., & Rodríguez, A. K. (2015). Buenas Prácticas Agrícolas (BPA) en el cultivo de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss). En L. M. Melgarejo (Ed.), *Granadilla (Passiflora ligularis Juss): caracterización ecofisiológica del cultivo* (pp. 197-230). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://uneditorial.net/uflip/granadilla-caracterizacion-ecofisiologica/pubData/source/Granadilla.pdf>
- Rodríguez-Henao, E., Caicedo-Arana, A., Enríquez-Valencia, A. L., & Muñoz-Flórez, J. E. (2017). Evaluation of tolerance to *Phytophthora cinnamomi* Rands in avocado (*Persea americana* Miller.) germplasm. *Acta Agronómica*, 66(1), 128-134. doi:10.15446/acag.v66n1.50705
- Rondón, O., Sanabria de Albarracín, N., & Rondón, A. (2006). Respuesta in vitro a la acción de fungicidas para el control de antracnosis, *Colletotrichum gloeosporioides* Penz, en frutos de mango. *Agronomía Tropical*, 56(2), 219-235.
- Salamanca, J., Varón, E. H., & Santos, O. (2010). Cría y evaluación de la capacidad de depredación de *Chrysoperla externa* sobre *Neohydatothrips signifer*, trips plaga del cultivo de maracuyá. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(1), 31-40.
- Santos, L. O., Macamo, E. I. D., Haddad, F., & Silva, H. S. A. (2017). Activity of rhizobacteria antagonistic to *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* in soils cultivated with monocotyledonous plants. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, 47(4), 472-479. doi:10.1590/1983-40632017v4749752
- Toapanta-Gallegos, D. E., Morillo-Velastegui, L. E., & Viera-Arroyo, W. F. (2017). Diagnóstico molecular de *Phytophthora cinnamomi* asociado a la pudrición radicular en zonas productoras de aguacate en Ecuador. *Revista Corpoica: Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 18(2), 285-294. doi:10.21930/rcta.vol18_num2_art:628
- Vallejo, F., Morón, M. A., & Orduz, S. (2007). Biología de *Phyllophaga obsoleta* Blanchard (Coleóptera: Melolonthidae), especie rizófaga del complejo “chisa” de Colombia. *Boletín científico-Centro de Museos-Museo de Historia Natural*, 11, 188-204.
- Villegas, N. P., Gaigl, A., & Vallejo, L. F. (2006). Reconocimiento de especies del complejo chisa (Coleoptera: Melolonthidae) asociadas al cultivo de cebolla y pasto kikuyo del departamento de Risaralda, Colombia. *Agronomía*, 14, 51-63.
- Zachrisson, B. (2005). El Control Biológico Aplicado (CBA) de Insectos-Plagas, en la Agricultura: Utopía o Realidad. *Ecos del Agro-8*. doi:10.13140/RG.2.1.1042.8246
- Zapata, M. J., Sánchez, P. A. G., Torres, J. M. C., Jaimes, E. P. G., & Montoya, M. M. (2011). Detección de los virus AMV, CMV y PLRV en cultivos de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) en Antioquia, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín*, 64(1), 5831-5844.

Editado por el Centro editorial de la Facultad de Ciencias,
Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá,
Fuente principal Adobe Garamond Pro y Alegreya Sans
En el interior se utilizó papel Bond de 90 gramos
y en la carátula papel esmaltado blanco de 250 gramos
Se imprimieron 250 ejemplares en los talleres de Imagen Editorial.



9 789587 839340